



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزاره التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA
RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة ابن خلدون تيارت

UNIVERSITE IBN KHALDOUN – TIARET

معهد علوم البيطرة

INSTITUT DES SCIENCES VETERINAIRES

قسم الصحة الحيوانية

DEPARTEMENT DE SANTE ANIMALE



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de docteur vétérinaire.

Présenté par : Kheireddine Younes

Gouasmi Khalid

Thème

Insémination Artificielle Bovine

Soutenu le 01/07/2024

Jury:

Grade

Président : SAIM Mohamed Said

Maître de conférences A

Encadrant: AYAD Mohamed Amine

Maître de conférences A

Examineur : DERRAR Sofiane

Maître de conférences A

Année universitaire 2023-2024



Remerciements

Tout d'abord, nous voudrions remercier Dieu Tout – Puissant de nous avoir

Donné force et patience pour finir cet humble travail,

À remercier notre encadreur, Mr AYAD Mohamed Amine, pour ses recommandations continues.

Puis il a remercié tous Les membres du jury Mr SAIM Mohamed Said et Mr DERRAR Sofiane qui nous

ont fait l'honneur d'étudier attentivement notre travail

Tous nos professeurs durant nos cinq années d'études,

Et également à remercier tous ceux qui ont contribué directement ou

Indirectement pour avoir fait ce travail, je tiens également à remercier (Dr Hadidi et Kheireddine)

Enfin, j'adresse mes meilleurs vœux à mes collègues de l'université



Dédicaces

Je dédie ce travail:

A ma chère mère,

A mon cher père,

Qui n'ont jamais cessé, de formuler des prières et mon égard, de me soutenir

Et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes objectifs.

A mes frères, Mahfoudh et Hicham et Mahmoud

Pour ses soutiens moral et Leur conseils précieux tout au long de mes études.

A mon chère binôme Khalid

Pour son entente et sa sympathie

A mes chères amis, Moulayelabbas, Imed, Ilyes, Brahim

*Pour Leurs aides et supports dans les moments difficiles A tout la
famille Kheireddine & Abdelali*

A tous les autres amies

Younes



Dédicaces

Je dédie ce travail:

A ma chère mère,

A mon cher père,

Qui n'ont jamais cessé, de formuler des prières et mon égard, de me soutenir

Et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes objectifs.

A mon frère abdellah

Pour ses soutiens moral et Leur conseils précieux tout au long de mes études.

Amon chère binôme YOUNES

Pour son entente sympathie

Ames chères ami(e)s, Moulayelabbas, Imed, Ilyes, Younes

*Pour Leurs aides et supports dans les moments difficiles A toute la
famille GOUASMI*

A tous les autres amies

Khalid

Résumé:

L'insémination artificielle des vaches est une technologie de procréation assistée largement utilisée dans l'industrie de l'élevage pour améliorer la productivité et la qualité des troupeaux. Dans notre travail on a évalué le taux de succès de l'insémination artificielle avec de la semence frais et congelé Selon la méthode de synchronisation de chaleur (GPG, PRIDE delta) dans les wilayas de Chlef et Tiaret Les résultats ont été obtenus après premier insémination et ont changé en raison des conditions et des déséquilibres entre la santé de la vache et la communication entre l'éleveur et le vétérinaire, sans oublier l'équipement de chaque vétérinaire. Dans la wilaya de Chlef, nous avons obtenu un taux de gestation de 60% en utilisant des semences congelées après le protocole GPG, le même pourcentage pour le protocole de PRIDE. Dans la wilaya de Tiaret, nous avons obtenu un taux de gestation de 69,2% en utilisant des semences congelées après le protocole GPG.

Mots clés : Bovin, Insémination artificielle, synchronisation des chaleurs, GPG, PRIDE.

Summary:

Artificial insemination of cows is an assisted reproduction technology widely used in the live stock industry to improve the productivity and quality of herds. In our work we evaluated the success rate of artificial insemination with semen fresh and frozen According to the heat synchronization method (GPG, PRIDE delta) in the wilayas of Chlef and Tiaret The results were obtained after first insemination and changed due to conditions and imbalances between cow health and communication between the breeder and the veterinarian, without forgetting the equipment of each veterinarian. In the wilaya of Chlef, we obtained pregnancy rate of 60% using frozen semen after the GPG protocol, the same percentage for the protocol of PRIDE. In the wilaya of Tiaret, we obtained a pregnancy rate of 69.2% using frozen semen after the GPG protocol.

Keywords: Cattle, Artificial insemination, heat synchronization, GPG, PRIDE.

ملخص :

التلقيح الاصطناعي للأبقار هو تقنية مساعدة على الإنجاب تستخدم على نطاق واسع في صناعة الماشية لتحسين إنتاجية وجودة القطعان. قمنا في عملنا بتقييم معدل نجاح التلقيح الاصطناعي بالسائل المنوي الطازج والمجمد وفقاً لطريقة التزامن الحراري (PRIDE ،GPG). دللتنا في ولايتي الشلف وتيارت تم الحصول على النتائج بعد التلقيح الأول وتغيرت بسبب الظروف والاختلافات بين صحة الأبقار والتواصل بين المربي والطبيب البيطري، دون أن ننسى معدات كل طبيب بيطري في ولاية الشلف حصلت على نسبة حمل 60% باستخدام السائل المنوي المجمد بعد بروتوكول GPG، وهي نفس النسبة بالنسبة لبروتوكول PRIDE. وفي ولاية تيارت، حصلنا على نسبة حمل 69.2% باستخدام السائل المنوي المجمد بعد بروتوكول GPG.

الكلمات المفتاحية: الأبقار، التلقيح الاصطناعي، التزامن الحراري.

1 Sommaire

REMECERMENT.....	
Dédicace.....	
Sommaire.....	
Liste des figures.....	
Liste des tableaux.....	
List de l'abréviation.....	
Introduction.....	01
2 <u>RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:</u>	02
2.1 Rappels anatomiques :.....	02
2.1.1 Localisation de l'appareil génital de la vache :.....	02
2.1.2 L'anatomie de l'appareil génital de la vache :.....	02
2.1.3 Les gonades (ovaires) :.....	03
2.1.4 Les oviductes ou trompes utérines :.....	04
2.1.5 L'utérus.....	06
2.1.6 Corps utérine :.....	06
2.1.7 Cervix (Col) :.....	06
2.1.8 Vagin :.....	06
2.1.9 Vulve :.....	07
2.2 Rappel physiologique :.....	07
2.2.1 Physiologie de l'activité sexuelle :.....	07
3 Chapitre 2 : l'insémination artificielle chez les bovins.....	13
3.1 Généralités :.....	13
3.2 Historique :.....	13
3.3 Les avantages de l'IA :.....	14
3.4 Les inconvénients de l'IA :.....	14

1 Sommaire

3.6	La technique d'insémination artificielle :.....	15
3.6.1	La décongélation:	15
3.6.2	L'insémination proprement dite (technique et lieu):	17
3.6.3	Moment d'insémination et procédure :	20
3.6.4	Les différents protocoles de synchronisation des chaleurs en cours l'AI :	22
3.7	Les facteurs influencent la réussite de l'AI :	32
4	Partie expérimentale.....	33
4.1	Objectif de l'étude :	33
4.2	Lieu et période du travail :	33
4.3	Matériel et méthodes :	33
4.4	Etude statistique :	39
4.5	Résultats et discussion :	40
	Conclusion	43
	Références bibliographique :	44

Liste des figures :

Figure 1 Os de bassin	03
Figure 2 Préhension et palpation de l'ovaire (Hanzen, 2010; Dellmann et Eurell, 1998).....	04
Figure 3 Appareil génital de la vache (DUPLAN 1973).....	05
Figure 4 Le cycle oestral chez la vache (Wattiaux, 2006).....	10
Figure 5 étapes du développement folliculaire (Ball et Peters, 2008).....	13
Figure 7 pistolet d'insémination.....	16
Figure 6: conditionnement du sperme	16
Figure 8 préparation de la paillette.....	17
Figure 9: Insémination par voie vaginale	18
Figure 10: site anatomique de l'insémination	19
Figure 11 PRID® DELTA	34
Figure 12 applicateur de PRID® DELTA	34
Figure 13 semence congelé et fraîche	34
Figure 14: Paillette	34
Figure 15: Dalmazin®(PGF2 α) et Dalmazin®(Gnrh).....	34
Figure 16 pistolet de Cassou	34
Figure 17: vache numéro 140221	35
Figure 18: vache numéro 1458.....	35
Figure 19 insémination de la vache numéro 1458.....	37
Figure 20: Signes de chaleurs (Glaires cervicales et rougeur)(photos personnelle).....	40

Liste des tableaux :

Tableau 1 moment idéale de l'insémination artificiel	21
Tableau 3 L'étude dans la ferme expérimentale a été réalisée sur 2 vaches.....	35
Tableau 4 L'étude dans les environs de Tiaret a été réalisée sur vaches	38
Tableau 5 L'étude dans la Wilaya de chlef a été réalisée sur vaches.....	39

LES ABREVIATION:

LH: Luteinizing Hormone

FSH: Follicular Stimulating Hormone

IA : Insémination Artificielle

GNRH : Gonadotropin Relesing Hormone

GPG : Gondolibérine-Prostaglandine F200-gonadolibérine

PGF : Prostaglandine

®: Nom déposé de marques

PGF2 α : Prostaglandine F2 alpha

IAF : Insémination Artificielle Fécondante

Introduction

Introduction

L'insémination artificielle des vaches est une technologie de procréation assistée largement utilisée dans l'industrie de l'élevage pour améliorer la productivité et la qualité des troupeaux. Cette méthode présente de nombreux avantages, comme la possibilité de sélectionner les meilleures souches d'élevage, d'améliorer la génétique animale et d'améliorer les performances de reproduction, (Diop, 1993).

Cependant, l'insémination artificielle souffre en Algérie de problèmes qui entravent son succès et n'est pas aussi efficace que l'exige le domaine, (Bourbia, 1998).

Par conséquent, notre objectif dans ce mémoire est de maîtriser l'acte la technique et les règlements de l'insémination artificielle bovine dans la meilleur façon à travers l'identification des causes d'échec et les résultats négatifs dans le terrain Algérien pour obtenir de bons résultats et améliorer la productivité par une étude prospective en premier lieux et une étude rétrospective dans la région de CHLEF et TIARET en second Lieux.

**Chapitre 1 : RAPPELS ANATOMIQUES ET
PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL
GENITAL:**

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

1.1 Rappels anatomiques :

1.1.1 Localisation de l'appareil génital de la vache :

L'appareil génital de la vache est Logé dans une cavité osseuse composée par Le bassin (pelvis ou canal pelvien) qui est composé par :

- ◆un plafond formé par le sacrum et quelques vertèbres coccygiennes.
- ◆des parois latérales qui sont les coxaux en avant, prolongées par les ligaments sciatiques.
- ◆un plancher formé par la partie inférieure des coxaux et du pubis.

1.1.2 L'anatomie de l'appareil génital de la vache :

L'appareil génital de la femelle n'est pas simplement limité à l'élaboration des gamètes et des hormones sexuelles, mais il est également le siège de la fécondation, de la gestation, de la parturition et de la lactation (VAISSAIRE, 1977).

Exception faite de l'orifice d'entrée ou vulve, les organes génitaux de la femelle sont en position pelvis-abdominal. Leur topographie est sujette à variation suivant que l'animal est vide où en de gestation et dans ce cas elle varie suivant le stade de celle- ci.

Connaître cette topographie représente une nécessité pour mener à bien certaines méthodes d'exploitation telles que le diagnostic de gestation par taxis interne chez les grandes espèces, celui de certaines dystocies et pour pouvoir mener à leur niveau les interventions motivées par l'accouchement ou par divers troubles pathologiques , (DERIVAUX ET ECTORS, 1980).

L'appareil génital femelle se compose essentiellement des ovaires ou se différencient et se développent les ovules et de deux oviductes continués par deux Cornes utérines ou se fait le développement du fœtus .Quant à l'ensemble vulve-vagin séparé de l'utérus par le col de l'utérus, c'est le lieu d'introduction de la verge et il s'ouvre à l'extérieur par les lèvres vulvaires, (CRAPLET, 1973 .

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

Bassin de la vache (vue générale)

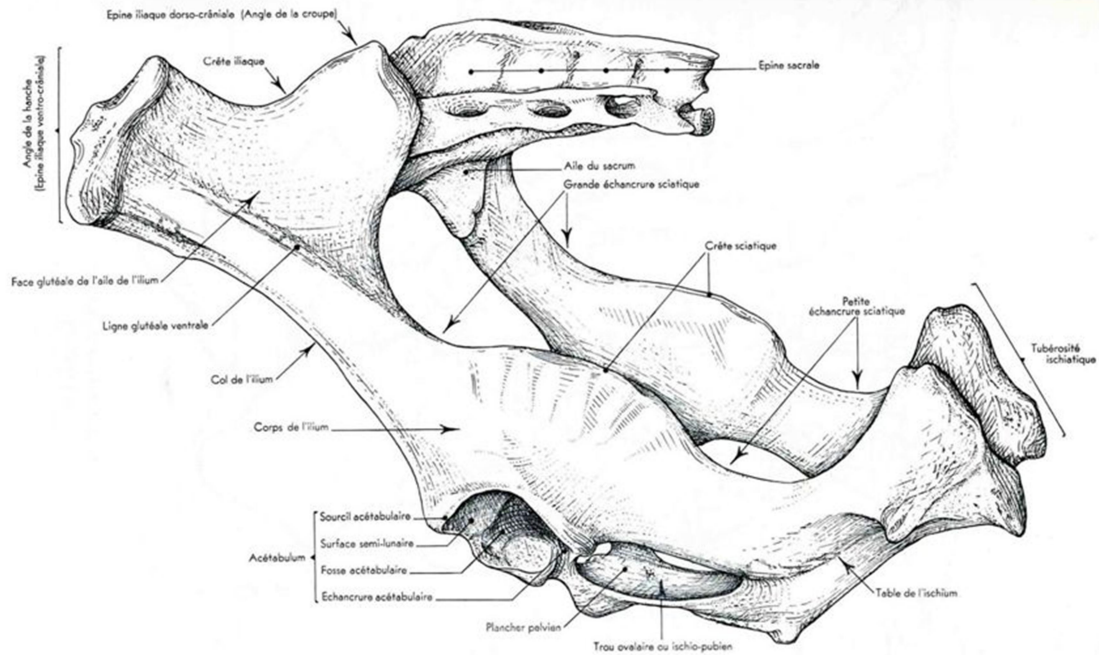


Figure 1 Os de bassin (site internet : kaarten :Stomato-pathologies osseuses)

1.1.3 Les gonades (ovaires) :

L'ovaire représente l'organe essentiel de la reproduction chez la femelle c'est à son niveau que se différencient et se développent les ovules. L'ovule, fécondé par le spermatozoïde, ira se fixer dans l'utérus et s'y développer pour donner naissance à un nouvel individu. Les ovaires de la vache sont aplatis. du volume d'une noix, en forme d'amande, boss clés et dépourvus d'échancrure. Ils sont suspendus au bord antérieur du ligament large et situés en avant du bord antérieur du pubis, et chez les sujets jeunes à l'entrée de la cavité pelvienne, le long du corps de la matrice ou à la base de la corne. Il est facile de les explorer par voie rectale en prenant comme point de repère la naissance des cornes et en cherchant, légèrement en dehors de cette bifurcation, au niveau du bord antérieur du pubis ou de l'entrée du bassin. L'état bosselé est dû à la présence de follicules à divers degrés de développement, corps jaune se reconnaît au sillon

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

disjoncteur qui le sépare de l'ovaire ; le corps jaune se reconnaît au sillon disjoncteur qui le sépare de l'ovaire. (J.DERIVAUX et F.ECTORS)



Figure 2 : Préhension et palpation de l'ovaire (Hanzen, 2010; Dellmann et Eurell, 1998).

1.1.4 Les oviductes ou trompes utérines :

L'oviducte ou trompe utérine ou trompes de Fallope ou salpinx est un petit canal flexueux de 20 à 30 cm de long, logé dans le ligament large près de son bord antérieur (Fig3) (Duplan, 1973). Il a un triple rôle : captation de l'ovule au moment de l'ovulation, transport de l'ovule ou de l'œuf vers l'utérus, et modification des spermatozoïdes (capacitation) pour être aptes à fertiliser (Deletang, 2004).

Le corps de l'utérus est court, les cornes sont longues et recourbées vers le bas, le ligament large s'insère au niveau de la petite courbure. Elles sont effilées à leur extrémité antérieure et soulées sur une certaine étendue à leur partie postérieure où elles sont réunies, dans l'angle de bifurcation, par deux replis musculo-séreux superposés entre lesquels il est facile d'introduire le doigt. Situé tout entier dans la cavité pelvienne chez les jeunes femelles, l'utérus gagne la cavité abdominale à la suite des gestations mais il dépasse rarement le plan vertical réunissant les deux angles de la hanche (Fig3). La cavité utérine est réduite; la muqueuse présente une série d'élevures arrondies, convexes, au nombre de 70 à 150; ce sont les cotylédons au niveau desquels viendront s'insérer les villosités choriales. Le col est long (10 cm), étroit, à paroi épaisse et dure et la muqueuse, plissée radialement, forme deux, trois et même quatre fleurs épanouies disposées successivement et même concentriquement, découpées en lobes inégaux ayant une consistance presque cartilagineuse. L'irrégularité des fleurs épanouies fait que la lumière du conduit réalise davantage une ligne brisée qu'une ligne droite. Le cathétérisme du col est difficile chez la génisse (Fig3).

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

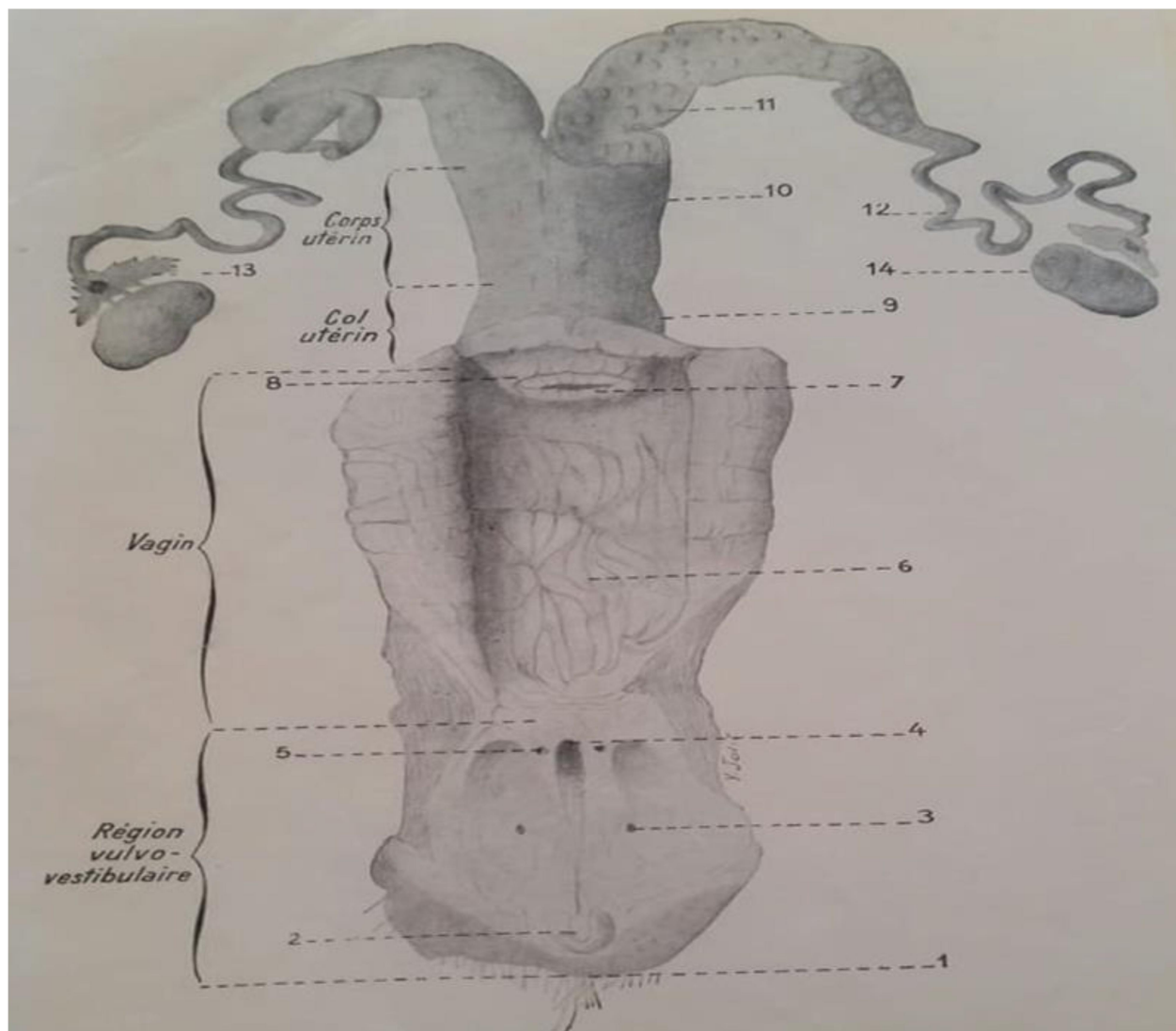


Figure 3 : Appareil génital de la vache (DUPLAN 1973).

1. commissure inférieure de la vulve ; 2. Clitoris ;
3. Orifice de la glande de Bartholin ; 4. Méat urinaire ;
5. Orifice de canal de Garner ; 6. Muqueuse du vagin ;
7. Ouverture vaginale du col ; 8. Étages de fleur épanouie et saillie vaginale du col ;
9. Col utérin ; 10. Corps utérin ; 11. Muqueuse cotylédonaire de la corne utérine ;
12. Oviducte ; 13. Pavillon et son ouverture ; 14. Ovaire.

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

1.1.5 L'utérus

Le corps de l'utérus est court, les cornes sont longues et recourbées vers le bas c'est-à-dire en sens inverse de celles de la jument; le ligament large s'insère au niveau de la petite courbure. Elles sont effilées à leur extrémité antérieure et soulées sur une certaine étendue à leur partie postérieure où elles sont réunies, dans l'angle de bifurcation, par deux replis musculo-séreux superposés entre lesquels il est facile d'introduire le doigt. Situé tout entier dans la cavité pelvienne chez les jeunes femelles, l'utérus gagne la cavité abdominale à la suite des gestations mais il: dépasse rarement le plan vertical réunissant les deux angles de la hanche.

1.1.6 Corps utérine :

La cavité utérine est réduite; la muqueuse présente une série d'élevures arrondies, convexes, au nombre de 70 à 150; ce sont les cotylédons au niveau desquels viendront s'insérer les villosités choriales.

1.1.7 Cervix (Col) :

Le col est long (10 cm), étroit, à paroi épaisse et dure et la muqueuse, plissée radiairement, forme deux, trois et même quatre fleurs épanouies disposées successivement et même concentriquement, découpées en lobes inégaux ayant une consistance presque cartilagineuse. L'irrégularité des fleurs épanouies fait que la lumière du conduit réalise davantage une ligne brisée qu'une ligne droite. Le cathétérisme du col est difficile chez la génisse.

1.1.8 Vagin :

Résultant de la fusion terminale des canaux de Muller, le vagin est un conduit membraneux étendu horizontalement d'arrière en avant entre le cervix et la vulve. Il est en rapport en haut avec le rectum, en bas avec la vessie et le canal de l'urètre, latéralement avec les coxaux. Il est tapissé dans son 1/3 antérieur par le péritoine et il est uni aux organes voisins, dans le reste de son étendue, par un tissu conjonctif. La muqueuse vaginale est tapissée de plis muqueux qui lui permettent de se dilater considérablement lors du passage du fœtus, Chez la vache et la truie le vagin présente, de chaque côté du plancher, les canaux de Gartner, conduits sous-muqueux, s'ouvrant dans la vulve au voisinage du méat urinaire et se terminant en cul-de-sac plus ou moins en avant, ordinairement près du col de l'utérus. Ces camus, vestiges des corps de Wolf, font parfois défaut soit uni, soit bilatéralement; ils présentent parfois de la dilatation kystique.

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

L'hymen embryonnaire, qui persiste parfois tératologiquement jusqu'à l'âge adulte, délimite le vagin de la vulve.

1.1.9 Vulve :

Située immédiatement sous l'anus dont elle est séparée par le pont ano-vulvaire, la vulve termine le canal génital; elle dérive de l'ectoderme et non du mésoderme comme les organes précédents. Elle forme une fente verticale présentant deux lèvres et deux commissures; les lèvres sont plus ou moins épaisses et recouvertes d'une peau riche en glandes sébacées; la commissure supérieure répond à l'anus par le périnée, la commissure inférieure loge le clitoris. Entre la peau et la muqueuse vulvaire se trouvent le bulbe vaginal, organe érectile, et les muscles de la vulve disposés circulairement et agissant en sphincter de la partie terminale du canal génital. Chez certaines espèces (jument, vache, lapine) on remarque, vers le milieu des parois latérales de la vulve, l'ouverture de la glande vulvo-vaginale de Bartholin, glande muqueuse pouvant donner licou, notamment chez la vache, à la formation de kystes de la grosseur du poing. C'est dans la vulve que débouche le canal de l'urètre le méat urinaire est parfois coiffé d'une valvule et chez la vache on trouve, dans le canal de l'urètre, à une petite distance de son ouverture, une seconde valvule implantée sur la paroi postérieure du canal et à bord libre dirigé en haut et en arrière que l'on doit éviter quand on pratique le cathétérisme de la vessie. La vulve de la brebis, de la chèvre, de la truie et de la chienne a une forme triangulaire chez la chatte, le clitoris renferme un noyau cartilagineux. (DUPLAN 1973).

1.2 Rappel physiologique :

1.2.1 Physiologie de l'activité sexuelle :

1.2.1.1 Physiologie de l'activité sexuelle du taureau :

L'activité sexuelle du taureau peut être décrite en deux temps: les cycles sexuels et le comportement sexuel.

Les cycles sexuels du taureau :

C'est à la puberté que commence l'activité sexuelle chez le taureau et elle se déroule de façon continue jusqu'à la sénescence vers l'âge de 12-15 ans (PAREZ, M et all 1987).

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

Cette activité est caractérisée par la production de spermatozoïdes dans les testicules dès l'âge de 7 mois, et ensuite par la copulation et l'éjaculation.

La production de spermatozoïdes ou spermatogénèses, se fait à partir des cellules souches appelées spermatogonies, après un ensemble de multiplications et de différenciations cellulaires appelé cycle spermatique. Chez le taureau ce cycle dure environs 60 jours et une spermatogonie souche produit 64 spermatozoïdes (PAREZ, Met all 1987).

Le comportement sexuel du taureau :

Selon PAREZ, le comportement sexuel du taureau est l'ensemble de mécanismes le conduisant à rechercher activement les femelles capables d'accepter la copulation, à s'accoupler et à éjaculer. Le taureau recherche la femelle en chaleurs et c'est le comportement de cette dernière en particulier son immobilisation qui déclenche la parade sexuelle et l'érection du taureau. La libido du mâle conditionne beaucoup ce mécanisme dont la maîtrise est nécessaire pour l'obtention du sperme utilisable en insémination artificielle.

Physiologie de L'activité sexuelle de la vache :

L'activité sexuelle véritable chez la vache commence à la puberté avec l'apparition des premières chaleurs.

L'âge de la puberté est très variable selon la race

Cette activité est cyclique et détermine les différents cycles sexuels : le cycle de reproduction et le cycle œstral. Elle est sous la dépendance des hormones hypophysaires.

Le cycle sexuel :

La vache est une espèce polyœstrienne, son activité sexuelle cyclique est continue tout au long de l'année. Les cycles ovariens et œstrien, sont deux composantes de l'activité sexuelle des vaches, dont la cyclicité peut être caractérisée par le cycle sexuel. Pour ce dernier, il est commode de le définir comme étant l'ensemble des modifications au niveau de l'ovaire, des voies génitales et du comportement, qui se succèdent du début d'un œstrus au début de l'œstrus suivant (**Batellieret al. 2011**). L'activité sexuelle débute à la puberté, qui intervient en moyenne à l'âge de 10 à 15 mois selon les races, lorsque l'animal atteint 50 % à 60 % de son poids adulte pour les races laitières contre 70 % pour les races allaitantes (**Grimard et al. 2017**).

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

Le cycle ovarien : se décompose en deux phases :

Une phase folliculaire, de 4 j, qui se caractérise par la lutéolyse ou destruction du corps jaune et une augmentation du taux d'oestrogènes. Pendant que l'ovulation et la formation du corps jaune marque le passage à la phase lutéale qui dure 17 jours, caractérisée par un taux élevé de progestérone et par la sélection et la différenciation de follicules tertiaires en follicules cavitaires (**Cauty et Perreau, 2009**).

Le cycle oestrien : se divise en quatre phases :

L'oestrus (J0) : et la période de vraies chaleurs, et donc de réceptivité sexuelle de la vache, qui marque le 1er jour d'un cycle oestrien . Au cours de cette phase, le follicule de « De Graaf » mûrit, est le dernier stade du follicule ovarien qui va libérer l'ovocyte lors de l'ovulation. La durée de cette phase est très variable, mais il est communément admis qu'elle est comprise entre 6 et 14 h en moyenne (**Giroud, 2007**).

Le metoestrus (J1 à J3) : au cours de cette période le follicule de « De Graaf » finit sa maturation, puis l'ovulation aura lieu 10 à 12 h après le début de cette période. L'ovocyte est pondu par le follicule de « De Graaf », qui se transforme en corps jaune. Ce dernier atteint sa taille maximum 8 à 18 j après les chaleurs. Il produit la progestérone, qui prépare l'utérus à recevoir un éventuel foetus. Cette période dure en moyenne 72 h (**Giroud, 2007**).

Le di-oestrus (J4 à J18) : est caractérisé par la présence d'un ou de plusieurs corps jaunes. En absence de fécondation, le corps jaune régresse, la vache retourne en prooestrus. Ainsi on marque le début d'un nouveau cycle.

Le pro-oestrus (J19 à J21) : cette phase de préparation à l'oestrus est caractérisée par la chute du taux de progestérone et par une production maximale d'oestrogènes. Sa durée est en moyenne de 10 h. Elle marque l'émergence d'un nouveau follicule dominant qui va se transformer en follicule de « De Graaf » au cours de l'oestrus (**Giroud, 2007 ; Bruyere, 2009**).

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

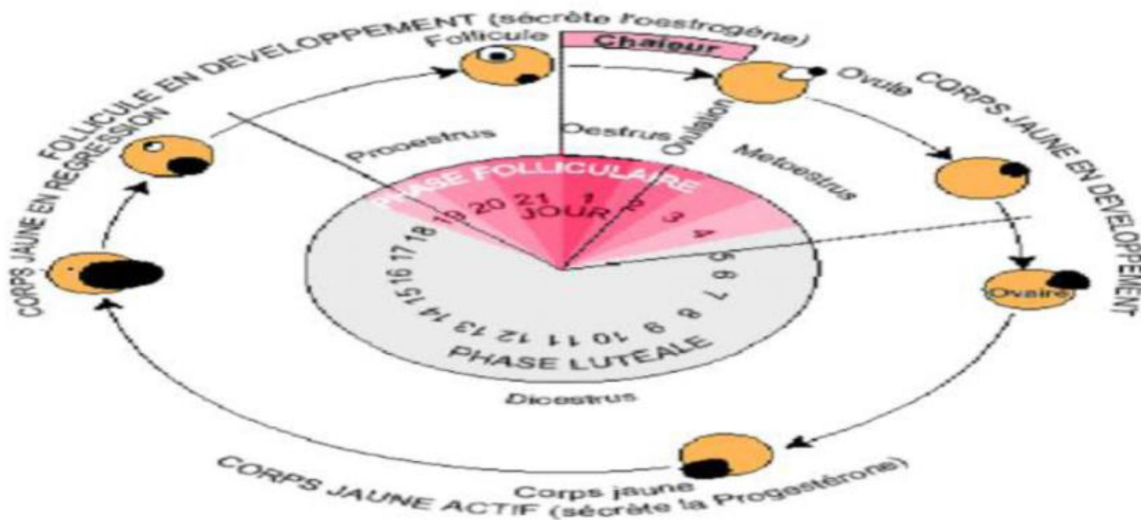


Figure 4 Le cycle oestral chez la vache (Wattiaux, 2006).

L'ovogenèse

Est complexe et se déroule ainsi :

- 1) A 8 semaines de gestation, il y a multiplication des ovogonies pour donner des millions d'ovogonies à 15 semaines ;
- 2) Certains subissent une atrophie jusqu'à la naissance et il ne reste que quelques centaines ;
- 3) D'autres subissent un accroissement et la méiose jusqu'à la naissance avec arrêt au stade ovocyte I ;
- 4) A la puberté, l'ovogenèse reprend à chaque cycle.

- _ Chaque ovocyte croit tout seul (entouré de quelques cellules), c'est la folliculogénèse ;
- _ Beaucoup d'ovocytes dégénèrent également au cours de la vie ;
- _ À un certain âge, le stock s'épuise (10 à 12 ans chez la vache) ;
- _ Ovulation 12h après la fin des chaleurs, durée de vie de l'ovule de 8 à 12h. (Manuel de Formation

Sur L'INSÉMINATION ARTIFICIELLE ET LA GESTION DE TROUPEAU DE SÉLECTION)

Folliculogénés :

Les étapes du développement des follicules sont au nombre de trois : la phase de multiplication, la phase de croissance et la phase de maturation. Elles sont indissociables du développement de l'ovocyte qu'ils renferment. L'étude descriptive de la folliculogénèse serait

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

incomplète si elle n'envisageait pas également un processus qui concerne la majorité des follicules présents à la naissance sur l'ovaire, à savoir, l'atrésie.

Phase de multiplication : Sitôt établie la différenciation sexuelle embryonnaire, soit vers la 6e semaine de la gestation chez la vache (Snow et al, 1983) Les cellules germinales souches se multiplient entre le 60e et le 170e jour de gestation (Erickson, 1966a ; Russe, 1983 ; Wandji et al. 1992). Se forme ainsi pendant la gestation un stock de 2 millions d'ovogonies qui, une fois la phase mitotique terminée, entament une division méiotique qui se trouve bloquée en prophase 1: elles se transforment ce faisant en ovocyte primaire.

L'importance du stock folliculaire ainsi constitué dépend de l'espèce (235.000 chez la vache) de la race, de l'individu, de l'âge, du niveau hormonal ou du statut de reproduction (Betteridge et al 1989). Cette réserve folliculaire décline progressivement au cours de la vie de l'animal. Chez la vache, le nombre de follicules primordiaux a été estimé à 40.000 vers l'âge de 2 à 3 ans et à 2500 entre 12 et 14 ans (Erickson, 1966b).

Phase de croissance : Cette phase de croissance ne concerne que 10 % du stock folliculaire. Comprise entre le moment où le follicule quitte la réserve folliculaire et celui de l'ovulation, elle est particulièrement longue et variable selon les espèces. Chez la ratte, elle a été estimée à 21 jours soit 17 jours pour atteindre le stade cavitaire et 4 à 5 jours pour atteindre le stade ovulatoire (Hirshfield et Midgley, 1978) Cette phase se caractérise par des modifications qui concernent tout à la fois le follicule et l'ovocyte qu'il renferme. Le développement folliculaire est continu et comprend les stades de follicule primordial, primaire et secondaire, constituant les follicules préantraux, puis les stades tertiaire et de De Graaf représentant les follicules antraux)

Follicule primordial, centré par l'ovocyte I, est entouré de quelques cellules folliculaires endothéliales formes. Son diamètre moyen est de 40 μm . Habituellement localisé en périphérie de l'ovaire, il représente le stade folliculaire quiescent. L'ovocyte, de diamètre compris entre 20 et 35 μm , se trouve bloqué au stade diplotène de la prophase de sa première division méiotique (ovocytes primaires) (Sirard et al.1989), Le follicule primaire se caractérise par l'augmentation du volume de l'ovocyte Le diamètre du follicule primaire est compris entre 60 et 80 μm et celui de l'ovocyte qu'il renferme entre 30 et 40 μm .

Follicule secondaire, l'ovocyte a atteint son volume maximal. Il s'est entouré d'un pellucide bien différencié et de deux ou trois couches de cellules cubiques formant la granulosa.

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

Follicule tertiaire est dit cavitaire ou antral en raison de l'apparition au sein des couches de cellules folliculaires de petites cavités résultant de l'accumulation d'un transsudat plasmatique et de la sécrétion des cellules de la granulosa. Ces cavités finissent par confluer pour former l'antrum. Le follicule atteint à ce moment la taille de 3 à 4 mm et l'ovocyte un diamètre compris entre 100 et 130 μm .

Les follicules tertiaires avec le développement de l'antra sous l'influence de la FSH. Des produits des sécrétions des cellules de la granulosa et de la thèque ainsi que les substances plasmatiques (acides aminés, lipides et autres petites molécules dérivant du plasma) diffusant à partir des capillaires de la thèque vont s'accumuler dans l'antrum. La formation de l'antrum va entraîner la ségrégation des cellules de la granulosa en deux types de cellules différents sur le plan anatomique et fonctionnel : les cellules murales de la granulosa et les cellules du cumulus entourant intimement l'ovocyte. La prolifération des cellules de la granulosa diminue et la croissance du follicule s'effectue essentiellement par l'augmentation du liquide de l'antra.

Le follicule mûr ou follicule de Graaf : Il représente la phase terminale du développement folliculaire et atteint alors le stade pré-ovulatoire. Au moment de l'ovulation, le follicule de Graaf répond au pic de LH en libérant l'ovocyte dans le tractus génital avant d'évoluer lui-même en corps jaune ou corpus luteum.

La phase de maturation : avec les modifications cytologiques, permettant l'acquisition par l'ovocyte de l'aptitude à être reconnu et fusionné avec un spermatozoïde.

. Schéma des stades de développement folliculaire (**Edson et al. 2009**).

L'ovulation :

L'ovulation est l'émission du gamète femelle. Ce phénomène est précédé quelques jours avant par un comportement spécifique : le comportement d'oestrus qu'on résume souvent par le terme « oestrus ». Selon les espèces, le comportement d'oestrus peut se poursuivre quelques heures après l'ovulation. Pendant la phase d'oestrus, la femelle développe une série de comportement pour attirer les mâles et elle accepte l'accouplement. Les femelles en oestrus montrent un comportement qui est similaire à celui des animaux en présence d'une grande quantité d'oestres ou de taons : agacement, fouaillement de la queue, etc. Le terme d'oestrus a été utilisé la première fois pour décrire la période du cycle où se déroule l'ovulation par Walter Heape dans son ouvrage dédié aux différents types de cycles reproducteurs chez les mammifères (**Heape, 1900**).

Chapitre 1 :

2 RAPPELS ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES DE L'APPAREIL GENITAL:

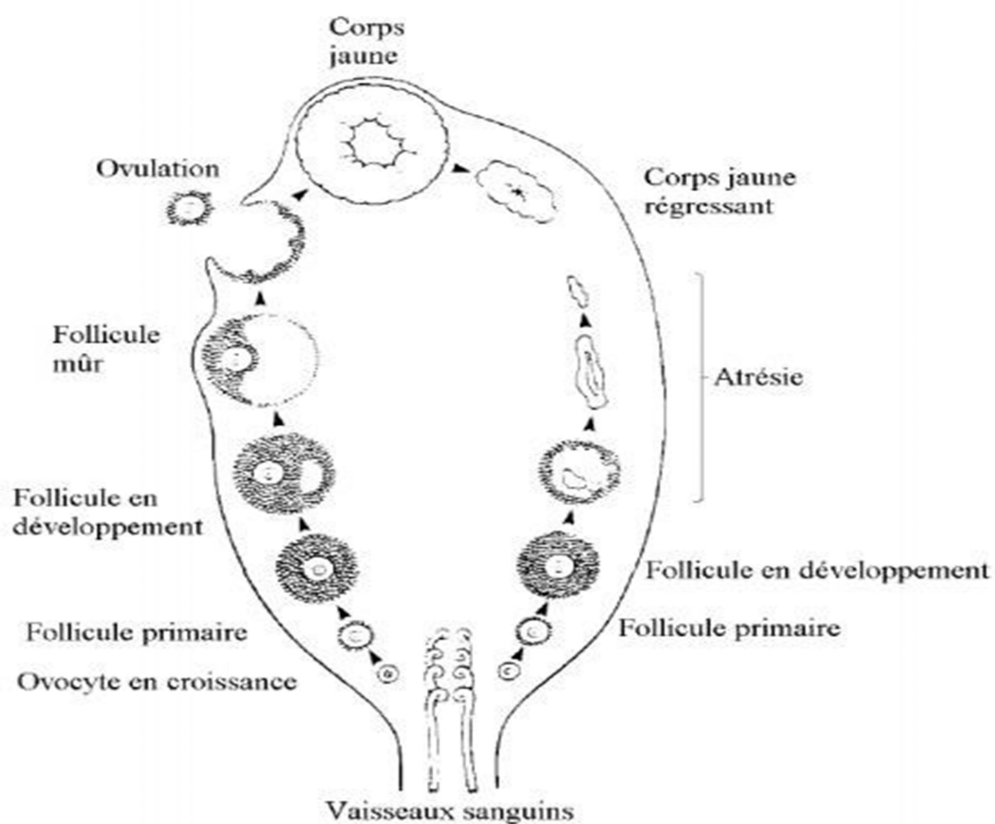


Figure 5 : étapes du développement folliculaire (Ball et Peters, 2008).

**Chapitre 2 L'insémination
artificielle chez les bovins**

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins

1.3 Généralités :

L'insémination artificielle (IA) est une technique qui consiste à déposer à l'aide d'un instrument approprié, la semence d'un mâle dans les voies génitales d'une femelle en période de fécondité en vue de la fécondation.

1.4 Historique :

La première IA a été réalisée par LAURO SPALLANZANI chez l'achienne en 1779. SIREVERET et ALBERT reproduisent les mêmes expériences un siècle plus tard.

En 1890, REPJQUET insémine la jument en France. A la même époque HOFFAN faisait la première insémination en Allemagne.

En 1902 SAND au Danemark indique que l'importante caractéristique de cette technique est l'emploi économique d'un reproducteur de valeur.

En 1912 IVANGV insémine 39 juments et obtient 31 gestations en URSS puis étend la méthode aux ovins et aux bovins.

En 1936 au Danemark, SORENSEN crée la première coopérative d'IA et 1700 vaches avaient été inséminées la première année avec un taux de fécondité de 51%.

En 1952 POLGE et ROWSON ont été à l'origine de la congélation du sperme de taureau, ce qui permet le stockage de la semence à long terme.

En France. Les premiers agneaux conçus par IA naquirent en 1944 à la Bergerie Nationale de Rambouillet. La première insémination en ferme fut réalisée sur une vache normande en 1946 par CASSOU.

En Afrique, ANDERSON fait des expérimentations d'IA au Kenya en 1935. En 1944, MANDOW fait des essais d'IA avec la semence fraîche de race Mombeliard.

3 L'insémination artificielle chez les bovins

1.5 Les avantages de l'I.A :

L'I.A présente des intérêts génétiques, économiques et sanitaires :

- Sur le plan génétique, l'I.A permet l'utilisation des géniteurs testés l'exploitation maximale de leur potentiel génétique et la diffusion large de leur semence en vue d'une amélioration génétique du troupeau.
- Sur le plan économique elle permet la réduction du nombre de géniteurs mis-en reproduction ce qui abaisse le coût de leur entretien.
- Sur le plan sanitaire, elle réduit les possibilités de transmission des maladies sexuelles puisque la semence provient des animaux contrôlés. (DBRIVAUX, J. 1971)

1.6 Les inconvénients de l'LA :

- Les inconvénients sont du même ordre que les avantages. Sur le plan génétique, le danger réside sur la possibilité de diffusion des semences provenant d'un mauvais géniteur et les risques de consanguinité à long temps du fait d'un nombre réduit de géniteurs.
- Sur le plan économique. La difficulté de détection de chaleurs qui augmente rait le taux de femelles non fécondées, peut être à l'origine d'une baisse de productivité dans un élevage.
- Sur le plan sanitaire, il Ya des risques de transmission des maladies d'une femelle à l'autre par une mauvaise tenue des instruments utilisés en I.A.(DBRIVAUX,J. 1971)

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins

1.7 La technique d'insémination artificielle :

1.7.1 La décongélation:

Le réchauffement du sperme du taureau doit être aussi rapide que possible.

Classiquement, la paillette sera tout d'abord secouée pour en faire tomber le reste d'azote liquide puis plonger et agiter dans l'eau à 34-37°C (décongélation in vitro).

La décongélation s'observe au bout d'une trentaine de seconde. Pendant ce temps; il est conseillé de frotter le pistolet d'insémination pour le réchauffer.

Cependant, si la température ambiante est inférieure à 20°C, il est préférable de tenir la paillette dans l'eau de réchauffement jusqu'à son utilisation pour éviter tout choc thermique au sperme. L'intervalle décongélation-insémination peut être prolongé jusqu'à 60mm, si la paillette peut être maintenue à une température de 35°C. Certains auteurs ont préconisé la décongélation dite in vivo c'est-à-dire dans le col utérin lors de l'insémination. Il semble bien en faire qu'en raison des 60 secondes en moyenne qui s'écoulent entre la charge de la paillette et l'insémination proprement dite, la décongélation s'opère en fait à la température du pistolet. En l'absence d'eau tiède, on peut également congeler la paillette à la bouche.

Une fois congelée secouée et essuyée (l'exposition du sperme à une goutte d'eau peut induire des lésions cellulaires irréversibles), la paillette est introduite dans le pistolet d'insémination par son extrémité comportant le double bouchon (rôle de piston). L'autre extrémité sera coupée perpendiculairement pour assurer un maximum d'étanchéité avec le bouchon de la gaine d'insémination. Idéalement l'insémination de l'animal doit être réalisée dans les 15mm suivant la sortie de la paillette de l'azote liquide ;

Le pistolet et la gaine d'insémination seront éventuellement recouverts d'une gaine protectrice en plastique qui sera perforé lors de l'introduction du pistolet dans le col utérine.

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins



Figure 6: conditionnement du sperme

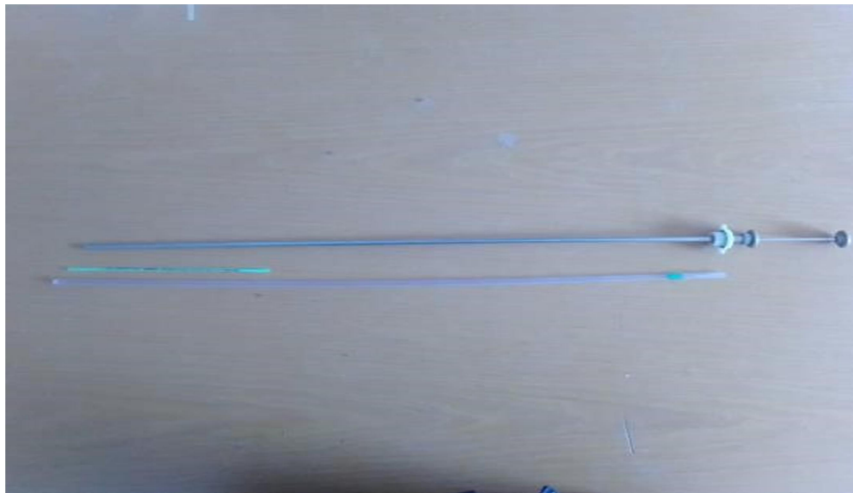


Figure 7 : pistolet d'insémination

3 L'insémination artificielle chez les bovins

1.7.2 L'insémination proprement dite (technique et lieu):

Le matériel se compose d'un pistolet d'insémination d'une longueur de 40 à 45cm et d'un diamètre de 5 à 6 mm comportant un corps externe et un mandrin interne. Il se complète d'une gaine en matière plastique externe fixée au pistolet d'insémination au moyen d'une petite rondelle. Deux méthodes d'insémination peuvent être utilisées chez les bovins.



Figure 8 : préparation de la paillette

3 L'insémination artificielle chez les bovins

La première ou voie vaginale:

Repose sur l'emploi d'un spéculum et d'une source lumineuse permettant le dépôt du sperme dans la partie postérieure du canal cervical. Elle est pratiquement abandonnée voire réservée à des cas individuels.



Figure 9: Insémination par voie vaginale (site :<https://www.google.com/url?sa=i&url=>)

3 L'insémination artificielle chez les bovins

La seconde et voie rectale:

Est classiquement utilisée parce que plus rapide et plus hygiénique mais aussi parce qu'elle offre la possibilité d'un examen préalable du tractus génital visant à confirmer l'état œstral de l'animal (présence de follicules, tonicité des cornes) mais aussi favorable à la libération d'ocytocine est donc à la remontée des spermatozoïdes à la jonction utéro-tubaire. Le col est saisi manuellement au travers de la paroi rectale. Sa tension vers l'avant permet d'éviter la formation de replis vaginaux, susceptibles d'entraver la progression du pistolet d'insémination dans la cavité vaginale. L'introduction de l'extrémité du pistolet d'insémination dont le vent maintenant ce dernier au moyen de l'index et du majeur. La traversée du col sera facilitée en imprimant à ce dernier des mouvements latéraux et verticaux ; une fois le col franchi, le pistolet sera aisément guidé vers l'une ou l'autre corne.

Classiquement le dépôt de la semence se fait au niveau du corps utérin.

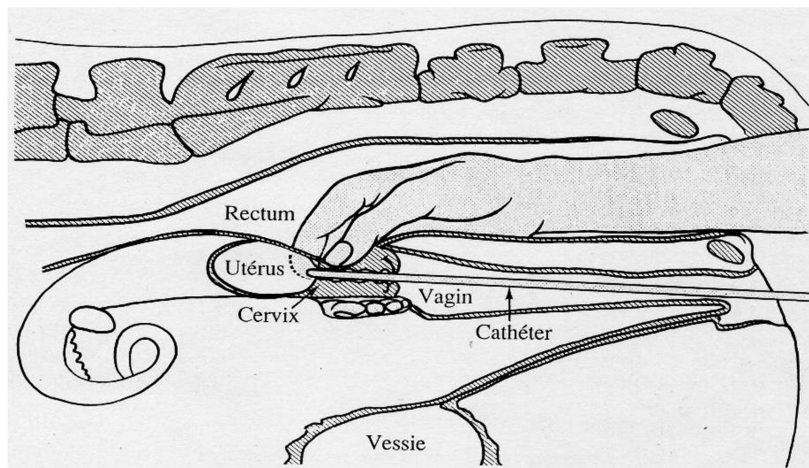


Figure 10: site anatomique de l'insémination

Remarque : Quelques soit l'endroit anatomique d'insémination, il en résulte un reflux du sperme vers la cavité vaginale mais une insémination au niveau des cornes ou le corps s'avère beaucoup plus fiable que celle effectuée au niveau du col utérin puisque le reflux du sperme dans la cavité vaginale sera minimisé.

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins

1.7.3 Moment d'insémination et procédure :

L'objectif est d'inséminer au moment le plus proche de l'ovulation, la durée de l'œstrus, les spermatozoïdes doivent séjourner pendant environ six heures dans les voies génitales femelles (phénomène de capacitation), le meilleur moment pour obtenir une germination fécondante est la deuxième moitié de l'œstrus.

La procédure de l'insémination artificielle :

1. avoir un thermostat a décongelé rempli d'eau à la bonne température de 35 à 37°C.
2. placer le matériel d'insémination artificielle près du biostat d'azote liquide.
3. localiser la vache a inséminé. dans le cas du non conception vérifier si les IA successives sont tardives ou précoces et vérifier tout signe de gestation.
4. Retirer le couvercle du biostat et le placer dans un endroit propre.
5. s'assurer d'avoir bien localisé la semence dans le biostat avant de lever le casier.
6. soulever le casier .Il faut toutefois faire attention a ne pas dépasser la ligne critique du froid dans le col du biostat.
7. identifier et retirer la dose de semence du casier a vite que possible ; le temps maximum de cette opération est de 3 à 5 secondes.
8. Pour éviter l'éclatement d'une paillette à son retrait du biostat, il faut la secouer
9. immédiatement et sans hésitation (à une façon d'une infirmière secouant un thermomètre) pour enlever toute goutte d'azote qui se reprise sous le bouchon coton.
10. placer la paillette dans un thermos à décongeler avec l'eau (35-37°C) pendant 40 secondes.

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins

11. retirer du coffret le pistolet d'insémination, serviettes en papier, le gant obstétrical, le lubrifiant et la gaine pour une chemise sanitaire.
12. Retirer la semence du thermos à décongeler et vérifier nom, le numéro
13. d'enregistrement, le numéro de code infernal du taureau donneur et la date d'éjaculation.
14. insérer le piston à l'autre extrémité du pistolet et utiliser la gaine fondue avec l'adaptateur.
15. une fois la semence décongelée assécher la paillette et couper vis-à-vis de la bulle d'air dans un angle de 90°, en tenant la gaine et le mandrin vert entre pouce et l'index ,insérer la partie couper de la paillette jusqu'au fond de l'adaptateur ou le mandrin dans un mouvement de trois .
16. placer la paillette dans la gaine en laissant à peine dépasser l'extrémité cotonnée.
17. Tenir la paillette et sa gaine au-dessus du pistolet et les glisser longuement dans le barillet avec une légère torsion de l'anneau de verrouillage, Le pistolet universel est prêt à être utile.
18. Appuyer légèrement sur le piston jusqu'à apparition de la 1^{ère} goutte de semence.

Tableau 1 moment idéale de l'insémination artificiel

<u>OBSERVATION DES CHALEURS</u>	<u>MOMENT APPROPRIÉ POUR INSÉMINER</u>	<u>INSEMINATION TARDIVE</u>
Matin avant 9h	Le meme jour après midi	Le lendemain
Matin entre 9h et midi	Lendemain trop tard le jour meme ou très tôt le lendemain	Le lendemain après 10h
Après-midi	Lendemain matin	Lendemain après 14h

3 L'insémination artificielle chez les bovins

Les différents protocoles de synchronisation des chaleurs en cours l'IA :

Si chez les ruminants il existe divers moyens permettant la maîtrise des cycles, en particulier des moyens zootechniques (effet troupeau, photopériodisme, présence du mâle, flushing), ces moyens possèdent une efficacité limitée dans l'espèce bovine. Par conséquent, chez la vache, la maîtrise de la reproduction repose essentiellement sur la mise en œuvre de protocoles hormonaux de synchronisation des chaleurs. Ces protocoles hormonaux, qui ont pour indications le traitement de l'ancestrus vrai, des anomalies de cyclicité ou la synchronisation des chaleurs d'un groupe de femelles pour les inséminer au même moment, permettent à l'éleveur d'augmenter le taux d'utilisation de l'insémination artificielle pour profiter de l'amélioration génétique (en élevage bovin viande notamment) de planifier ses vêlages et facilite ainsi son travail.

Il existe trois types de protocoles hormonaux, utilisés dans la maîtrise des cycles, qu'il est possible de classer de la manière suivante :

- Les protocoles à base de progestagènes
- Les protocoles à base de PGF_{2α} seule,
- Les protocoles à base de PGF_{2 α} et de GnRH,

Il existe de très nombreuses variantes ou combinaisons de ces protocoles.

Les protocoles à base de progestagènes :

Il existe plusieurs spécialités sur le marché, disponibles sous diverses formes galéniques :

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

3 L'insémination artificielle chez les bovins

➤ Mécanisme d'action :

Les progestagènes sont des hormones stéroïdiennes possédant des propriétés comparables à celle de la progestérone. Quelle que soient les spécialités, le mécanisme d'action reste le même : il consiste à bloquer l'activité ovarienne via un rétrocontrôle négatif exercé sur l'axe hypothalamohypophysaire. La libération de progestérone ou de l'un de ses analogues permet d'inhiber la libération de GnRH par l'hypothalamus et donc celle de LH par l'hypophyse, empêchant ainsi chaleurs et ovulation. Ces dispositifs sont qualifiés de corps jaunes artificiels, et leur action est comparable à celle de la progestérone endogène produite par un corps jaune naturel. Le retrait du dispositif, ou l'arrêt de l'alimentation pour le MGA®, permet la levée de l'inhibition, et s'accompagne d'un pic de LH, donnant lieu à l'ovulation du follicule dominant de la vague folliculaire en cours. Ces progestagènes peuvent être utilisés chez des femelles cyclées mais sont également indiqués pour les femelles non cyclées, car ils stimulent le développement de récepteurs à la LH sur les follicules, les rendant ainsi sensibles à la LH. Les chaleurs réapparaissent alors dans un délai de trois à cinq jours, chez 88 à 90 % des femelles ayant reçu une spirale vaginale et chez 76 à 98 % des femelles ayant reçu un implant sous-cutané (**Hanzen et Laurent, 1991**).

Les différents protocoles utilisant des progestagènes sont souvent accompagnés d'injections de PGF2 α , de GnRH, d'œstrogènes, d'hCG ou eCG.

L'injection de PGF2 α survient généralement en fin de protocole, pour provoquer la lutéolyse d'un corps jaune éventuellement présent et ainsi permettre la chute de la progestéronémie au moment du retrait ou de l'arrêt du progestagène. Ce corps jaune peut, soit provenir d'une ovulation précédente dans le cas d'une femelle déjà cyclée, soit être le résultat d'une ovulation au début du protocole dans le cas d'une femelle non cyclée. En effet, chez les 77 femelles non cyclées, la progestéronémie est à un niveau trop faible et ne peut donc pas inhiber l'ovulation. Lorsque l'injection de PGF2 α , est réalisée dans les 24 à 48 heures avant ou au moment du retrait du dispositif, la synchronisation des chaleurs et la fertilité sont meilleures, comparativement aux protocoles sans PGF2 α (respectivement 98 % vs 63 % et 66 % vs 42 %) (**Hanzen et Laurent, 1991**).

3 L'insémination artificielle chez les bovins

Une injection de GnRH peut aussi être réalisée au moment de la pose de l'implant dans le but d'éliminer un éventuel follicule dominant. En effet, comme vu précédemment, lorsque le follicule dominant est trop vieux (plus de neuf jours), il est de moins bonne qualité et par conséquent le taux de gestation s'en trouve dégradé **(Bo et al, 1995 ; Mihm et al. 1994 ; Austin et al. 1999)**.

L'injection de GnRH se justifie surtout pour des protocoles dont la durée de pose du progestagène est supérieure à huit jours. Elle a pour objectif de provoquer l'ovulation du follicule dominant éventuellement présent et de permettre le démarrage d'une nouvelle vague folliculaire.

Une administration de GnRH peut également être réalisée, 30 heures après le retrait du progestagène **(Troxel et al, 1993)**. Ceci améliore la fertilité à l'œstrus induit lorsqu'une seule insémination est réalisée 48 à 56 heures après retrait du progestatif **(Hanzen et Laurent, 1991)**.

L'injection d'eCG, permet d'induire l'ovulation, d'obtenir une meilleure synchronisation de l'œstrus et améliore la fertilité à l'œstrus induit, mais seulement chez les femelles non cyclées. En revanche, cette injection d'eCG n'est pas indispensable pour des femelles cyclées et n'est d'ailleurs pas souhaitée car cela augmente le risque de gémellité **(Grimard et al, 2003)**.

L'utilisation des œstrogènes en début de traitement dans les protocoles à base de progestagènes, permet de prévenir la formation du corps jaune (s'il est en phase de développement) ou bien provoque sa régression (s'il est en phase de maturation). Les œstrogènes ont également une action sur les vagues folliculaires, en inhibant la synthèse de FSH. Autrement dit, l'administration initiale d'œstrogènes provoque l'arrêt de la vague folliculaire en cours **(Ennuyer, 2000)**. L'émergence de la nouvelle vague folliculaire sera possible lorsque la concentration en œstrogène diminuera (4,3 jours en moyenne après le début du traitement), c'est un élément essentiel pour obtenir une bonne synchronisation de l'ovulation **(Bo et al, 1995)**. Ces protocoles sont donc très bien indiqués pour synchroniser les femelles cyclées et non cyclées d'un même lot, situation fréquente en troupeau allaitant **(Grimard et al, 2003)**.

Les protocoles à base de progestagènes peuvent être mis en œuvre sans l'utilisation des œstrogènes. Toutefois, la fertilité semble diminuée lorsque le protocole est initié après le 14ème jour du cycle œstral. Cette diminution de la fertilité serait associée à l'apparition d'un follicule dominant persistant sur 80 % des animaux **(Beal, 1996)**. La parade qui est donc utilisée suite à l'interdiction des œstrogènes

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins

dans l'UE, consiste à remplacer l'injection d'œstrogènes initiale par une injection de GnRH. Les taux de gestation ne sont pas impactés par ce changement (**Picard-Hagen et al, 2008**).

✓ **PRID® Delta :**

Le dispositif PRID® Delta est un dispositif intra vaginal en forme de triangle. PRID® est l'acronyme de : Progestérone-Releasing Intra vaginal Devise. Autrement dit, c'est un dispositif intra vaginal reléguant de la progestérone de manière contrôlée. Il s'agit d'un support inerte, mélange de polyamide associé à un élastomère (Ethyle Vinyle Acétate), imprégné de progestérone. Le dispositif est introduit dans le vagin à l'aide d'un applicateur spécifique. Il libère alors de la progestérone en continu et cette dernière passe dans la circulation sanguine à travers la muqueuse vaginale. Le dispositif est laissé en place pendant cinq à dix jours, en fonction du protocole choisi.

Encore une fois, ces protocoles peuvent être accompagnés d'injection de GnRH, PGF2 α et d'eCG. Le retrait est effectué par traction sur la ficelle fixée au dispositif.

Le protocole standard proposé par le fabricant, préconise de laisser le dispositif en place sept à neuf jours, associé à une injection de PGF2 α 24 heures avant le retrait du PRID® Delta. Une éventuelle injection d'eCG est ajoutée au moment du retrait, si la femelle est non cyclée avant le début du protocole. L'insémination est réalisée 56 heures après retrait ou sur chaleurs observées.

Une première étude avait pour objectif de comparer l'impact de la durée de protocole, sept ou neuf jours, sur les taux de gestation des races laitières et allaitantes. Le taux global de gestation était de 60,1 %, génisses et vaches confondues. De manière générale, le protocole de neuf jours donne de meilleurs taux que celui de sept jours (62,8 % vs 57,5 %). De plus, cette différence entre le protocole de neuf et celui de sept jours est plus marquée sur les génisses viande (respectivement 78,5 % vs 68,5 %) et sur les vaches laitières (respectivement 42,9 % vs 33,3 %). Finalement, la différence la plus importante entre ces deux protocoles concerne les femelles non cyclées (64,3 % vs 50,0 %). En conclusion, le protocole de neuf jours tend à améliorer la fertilité des animaux, plus particulièrement des animaux non cyclés (**Floch et al, 2008**).

3 L'insémination artificielle chez les bovins

Dans une étude de 2003, les auteurs comparent le protocole Ovsynch, à deux autres protocoles utilisant le dispositif PRID® Delta. Ces deux traitements nécessitent de laisser en place le PRID® Delta pendant neuf jours, avec une injection de PGF2 α 48 heures avant retrait du support (J7). Pour l'un des deux protocoles, une injection de GnRH est ajoutée 36 heures après le retrait du progestagène. Enfin, dans les deux cas, l'IA est réalisée 56 heures après (**Murugavel et al, 2003**).

Dans cette étude, l'utilisation du PRID® Delta combinée au protocole Ovsynch permet d'améliorer les taux d'ovulation et de gestation, lorsque la progestéronémie en début de traitement est faible. Au contraire, lorsque la progestéronémie en début de traitement est déjà élevée, le protocole Ovsynch donne de meilleurs résultats que les protocoles appelés 9-day Ovsynch. L'administration de la deuxième GnRH donne un meilleur taux d'ovulation par rapport au traitement PRID® Delta, qui n'en comporte pas. En effet, la deuxième dose de GnRH améliore l'ovulation du follicule dominant en amplifiant le pic de LH préovulatoire (**Murugavel et al, 2003**).

D'autres auteurs ont testé les protocoles PRID® Delta associés à Ovsynch. Parmi ces

Protocoles le dispositif PRID® Delta est laissé en place cinq ou sept jours, suivi d'une injection de PGF2 α , cette fois-ci au retrait du progestatif. Pour le protocole 5-day Ovsynch et pour l'un des deux protocoles 7-day Ovsynch, une seconde PGF2 α est réalisée 24 heures après la première. Enfin, pour l'ensemble des trois protocoles, une injection de GnRH est réalisée 56 heures après le retrait du PRID® Delta et l'insémination a lieu 16 heures après la GnRH, soit 72 heures après retrait du support.

Les protocoles à base de PF2 α seule :

La PGF2 α naturelle ou ses analogues de synthèse sont surtout utilisées sous la forme de solution injectable par voie intramusculaire (IM). Au sein des protocoles à base de PGF2 α , on différencie les protocoles à une injection unique, des protocoles à deux injections.

✓ Protocoles à une seule injection :

Le protocole avec une injection unique est utilisé chez des femelles présentant un corps jaune fonctionnel et sensible à la PGF2 α , autrement dit plus de cinq jours après l'ovulation. Les femelles viennent alors en chaleurs dans les deux à sept jours suivant l'injection et sont inséminées sur chaleurs observées.

3 L'insémination artificielle chez les bovins

➤ Mécanisme d'action :

L'injection de PGF2 α (naturelle ou analogue) va provoquer la lyse anticipée du corps jaune fonctionnel en 24 heures, ce qui a pour conséquence de raccourcir artificiellement la durée de vie du corps jaune. La régression du corps jaune permet la diminution rapide de la progestéronémie, et donc la levée du rétrocontrôle négatif sur la libération pulsatile de GnRH, et donc de LH. La fréquence des pulses de LH augmente alors de façon similaire à ce qui est observé dans le cadre d'une lutéolyse naturelle (**Mauffré et al. 2016**). L'élévation de la fréquence des pulses de LH stimule la sécrétion d'œstradiol par un follicule sensible à la LH, grâce aux récepteurs à la LH présents dans la granulosa. La concentration en œstradiol augmente à son tour de manière très importante au point de provoquer le comportement de chaleurs ainsi que le pic ovulatoire de LH.

Si l'injection de PGF2 α a lieu en présence d'un follicule dominant, l'apparition des chaleurs interviendra dans les deux jours suivant l'injection. Au contraire, si la lutéolyse a lieu en tout début de vague folliculaire, il faudra attendre l'apparition d'un nouveau follicule dominant, sensible à la LH ; l'apparition des chaleurs sera alors plus tardive (jusqu'à sept jours après injection). Cette variabilité d'apparition des chaleurs nécessite donc une insémination sur chaleurs observées (**Macmillan et Henderson, 1984**).

Protocoles à deux injections :

Il existe un protocole à deux injections pour les génisses et pour les vaches. Pour les génisses, les deux injections de PGF2 α sont espacées de 11 jours et l'IA peut être effectuée sur chaleurs observées ou à l'aveugle, 72 heures après la deuxième injection.

Pour les vaches, le protocole est assez similaire mais les injections de PGF2 α sont espacées de 14 jours et l'IA peut être également réalisée sur chaleurs observées ou à l'aveugle, 80 heures après la deuxième injection (**Mialot et al, 1999**). Une autre possibilité pour ce protocole consiste à réaliser deux inséminations à l'aveugle, 72 et 96 heures après la seconde injection de PGF2 α . Aussi bien pour le protocole des génisses que pour celui des vaches, l'insémination sur chaleurs observées est fortement recommandée car associée à de meilleurs taux de gestation que dans lors d'insémination à l'aveugle.

3 L'insémination artificielle chez les bovins

➤ Mécanisme d'action :

La seconde injection de PGF2 α permet de réduire la variabilité observée dans l'apparition des chaleurs suite à une seule injection (chaleurs deux à sept jours après l'injection). Si la première injection a induit une lutéolyse, le corps jaune consécutif à l'ovulation qui aura suivi sera sensible à la PGF2 α à la 2ème injection. Si la première injection n'a pas induit la lutéolyse (corps jaune de moins de 5 jours), celle-ci pourra être induite par la 2ème injection. Ceci se traduit par des chaleurs davantage regroupées suite à la deuxième injection de PGF2 α (**Mialot et al, 1999**).

Comme dans le cas du protocole à une seule injection, l'ovulation a lieu dans les deux à sept jours suivant l'administration de PGF2 α . De plus, le corps jaune devient sensible à la PGF2 α seulement à partir du cinquième jour du cycle (**Grimard et al, 2003**). Il y a donc un délai de 12 jours maximum avant l'apparition d'un nouveau corps jaune sensible à la PGF2 α . Donc, le délai de 14 jours entre les deux injections, permet d'être sûr que la seconde injection sera réalisée en présence d'un corps jaune en phase de maturation, donc sensible à l'action de la PGF2 α et que la lutéolyse aura bien lieu. L'avantage de ce protocole est qu'il fonctionne également si la première injection a eu lieu en présence d'un corps jaune insensible à la PGF2 α (les cinq premiers jours de la phase lutéale). La première injection est donc sans effet, mais 14 jours plus tard, soit la lutéolyse est provoquée par la deuxième injection, soit elle a déjà été déclenchée par la PGF2 α endogène. Dans le cas du protocole pour les génisses, le délai est plus court (11 jours) car le cycle des génisses est un peu plus court (environ 20 jours), et les résultats sont meilleurs avec cet intervalle (**Mialot et al, 1999**).

✓ **L'ajout de GnRH/PGF2 α /Œstrogène :**

D'autres essais ont permis d'évaluer l'efficacité de ce protocole seul, ou associé à de la GnRH, et/ou de la PGF2 α , et/ou des œstrogène.

Dans une étude menée par l'Université du Missouri, il a été montré que l'ajout de GnRH au jour trois, dans un protocole à deux injections de PGF2 α (J0 et J11) permet d'améliorer le pourcentage d'ovulation après la première injection. Les vaches ayant reçu la GnRH (J3) ont également tendance à avoir un follicule dominant plus grand et plus mature (16,5 +/- 0,5 mm) comparativement au protocole sans GnRH (15,0 +/- 0,7 mm) (**Borman et al, 2003**).

Chapitre 2 :

3 L'insémination artificielle chez les bovins

Une autre expérience de cette étude a consisté à ajouter du cypionate d'œstradiol (ECP), en fin de protocole PGP (à J11 avec la seconde PGF2 α ou seule à J12. A nouveau, l'ajout de GnRH a permis d'améliorer le pourcentage d'ovulation et l'ajout d'ECP (J11 ou J12) a permis d'améliorer l'expression des chaleurs (**Borman et al, 2003**).

Une autre étude sur les protocoles à deux injections de PGF2 α , réalisée sur des génisses allaitantes (Angus) par l'Université de la Saskatchewan, consistait à ajouter au protocole initial (PGF2 α à J0 et J14), soit des œstrogènes (benzoate d'œstradiol (EB) ou E17- β), soit de la progestérone (P), soit de la GnRH, avec différentes combinaisons possibles (**Martínez et al, 2004**).

1.7.3.1 Les protocoles à base de PGF2 α et de GnRH :

La mauvaise détection des chaleurs constitue l'un des aspects les plus préjudiciables pour les performances de reproduction des vaches laitières. C'est pour cette raison que sont apparus des protocoles permettant de s'affranchir de cette détection de chaleur. Les protocoles associant de la GnRH et de la PGF2 α permettent de répondre à cette problématique, avec de très nombreuses combinaisons et variantes. Chez les vaches allaitantes, la monte naturelle domine. Les éleveurs ne sont pas habitués à détecter les chaleurs. L'utilisation de traitements de synchronisation avec IA à l'aveugle peut permettre d'améliorer l'utilisation de l'IA.

✓ GPG :

Le protocole GPG est connu sous diverses appellations : "Ovsynch" en Amérique du nord, "GPG" en France (ou encore "7-2-1").

Le protocole est le suivant:

GnRH à J0, PGF2 α à J7, GnRH à J9, IA à l'aveugle 16 à 24 heures plus tard (**Lamb et al, 2010**).

➤ Mécanisme d'action :

Dans les protocoles à base de PGF2 α seule, le délai d'apparition des chaleurs est variable (deux à sept jour suivant l'injection) car dépendant du stade de la vague folliculaire en cours. L'intérêt de la

3 L'insémination artificielle chez les bovins

première injection de GnRH est d'augmenter la probabilité d'avoir un follicule dominant au moment de l'injection de PGF2 α sept jours plus tard.

La première injection de GnRH, correspondant à une forte dose, induit un pic de LH. Si au moment de l'injection, un follicule dominant est présent, celui-ci ovule et donne lieu à la formation d'un corps jaune secondaire. A la suite de l'ovulation, une nouvelle vague folliculaire émerge trois ou quatre jours plus tard et un follicule dominant sera donc présent sept jours après la première injection de GnRH (**Twagiramungu et al, 1992**). Lorsque le protocole Ovsynch est initié près du milieu de la vague folliculaire en cours, cela donnera des follicules ovulatoires plus petits mais un taux de gestation plus élevé (**Vasconcelos et al, 1999**).

L'injection de PGF2 α , sept jours après, va provoquer la lyse du corps jaune principal et du corps jaune secondaire s'il y en a un, et par conséquent provoquer la chute de la progestéronémie, et permettre l'ovulation du follicule dominant. La seconde injection de GnRH, deux jours plus tard (soit neuf jours après la première), permet de préciser le moment de l'ovulation en renforçant le pic pré-ovulatoire de LH, ce qui permet d'inséminer une seule fois. Elle va induire l'ovulation du follicule dominant et éviter les ovulations trop tardives. Autrement dit, son rôle est de fixer la période d'ovulation pour permettre une insémination à l'aveugle. Les neuf jours séparant les deux injections de GnRH, laisse le temps pour qu'une nouvelle vague folliculaire émerge et qu'un nouveau follicule dominant arrive au stade pré-ovulatoire, moment où sa sensibilité et sa réceptivité à la LH sont les plus importantes (**Mauffré et al. 2016**). L'insémination artificielle est dans ce cas réalisée 16 à 24 heures après la dernière injection.

Toutefois, si la première injection de GnRH est réalisée en l'absence de follicule dominant, ou de follicules sensibles à la LH, il y a de grandes chances pour que la deuxième injection de GnRH soit également réalisée sans qu'il y ait de follicule dominant. De ce cas, l'insémination est alors inutile car l'ovulation n'aura pas lieu au bon moment.

3 L'insémination artificielle chez les bovins

1.8 Les facteurs influencent la réussite de l'AI :

Selon les études réalisées et les évaluations permanentes de l'insémination artificielle. A plusieurs facteurs influençant l'extension de l'insémination artificielle.

➤ **Infra structure des voies de communications :**

Le manque de développement des infrastructures au milieu rural et l'insuffisance de moyens de communication (route, piste impraticable, manque de liaisons téléphoniques) constituent un handicap majeur de l'IA. Celle-ci nécessite le déplacement quasi quotidien chez les éleveurs qui par manque de moyens de contact s'est souvent soldé par un échec de l'IA ce qui aggrave le manque de confiance et la réticence des éleveurs vis-à-vis de l'IA.

➤ **Systeme d'organisation:**

L'IA est une opération qui nécessite la continuité, la ponctualité et la rapidité d'intervention. Dans les conditions actuelles, ces exigences ne sont généralement pas réunies. En effet, le système d'intervention reste prédominé par l'horaire administratif ou une faible proportion des inséminations assure la permanence pendant les week-ends et les jours fériés. De plus la majorité des inséminations effectuent, en plus de l'IA d'autre taches tel l'inspection des viandes, les actions de prophylaxie ou sont appelés « d'autre taches ». Le transfert progressif de l'IA aux associations d'éleveurs permettrait de savoir monter cette contrainte

3 L'insémination artificielle chez les bovins

➤ **Facteurs liés à l'animal:**

- Facteurs anatomique : race, âge;
- Facteurs endocriniens: insuffisance sécrétoire
- Pathologie de l'appareil génital: métrites, endométrites, pyromètre, brucellose...etc.
- Stade physiologique: puberté, post-partum, cyclicité...etc.

➤ **Facteurs liés à la semence:**

- Qualité
- Conservation
- Concentration
- Mobilité
- Pourcentage des formes pathologique

➤ **Facteurs liés à l'insémineur :**

- Technicité
- Mauvaise décongélation
- Manque de matériels
- Moment et site d'insémination

➤ **Facteurs liés à l'éleveur et condition d'élevage:**

- Niveau d'instruction de l'éleveur
- Nutrition du troupeau
- Conduit du troupeau
- Conduite du troupeau
- Effet du milieu : climat, saison, lumière, hygiène...etc.
- Méthodes de détection des chaleurs. (DR. S. M. HAMMOUDI 1998-1999).

Partie
expérimentale

4 Partie expérimentale

1.9 Objectif de l'étude :

Les buts de cette étude sont :

- Vérifier le taux de réussite du protocole PRIDE®DELTA et GPG pour synchroniser les chaleurs chez les bovins.
- Comparer entre la qualité du sperme frais et congelé et maîtriser la technique du cathétérisme cervical.
- Déterminer le temps exact pour l'insémination.

1.10 Lieu et période du travail :

Le travail a été réalisée durant la période allant du 18 Février 2024 jusqu'au 12 mai 2024 dans la ferme expérimentale de l'Université Ibn khaldon Tiaret avec Dr Ayade Mohamed Amine _ 07 Novembre 2023 jusqu'au 21 Novembre 2023 Dans Tiaret environs avec Dr Hadidi Kada _ 20 Décembre 2023 jusqu'au 05 janvier 2024 Wilaya de chlef , Commune de sendjas avec Dr Kheireddine Mahfoudh.

1.11 Matériel et méthodes :

✓ *Matériel :*

Les produits et matériel utilisés pour la synchronisation et insémination sont :

- PRID ® DELTA (progestérone)
- Dalmazin ® (PGF2 α)
- Dalmarlin ® (Gnrh)
- Applicateur du PRIDE ®
- Seringue
- Matériel de récolte et d'évaluation de la semence bovine
- Semence congèle et fraîche
- paillette
- pistolet de l'insémination artificielle
- gaine d'insémination
- gants de fouille rectale

4 Partie expérimentale



Figure 11 : PRID® DELTA



Figure 12 : applicateur de PRID®DELTA



Figure 13semence congelé et fraiche



Figure 14: Paillette



Figure 15: Dalmazin®(PGF₂□) et Dalmarlin®(Gnrh) Figure 16 pistolet de Cassou

NB : Les photos ci-dessus sont de photos personnelles

4 Partie expérimentale

Animaux de l'expérimentation :

Tableau 1 L'étude dans la ferme expérimentale a été réalisée sur 2 vaches

Numéro d'ordre	Numéro d'identification	Age	Race	Protocole réalisé	Date d'IA	Résultats
01 (Figure)	N°1458	5 ans	Flekvieh	P4	18/02/2024	Négative
02 (Figure)	N°140221	3 ans	Croisé	GPG	14/05/2024	Inconnue



Figure 17: vache numéro 140221

BCS : 2



Figure 18: vache numéro 1458

BCS : 2,5

4 Partie expérimentale

Alimentation: Les vaches reçoivent une ration alimentaire de :

- 4 kg de concentré : 2kg matin et 2kg soir
- ¼ de paille pour chaque vache par jour
- Abreuvement un fois par jour dans un bassin a l'extérieur

❖ Méthodes N°1 :

Après une anamnèse et un examen clinique détaillé, on a confirmé que le vache numéro 1458 est vides et en phase post-partum avec une involution utérine complète (60 jours post-partum) et un tractus génitale sans anomalie pathologique.

✓ L'emplacement de PRID®DELTA :

Après avoir assuré une bonne contention des vaches, pour éviter tout mouvement brusque, pour l'emplacement de PRID® dans le vagin après avoir nettoyer la région périnéale ;

- Nous commençons la préparation de PRID®DELTA, les dispositifs intra-vaginaux peuvent perdre leur élasticité s'ils sont laissés trop longtemps dans l'applicateur.
- Nous ouvrons le sachet en aluminium et extraire le PRID®DELTA en utilisant des gants.
- Nous plions PRID®DELTA avant de l'introduire dans l'applicateur.
- Nous nous assurons que la cordelette en plastique dépassent par la fente prévue à cet effet.
- Nous poussons le dispositif dans l'applicateur en le laissent dépasser de 2à3cm.
- Nous appliquons un lubrifiant à l'extérieur de l'applicateur pour faciliter la pose.
- Nous nettoyons la vulve puis introduisons l'applicateur dans le vagin en dirigeant l'extrémité de l'applicateur ver le plafond du vagin en respectant un angle de 40°.
- Pressez sur la poignée pour libérer PRID®DELTA puis sortez l'applicateur doucement.
- Le dispositif restera en place 9 jours selon le protocole utilisé.

4 Partie expérimentale

- Une injection de 2 ml Dalmazin ® (prostaglandine 2 alpha) doit être réalisé 48h avant le retrait du dispositif (7eme jour après la pose).
- Nous retirons le dispositif en tirant doucement sur la cordelette en plastique.
- En injecte une dose de 1000 UI de PMSG le jour du retrait.
- Nous pouvons alors inséminée les vaches 48h-72h après le retrait du dispositif.

✓ L'insémination :

La 1^{er} insémination a été réalisée 48 heure après le retrait de PRID®DELTA par une semence fraîche qu'on récolté d'un taureau fleckvieh sur cite.



Figure 19 : insémination du vache numéro 1458

4 Partie expérimentale

❖ Méthode N°2 :

Après une anamnèse et un examen clinique détaillé, on a confirmé que la vache numéro 140221 est vides et en phase post-partum avec période d'anoestrus de 6 mois et un tractus génitale sans anomalie pathologique.

✓ Utilisation de protocole GPG :

On fait trois injections intra musculaire :

GnRH à J0 -> PGF2 α à J7 -> GnRH à J9 -> insémination artificielle à l'aveugle 16 heures plus tard.

✓ L'insémination :

La vache a été est inséminer par les taureaux du fait qu'elle est venue en chaleurs avant même la deuxième injection de la GnRH.

Tableau 2L'étude dans les environs de Tiaret a été réalisée sur vaches

Numéro d'ordre	Protocole réalisé	Date d'IA	Résultats
01	GPG	20/11/2023	Positive
02	GPG	28/11/2023	Positive
03	GPG	28/11/2023	Négative
04	Lavage+GPG	11/11/2023	Positive
05	Lavage+GPG	11/11/2023	Positive
06	Lavage+GPG	11/11/2023	Négative
07	Lavage+GPG	11/11/2023	Négative
08	Lavage+GPG	11/11/2023	Positive
09	Lavage+GPG	11/11/2023	Positive
10	Lavage+GPG	11/11/2023	Négative
11	Sans synchro	21/11/2023	Positive
12	Sans synchro	21/11/2023	Positive
13	GPG	21/11/2023	Positive
14	PMSG	21/11/2023	Négative
15	GPG	21/11/2023	Positive
16	GPG	21/11/2023	Positive

4 Partie expérimentale

Tableau 3 L'étude dans la Wilaya de chlef a été réalisée sur vaches

Numéro d'ordre	Robe	Protocole réalisé	Date d'IA	Résultats
01	Marron	GPG	20/12/2023	Négative
02	Blanc	PRID®DELTA	21/12/2023	Négative
03	Noir	GPG	25/12/2023	Positive
04	Noir	GPG	25/12/2023	Négative
05	Blanche	PRID®DELTA	03/01/2024	Positive
06	Marron	PRID®DELTA	03/01/2024	Positive
07	Marron	PRID®DELTA	03/01/2024	Positive
08	Mixte	GPG	28/12/2023	Positive
09	Rouge	PMSG	28/12/2023	Négative
10	Noire	GPG	28/12/2023	Positive

1.12 Etude statistique :

- Réalisé par Dr Hadidi Kada : vaches totale : 16
 - Pourcentage des inséminations artificielles positive : 11 vaches : 69%
 - Pourcentage des inséminations artificielles Négatives : 5 vaches : 31%

- Réalisé par Dr Kheireddine Mahfoudh : vaches totale : 10
 - Pourcentage des inséminations artificielles positive : 6 vaches : 60%
 - Pourcentage des inséminations artificielles Négatives : 4 vaches : 40%

4 Partie expérimentale

1.13 Résultats et discussion :

Résultats de synchronisation :

Le moment des chaleurs:

La majorité des vaches qui ont été synchronisée présentant des Chaleurs après 24h à 48 h après la retrait de PRID®DELTA et 16h à 24h après deuxième injection de GnRH.

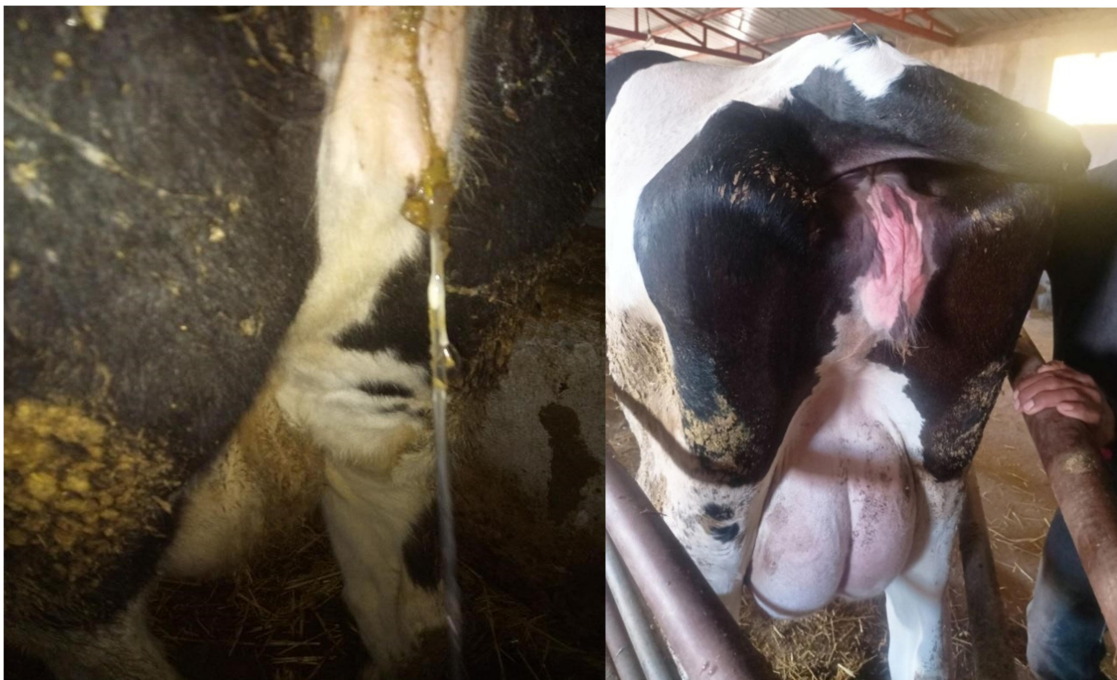


Figure 20 : Signes de chaleurs (Glaires cervicales et rougeur)(photos personnelle).

Manifestation des chaleurs:

Parmi les différents signes de manifestation des chaleurs on a remarqué le chevauchement.

4 Partie expérimentale

Taux de gestation après synchronisation et insémination artificielle :

Le taux de gestation total obtenu dans notre étude était de 63% : 17 vaches donné une gestation positive sur le nombre totale 27, ce qui est similaire à celui obtenu dans la plupart des études de synchronisation (entre 55% et 80%) (**Chevallier et al.1996 ; Humblot et Grimard.1996 ; kastelic et al.1999 ; Smith et Stevenson et al .2000**).Ce taux peut être expliqué selon Hanzen par : La fertilité chez la vache, exprimée par le % de gestation apparent à l'IA1 (GIA1), a révélé un taux de 52% et un index de fertilité apparent de 1,9. L'analyse statistique réalisée à l'aide d'une régression logistique a montré que l'augmentation du GIA1 est influencée par les vêlages d'été, les premières IA réalisées en automne et printemps ainsi que par l'allongement de la période d'attente (50 à 100 jrs du post partum). (**Hanzen ch ; Khelef D ; Kaidi R.**)

Le protocole GPG donné résultat de 73% dans notre étude : 13 vaches sur 18 étaient gestantes ce qui est supérieur à celui obtenu dans la plupart des études utilisant GnRH (entre 36% et 40%) (**DesCôteaux et al. 2008 ; Picard-hegan et al. 2005 ; Stevenson JS et al. 1999**). Ce taux élevé peut être expliqué, par le bon taux de cyclicité avant traitement et par l'effet des hormones combinées (GnRH, PGF2alpha, GnRH)

Le protocole de PRIDE donné résultat de 75%, 3 vaches sur 4 étaient gestantes, Mais on ne peut pas dire que ce soit un résultat exact du petit nombre de vaches sur lesquelles nous avons mené le protocole. Quant à d'autres études scientifiques, on dit que le taux de réussite du protocole à la progestérone est entre 61,4 et 92,8% (**Stevenson.1996 ; Ryan et al .1995 ; Xu et burton.2000**).

4 Partie expérimentale

Diagnostic de gestation et résultats :

Dans notre étude la confirmation de la gestation été évaluer par examen transrectale manuelle et par échographie des voies génitales et des ovaires.

Après 40 jours de l'insémination on a examiné la vache 1458 pour la confirmation de gestation.

Après un examen échographique on a trouvé utérus vide et ovaires avec petite follicule et conclûtes une gestation négative et on a suspecté une mortalité embryonnaire car la vache est revenue en chaleur après plus de 21 jours.

Pour les vaches sur lesquelles nous avons travaillé à Tiaret, la gestation a été déterminée à l'aide d'un échographe et le pourcentage de gestations positives après la synchronisation des chaleurs par GPG était de 70%, tandis que le pourcentage négatif de 30% était dû à des erreurs survenues de la part de l'éleveur. Et une mauvaise communication entre l'éleveur et le vétérinaire.

Pour les vaches sur lesquelles nous avons travaillé à Chlef, la gestation a été déterminée par examen transrectale manuelle et le pourcentage de gestations positives après la synchronisation des chaleurs par protocole GPG était de 60%, tandis que le pourcentage négatif est 40% et le pourcentage de gestations positives après la synchronisation des chaleurs par protocole de PRIDE est 75% et négatif 25%, ces résultats négatifs est dû à mauvais état général des vache et mauvais alimentation et manque de matériel par vétérinaire (pas de échographie).

Conclusion

Conclusion

Conclusion :

Dans notre étude expérimentale nous concluons que la synchronisation des chaleurs par les protocoles de PRIDE et GPG augmente les chances de réussite de l'insémination artificielle et d'obtention d'un résultat de gestation positive.

Mais malgré ses avantages, il est nécessaire de continuer à étudier et à améliorer cette méthode pour garantir son efficacité et sa sécurité à long terme.

Les progrès technologiques récents offrent des opportunités passionnantes pour améliorer l'efficacité et la rentabilité de l'IA, tout en répondant aux préoccupations économiques et environnementales. Les recherches futures dans ce domaine pourraient se concentrer sur l'amélioration des taux de réussite, la réduction des coûts et l'évaluation complète des impacts sociaux, économiques et environnementaux de cette technologie.

En fin de compte, l'insémination artificielle des vaches reste un outil précieux pour améliorer la productivité et la durabilité des exploitations agricoles, mais son utilisation doit être soigneusement évaluée et intégrée dans une approche globale de gestion de la reproduction animale.

Références

bibliographique :

Références bibliographique :

- Austin, E. J., M. Mihm, M. P. Ryan, D. H. Williams, et J. F. Roche. 1999. « Effect of Duration of Dominance of the Ovulatory Follicle on Onset of Estrus and Fertility in Heifers ». *Journal of Animal Science* 77 (8): 2219-26.
- Anderson, James. « La technique de l'insémination artificielle chez les bovins et les ovins. » *Le Journal agricole de l'Afrique de l'Est* 3.2 (1937) : 120-128.
- Ball, Peter J. H., et Andy R. Peters. 2008. *Reproduction chez les bovins*. John Wiley et fils.
- Batellier, F., Belsbois, E., Brillard, J.P., Gorovoun, M., Hérault, F., Heyman, Y., Perrier, G., Rogier, S.M.C., Savary, F., Vignon, X. 2011. *Reproduction des animaux d'élevage*. Vol. 2, Ed., Educagri Paris
- Batellier, F., Belsbois, E., Brillard, J.P., Gorovoun, M., Hérault, F., Heyman, Y., Perrier, G., Rogier, S.M.C., Savary, F., Vignon, X. 2011. *Reproduction des animaux d'élevage*. Vol. 2, Ed., Educagri Paris.
- BEAL WE, GOOD GA, PETERSON LA. Estrus synchronization and pregnancy rates in cyclic and noncyclic beef cows and heifers treated with synchro-mate B or norgestomet and alfaprostol. *Theriogenology*, 1984, 22, 59-66.
- Betteridge, K. J. « La structure et la fonction de la capsule équine en relation avec la manipulation et le transfert d'embryons. » *Journal vétérinaire équin* 21.S8 (1989) : 92-100.
- Bo, G. A., et al. « Contrôle exogène de l'émergence des ondes folliculaires chez les bovins. » *Thériogénologie* 43.1 (1995) : 31-40.
- Borman, J. M., R. P. Radcliff, B. L. McCormack, F. N. Kojima, D. J. Patterson, K. L. Macmillan, et M. C. Lucy. 2003. « Synchronisation of oestrus in dairy cows using prostaglandin F₂ α , gonadotrophin-releasing hormone, and oestradiol cypionate ». *Animal Reproduction Science* 76 (3-4): 163-76.

- Cauty, I., Perreau, J.M. 2009. Conduite du troupeau bovin laitier : production, qualité, rentabilité. 2e éd. Paris: Éditions France Agricoles
- Chevallier, Andrew. "The encyclopedia of medicinal plants." (1996).
- CRAPLETC. & THIBIERM. (1973): La vache laitière, production, génétique, alimentation, habitat, grandes maladies, Tom V, Edition Vigot frères, Paris 42-49, 726 p
- DÉLETAGENCE. (2004) : Contrôler la reproduction, c'est contrôler l'avenir
- Dellmann et Eurell, 1998. Physio-pathologie de la reproduction et insémination artificielle des animaux domestiques. Paris : Vigot frères éditeurs, 1998, 467 p.
- Descôteaux, Caroline, et al. "Improved synthesis of unique estradiol-linked platinum (II) complexes showing potent cytotoxic activity and affinity for the estrogen receptor alpha and beta." Steroids 73.11 (2008): 1077-1089.
- Dérivaux, J. 1971. Reproduction chez les animaux domestiques le Dale : Insémination artificielle. Ed. Devoueux, Liège.
- Dulplan, J.M., Thibier, Crapelet, C. 1973. La vache laitière: Reproduction, Génétique, Alimentation, Habitat, Grandes maladies. 2^{ème} édition, Vigot Frères, Paris VI.
- DR. S. M. HAMMOUDI 1998-1999. Mémoire de magister non publié : enquête nationale sur les facteurs d'échec de l'IA bovine en Algérie.
- Edson, M.A., Nagaraja, A.K., Matzuk, M.M. 2009. L'ovaire de mammifère de la genèse.
- Erickson, B. H. « Développement et sénescence de l'ovaire bovin postnatal. » Journal des sciences animales 25.3 (1966) : 800-805.
- Ennuyer, M. « Les vagues folliculaires chez la vache : applications pratiques à la maîtrise de la reproduction. » Point Vétérinaire (France) 31.209 (2000).

- Floch, S., F. Deletang, S. Freret, C. Ponsart, et D. Remmy. 2008. « Control of Oestrus with a Progesterone Intravaginal Device (Prid®) : Comparison of 2 Insertion Durations ».
- Giroud, O. 2007. Détection des chaleurs des vaches laitières par vidéosurveillance : évaluation des méthodes d'utilisation. Mémoire de Fin d'Etudes, ISARA-Lyon, France.
- Grimard, B, J Agabriel, G Chambon, A Chanvallon, S Chastant, F Constant, et J.P Mialot. 2017. « Particularités de la reproduction des vaches allaitantes de races françaises ». INRA Prod. Anim. 30 (2) : 125-138.
- Grimard, B, P Humblot, A.A Ponter, S Chastant, F Constant, et J.P Mialot. 2003. « Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins ». INRA Prod. Anim. 16 (3) : 211-27.
- Hanzen, C., et Y. Laurent. « Application de l'échographie dans le diagnostic de la gestation et l'évaluation du taux de mortalité embryonnaire chez les bovins. » (1991) : 481-487.
- Hanzen ch ; Khelef D ; Kaidi R : Situation de l'insémination artificielle bovine en Algérie : cas de la région centre du nord algérien.
- Heap, W., 1900. La saison sexuelle des mammifères et la relation entre l'œstrus et les menstruations. Q.J. Microsc. Sci., 44, 11-70.19:10
- Hirshfield, Anne N. et A. Rees Midgley Jr. « Le rôle de la FSH dans la sélection des grands follicules ovariens chez le rat. » Biologie de la reproduction 19.3 (1978) : 606-611.
- HUMBLOT, P., et al. Sources of variation of post-partum cyclicity, ovulation and pregnancy rates in primiparous Charolais cows treated with norgestomet implants and PMSG. Theriogenology, 1996, 46.6: 1085-1096.
- J. DERIVAUX et F. ECTORS 1980, PHYSIOPATHOLOGIE DE LA GESTATION ET OBSTÉTRIQUE VÉTÉRINAIRE
- J. DERIVEAUX, F.ECTORS, 1980. physiologie de la gestation et obstétrique vétérinaire.
- Kastelic, John P., et al. "Synchronization of estrus in beef cattle with norgestomet and estradiol valerate." The Canadian Veterinary Journal 40.3 (1999): 173.

- Lamb, S. E., Hansen, Z., Lall, R., Castelnovo, E., Withers, E. J., Nichols, V., ... & Underwood, M. R. (2010). Traitement cognitivo-comportemental de groupe pour la lombalgie en soins primaires : un essai contrôlé randomisé et une analyse coût-efficacité. *Le Lancet*, 375(9718), 916-923.
- Macmillan, K. L., et H. V. Henderson. 1984. « Analyses of the variation in the interval from an injection of prostaglandin F2 α to oestrus as a method of studying patterns of follicle development during dioestrus in dairy cows ». *Animal Reproduction Science* 6 (4) : 245-54.
- Mauffré, Vincent, Fabienne Constant, et Laurent Tiret. 2016. « Cycle sexuel de la vache ». *Reproduction animale*.
- Martínez, M. F., J. P. Kastelic, et R. J. Mapletoft. 2004. « The Use of Estradiol and/or GnRH in a Two-Dose PGF Protocol for Breeding Management of Beef Heifers ». *Theriogenology* 62 (1-2) : 363-72.
- Mauffré, Vincent, Fabienne Constant, et Laurent Tiret. 2016. « Cycle sexuel de la vache ». *Reproduction animale*.
- Manuel de formation sur l'insémination artificielle et la gestion de troupeau de sélection.
- Murugavel, K., J. L. Yániz, P. Santolaria, M. López-Béjar, et F. López-Gatius. 2003. « Luteal Activity at the Onset of a Timed Insemination Protocol Affects Reproductive Outcome in Early Postpartum Dairy Cows ». *Theriogenology* 60 (3) : 583-93.
- Mialot, J. P., et al. « Sous-œstrus post-partum chez les vaches laitières : comparaison du traitement avec la prostaglandine F2 α ou la prostaglandine GnRH+ GnRH + GnRH. » *Thériogénologie* 52.5 (1999) : 901-911.
- Picard-Hagen, Nicole et al. « Effet de la gonadoréline, de la léciréline et de la buséréline sur la poussée de LH, l'ovulation et la progestérone chez les bovins. » *Thériogénologie* 84.2 (2015) : 177-183.
- Parez, M., Duplin, J.M. 1987. *Insémination artificielle bovine, reproduction et amélioration génétique*, édité par ITEB VNCAIA.
- Picard-Hagen, N, X Berthelot, et P Humblot. 2005. « Le point sur les protocoles actuels de synchronisation chez la vache ». *Le Point vétérinaire : revue d'enseignement post-universitaire et de formation permanente* 36 (N° Spécial Reproduction des ruminants : maîtrise des cycles et pathologie) : 32-36.

- Sirard, M. A., et al. « Chronologie de la progression nucléaire et de la synthèse des protéines nécessaires à la maturation méiotique des ovocytes bovine. » *Biologie de la reproduction* 40.6 (1989) : 1257-1263.
- Stevenson, J. S., J. F. Smith, and D. E. Hawkins. "Reproductive outcomes for dairy heifers treated with combinations of prostaglandin F2 α , norgestomet, and gonadotropin-releasing hormone." *Journal of dairy science* 83.9 (2000): 2008-2015.
- Stevenson, J. S., Y. Kobayashi, and K. E. Thompson. "Reproductive performance of dairy cows in various programmed breeding systems including Ovsynch and combinations of gonadotropin-releasing hormone and prostaglandin F2 α ." *Journal of Dairy Science* 82.3 (1999): 506-515.
- Stevenson, Jeffrey S., et al. "Altering conception of dairy cattle by gonadotropin-releasing hormone preceding luteolysis induced by prostaglandin F2 α ." *Journal of Dairy Science* 79.3 (1996): 402-410.
- Ryan, D. P., et al. "Metabolic and luteal sequelae to heightened dietary fat intake in undernourished, anestrus beef cows induced to ovulate." *Journal of Animal Science* 73.7 (1995): 2086-2093.
- Twagiramungu, H., L. A. Guilbault, J. Proulx et J. J. Dufour. 1992. « Synchronisation de l'œstrus et de la fertilité chez les bovins de boucherie avec deux injections de buséréline et de prostaglandine ». *Thériogénologie* 38 (6) : 1131-44.
- Vasconcelos, J.L.M., D.T.G. Jardina, O.G. Sá Filho, F.L. Aragon, et M.B. Veras. 2011. « Comparaison des protocoles à base de progestérone avec l'hormone de libération des gonadotrophines ou le benzoate d'œstradiol pour l'insémination artificielle programmée ou le transfert d'embryons chez les vaches laitières en lactation ». *Thériogénologie* 75 (6) : 1153-60.
- Vaissair, J.P. 1977. *Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire* Edition : maloin (S.A) ,1977.18:59
- Wattiaux, A.M. 2006. Détection des chaleurs, saillie naturelle et insémination artificielle In : *Reproduction et sélection génétique* Babcock Institute. [En ligne] accès Internet : <http://babcock.wisc.edu/node/156>. (page consultée le 20 Janvier 2012).

- Mauffré, Vincent, Fabienne Constant, et Laurent Tiret. 2016. « Cycle sexuel de la vache ». *Reproduction animale*.
- XU ZZ, BURTON LJ. Estrus synchronization of lactating dairy cows with GnRH, progesterone, and prostaglandin F2 α . *J. Dairy Sci.*, 2000, 83, 471-476