

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Ministère de l'enseignement supérieur  
et de la recherche scientifique  
Université Chadli Bendjedid  
ElTarf



وزارة التعليم العالي و البحث العلمي  
جامعة الشاذلي بن جديد  
الطارف

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Department des sciences Vétérinaires

جامعة الشاذلي بن جديد  
UNIVERSITE CHADLI BENDJEDID

كلية علوم الطبيعة و الحياة  
قسم العلوم البيطرية



## Projet de Fin d'études

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de Docteur Vétérinaire

*Thème*

*Insemination artificielle chez les bovins*

Soutenu le :

Présenté Par : 14/11/2020

BERBAGUI Abderraouf  
Né :08/10/1996 à setif

SAHRAOUI Anouar  
21/03/1996 à tamenrasset

TEBBANI Ayoub  
01/06/1996 à Mila

President : REZIG Fetheddine

MAA

U.MCMSA

Examineur : ATIA khireddine

MAB

U.CB d'el tarf

Encadrant : HAOU Abir

MAA

U.CB d'el tarf

Année universitaire 2019 - 2020

جامعة الشاذلي بن جديد الطارف - برقم 37 الطارف - 70333 الجزائر  
Université Chadli Bendjedid d'El Tarf. BP : 73, El Tarf 36000 Algérie  
الهاتف: +213 38 60 09 43 Fax : +213 38 60 14 17 :+213 38 60 1893  
<http://www.univ-eltarf.dz>



## **REMERCIEMENTS**



A l'issue de cette modeste étude, je tiens à remercier tout d'abord mon bon Dieu tout puissant, de m'avoir procuré patience et volonté pour aboutir et pour son aide miséricordieuse durant toute mes années d'étude.

Également, il m'est particulièrement agréable de remercier vivement:

Mon promoteur Dr : Haou Abir, pour avoir accepté de m'encadrer et de diriger ce travail d'une manière exemplaire et pour le temps qu'il m'a consacré.

Nous remercions très sincèrement, les membres de jury Rezig fetheddine , Attia Khireddine d'avoir bien voulu accepter de faire partie de la commission.

Et tous les gens qui ont m'aider pour réaliser ce travail et tous ceux qu'ont procuré main forte pendant les moments difficiles.

## DEDICACE

*Je dédie ce Modeste ouvrage: à Mon très cher père "ZAHIR" tu as toujours été pour moi un exemple du père respectueux, à ma plus belle image, à celle, grâce à qui j'ai vu la lumière du jour, à la source réchauffant de tendresse cette vaste mer douce d'amour à ma mère "HASSINA"; Aux docteurs vétérinaires yesser, krïmo, Aïssa qui ont joué un très grand rôle dans ma formation et dans ma réussite par leur présence et leur soutien, aucun mot ne pourrait traduire le profond amour que je leur porte.*

*A mes frères Moncef et younes.*

*A ma sœur, son mari et son fils.*

*A ma grand-mère Djamila; A La mémoire de mes grands-parents Rabi yarhamhoum.*

*A mes oncles paternels et maternels*

*A mes cousins: Walid, Amine, Rami, Rafik, Nassim*

*A mes camarades de promotion: Housseem, Mehdi, Ayoub, Bakiro, Yakoub, Adel, Billel, Moussab, haithem, Lhaj, Fouad...*

*A mes amis: Mouad, Abdérahim Malik, Nejmou, Samir, Zohir, Sofiane, younes, Nidal...*

*A mes trinômes: Anouar Sahraoui et Ayoub Tebbani dans ce projet de fin d'étude*

**B.ABDERRAOUF**

# DÉDICACE

*Je dédie ce travail*

*Aux plus chères personnes du monde, à mes parents : Taher et Mounira à qui je dois mon éducation et ma réussite. De tout temps, leur affection a été ma plus grande joie qui me rappelle que je dois travailler et faire profit même des jours de tristesse. Je leur devrai de les aimer encore plus, quoi que rien ne puisse égaler leur amour, leur tendresse et leur encouragement. Que dieu les gardent pour moi en bonne santé.*

*A mon frère : Akram et mes soeurs Maroua et Abir.*

*A ma grand-mère : Zahra .*

*A mon oncle : houcine sahraoui.*

*A mes trinôme : Abderraouf Berbagui et Ayoub tebbani*

*A tous mes collègues et camarades du département des sciences vétérinaires el tarf :*

*Boubakeur, Yakoub, Mehdi ,Lakhdar, Fouad, Ala ,bissal, Saleh,*

*Oussama , Akram , Nedjmedine , Chemsedine, Aymen.*

*A la mémoire de mon cher ami Hamza lamouat ben chrif rabi yarahmou .*

*A tous mes amis surtout : Saber , Aymen , Aziz , Youcef, Salem , Kamel, Mohamed, Marouan, Abdénour, Benamran , Achraf, Ayoub zeddami, bicher .*

*Anouar*

# DÉDICACE

*Je dédie ce mémoire*

*A mes chers parentes Abdelhak et fatima zohra.*

*Pour leur patience, leur amour, leur soutien et leur encouragements.*

*A mes frères.*

*A tous mes amies :*

*bicher, ayoub, achref, haithem, ammar, ilyes, islem, sohaib, oussama, raouf,  
wail, ikbel, nounou, ismail milano.*

*A mes camarades : bakiro , mehdi, akrem, adel,  
yaakoub, nasrou, chemsou, saleh, nidal, djarou, dhayou,  
sifou, kahla, oussama , fougou, l hadj, mousab, haithem.*

*A mes trinômes : Anouar Sahraoui et Abderraouf Berbaoui dans ce  
projet de fin d'étude*

*Sans oublier tout les professeurs.*

**AYOUB**

# Plan de travail

Remerciements

Dédicaces

**Introduction**

## **Chapitre I : Rappel anatomo-physiologique**

I. Anatomie et physiologie de la reproduction chez la vache.....	02
I.1. Anatomie de l'appareil génital de la vache.....	02
I.1.1. Description de l'appareil génital de la vache.....	02
I.1.2. Organes sexuels primaires... ..	03
I.1.2.1. Ovaires... ..	03
I.1.3. Organes sexuels secondaires... ..	03
I.1.3.1. Vagin... ..	03
I.1.3.2. Utérus... ..	04
• Cornes utérine .....	04
• Corps de l'utérus.....	04
• Col de l'utérus... ..	04
I.1.3.3 Oviductes... ..	05
I.2. Physiologie de l'appareil génital de la vache.....	05

I.2.a. Folliculogénèse.....	06
I.2.b. Follicule secondaire .....	06
I.2.c. Follicule tertiaire .....	06
I.2.d. Follicule mur.....	06
I.2.1. Le cycle œstral de la vache .....	06
I.2.1.a œstrus.....	07
I.2.1.b Metœstrus.....	07
I.2.1.c Ovulation.....	07
I.2.1.d Diœstrus.....	07
I.2.1.e Proœstrus.....	08
I.3. Notion de vague folliculaire.....	09
I.3.1. Recrutement.....	10
I.3.2. Sélection.....	11
I.3.3. Dominance .....	11
I.4. Régulation hormonale du cycle sexuel .....	12

## **Chapitre II : Détection des chaleurs chez la vache**

II-1-les méthodes de synchronisation des chaleurs chez la vache .....	14
II-1-1 Les chaleurs.....	14
• Définition .....	14
II-1-2- Les signes de chaleur .....	14
II.1.2.1. Modification de comportement.....	14
II.1.2.2. Modification hormonale .....	14
• L'hormone hypothalamique GnRH.....	14
• Les hormones hypophysaires FSHetLH.....	14

II.2. La détection des chaleurs.....	14
II.2.1. Intérêt.....	14
II.2.2. Méthodes de détection des chaleurs... ..	15
II.2.2.1. Méthode visuelle.....	15
II-3-la synchronisation des chaleurs.....	15
• Définition .....	15
• Avantage.....	16
II.3.1. Les méthodes de synchronisation des chaleurs... ..	16
II.3.1.1. Méthodes hormonales.....	16
a) La prostaglandine PGF2a (PGF2alpha) .....	16
b) La prostaglandine et ses analoges... ..	17
c) La progestérone .....	17
d) Le protocole GPG(GnRH-PGF2&-GnRH).....	18
e) L'implant sous cutané .....	19.
II.3.1.2-Méthodes zootechniques .....	20

### **Chapitre III : Insémination artificielle**

III- Nature du cheptel bovin .....	21
III-1- Les systèmes d'élevage bovin.....	21
III-1-1- Le système dit extensif... ..	21
III-1-2- Le système dit semi intensif .....	21
III-1-3- Le système dit intensif.....	21
III-2-L'insémination artificielle(IA).....	22
❖ Historique .....	22
III-2-1- L'insémination artificielle en Algérie .....	23
III-2-2- Statut de l'insémination artificielle chez les bovins laitiers... ..	23
III-3 L'insémination artificielle chez les bovins laitiers .....	24
III-3-1- Avantages et inconvénients .....	24

III-3-1-a-Avantages .....	24
• D'ordre génétique .....	24
• D'ordre économique .....	24
• D'ordre sanitaire .....	24
III-3-1-b inconvénients .....	24
III-3-2-Comportement sexuel.....	24
III-3-3-Moment d'IA .....	26
III-4-Paramètres de la reproduction... ..	30
✓ L'âge au premier vêlage .....	30
✓ L'intervalle vêlage-vêlage .....	30
✓ L'intervalle vêlage-premier œstrus.....	30
✓ L'intervalle vêlage-premier insémination .....	30
✓ L'intervalle vêlage-insémination fécondante .....	30
III-5- Les méthodes de préparation de semence.....	31
III-5-1 Méthodes et techniques.....	31
III-5-1-a Récolte au vagin artificiel.....	31
III-5-1-b La collecte à l'électro éjaculation.....	32
III-5-1-c Massage des vésicules séminales .....	33
III-5-1-d Récolte dans les voies génitales femelles.....	33
III-5-2 Manipulation de la semence au laboratoire .....	34
III-5-2-A Examen macroscopie.....	34
a)Le volume.....	34
b)La couleur.....	34

c) L'avisosité.....	34
III-5-2-B Examen microscopique.....	34
1-Mobilité.....	34
a) Mobilité massale .....	34
b) Mobilité individuel.....	35
2-Concentration de sperme.....	35
III-5-2-C-Pourcentage de spermatozoïdes vivants .....	35
III-5-2-D- Morphologie des spermatozoïdes.....	36
III-5-2-E- Les anomalies des spermatozoïdes .....	36
III-5-2-F- Evaluation biologique de la qualité de sperme .....	37
III-5-2-G- Test d'aptitude à la congélation .....	37
III-6 Dilution, Conditionnement, Conservation de sperme.....	37
III-6-1 Dilution.....	37
III-6-1-a-Nature des milieux de dilution .....	37
III-6-1-b-Qualité des milieux de dilution .....	37
III-6-1-c-Taux de dilution .....	37
III-6-1-d-Dilueurs utilisés .....	38
✓ Pour conservation de sperme à température ambiante .....	38
✓ Pour conservation de sperme à température 4°C .....	38
A-Dilueurs à base citrate, jaune d'œuf en sperme aqueuse.....	38
B-Dilueur à base de lait .....	38
III-6-1-e- Méthode de dilution .....	38
III-7. Conditionnement.....	39
III-7-1. Conditionnement en granulés.....	39

III-7-2- Conditionnement en paillettes.....	39
III-8.Conservation.....	39
III-8-1-Par réfrigération.....	39
III-8-2-Par congélation.....	40
III-9. L'insémination artificielle proprement dite.....	40
III-9-1- Le moment de l'insémination artificielle.....	40
III-9-2-Etapes et technique de l'insémination artificielle.....	40
III-9-2-1 La décongélation.....	40
III-9-2-2. Lieu de dépôt.....	40
III-9-3- Les instruments.....	41

#### **Chapitre IV : Le diagnostic de gestation chez la vache**

IV.1. La durée de la gestation chez la vache.....	43
• La progestation.....	43
• La gestation.....	43
IV.2. Les Techniques de diagnostic de gestation chez la vache.....	43
IV.2.1. Le fouillé rectal.....	43
IV.2.2. Dosage des hormones.....	43
IV.2.2.1. Progestérone.....	43
IV.2.2.2. OEstrogène.....	44
IV.2.3.1. Sondes linéaires.....	44
IV.2.3.2. Sondes sectorielles.....	45
IV.3. Autres méthodes de diagnostic.....	46
IV.3.1. La palpation externe du flanc droit.....	46
IV.3.2. Bouchon muqueux de l'utérus.....	46

IV.3.3. Modification de la mamelle.....	47
---	----

**Conclusion**

**Liste des figures**

**Liste des tableaux**

**Liste des abréviations**

**Références bibliographiques**

## Liste des figures

<b>Figure 01 :</b> Anatomie de l'appareil génital de la vache.....	<b>01</b>
<b>Figure 02:</b> Représentation schématique d'un follicule ovarien .....	<b>02</b>
<b>Figure 03:</b> Structure des oviductes de la vache .....	<b>05</b>
<b>Figure 04:</b> Le cycle ovarien chez la vache .....	<b>08</b>
<b>Figure 05:</b> Récapitulatif du contrôle hormonal du cycle ovarien.....	<b>09</b>
<b>Figure 06:</b> Les vagues folliculaires chez la vache.....	<b>11</b>
<b>Figure 07:</b> Interactions entre hypothalamus, hypophyse, ovaire et utérus au cours du cycle œstral .....	<b>13</b>
<b>Figure 08 :</b> Schéma des traitements de synchronisation des chaleurs et d'IA (à adapter et tester selon les races et les types d'élevage) .....	<b>18</b>
<b>Figure N°09 :</b> Le protocole de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine .....	<b>19</b>
<b>Figure N°10.</b> La répartition des chaleurs après traitement de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine F2&chez les vaches laitières en subœstrus avant traitemen.....	<b>19</b>
<b>Figure N°11 :</b> Le protocole CRESTAR SO, association de busérelène (RECEPTAL), implant norgestomet,prostaglandinePGF2& .....	<b>20</b>
<b>Figure N°12 :</b> Sélection des mâles après un examen externe et interne de l'appareil génital .....	<b>26</b>
<b>Figure N°13:</b> Vagin artificiel .....	<b>32</b>
<b>Figure N°14 :</b> Photographie de la sonde Electrojac .....	<b>33</b>
<b>Figure N°15 :</b> Description et utilisation d'une cellule de Thoma .....	<b>35</b>

<b>Figure N°16 :Anomalies majeures et mineures de spermatozoïde dans l'espèce bovin</b> .....	<b>37</b>
<b>Figure N°17 :La mise en place de la semence</b> .....	<b>42</b>
<b>Figure N°18 :Evolution du taux sanguin de progestérone en fonction du statut de gestation</b> .....	<b>44</b>
<b>Figure N° 19 :sonde linéaire</b> .....	<b>44</b>
<b>Figure N° 20:sonde linéaire</b> .....	<b>44</b>
<b>Figure N°21 :sonde linéaire</b> .....	<b>44</b>
<b>Figure N° 22:sonde sectorielle</b> .....	<b>45</b>
<b>Figure N° 23:Sonde sectorielle</b> .....	<b>45</b>
<b>Figure N°24 :Les structures d'utérus et embryon au lors d'examen échographique.....</b>	<b>46</b>

## Liste des tableaux

<b>Tableau N°01</b> : La variation de pourcentage des vaches en chaleurs en fonction du nombre d'observations .....	<b>15</b>
<b>Tableau N° 02</b> : L'évolution du cheptel bovin en Algérie entre 1990 – 2005 (unité de mesure:tête) .....	<b>22</b>
<b>Tableau N°03</b> :Evaluation de la libido chez les taureaux à maturité sexuelle .....	<b>25</b>
<b>Tableau 04</b> : Résultats de fertilité selon le moment de l'd'insémination par rapport à l'œstrus .....	<b>27</b>
<b>Tableau 05</b> : Résultats de fertilité selon le moment de l'ovulation.....	<b>27</b>
<b>Tableau 06</b> : Influence du moment d'insémination sur le taux de non-retour.....	<b>28</b>
<b>Tableau 07</b> : moment d' insémination par rapport à la détection des chaleurs et la fertilité. ....	<b>29</b>
<b>Tableau 08</b> : les normes de reproduction chez les bovins laitiers.....	<b>30</b>
<b>Tableau N°09</b> :L'effet de l'âge des taureaux sur le volume de l'éjaculation .....	<b>34</b>
<b>Tableau N° 10</b> :Durée moyenne de la gestation chez différents espèce .....	<b>43</b>
<b>Tableau N° 11</b> :Précocité de la détection des structures embryonnaires et utérines lors de l'examen échographique .....	<b>45</b>

## Liste Des Abréviations

**ADN** : Acide Désoxyribose Nucléique

**CIDR** :Controlled Internal Drug Release

**Cm** :Centimètre

**CNIAAG** : Centre national d'insémination artificielle et d'amélioration génétique

**E<sub>2</sub>** :Oestradiol

**eCG** :equine Chorionic Gonadotropin

**FSH** :Folliculo-Stimulating Hormone

**GnRH** :Gonadotropin Releasing Hormone

**HP** :Hypophyse

**HT** : Hypothalamus

**IA** : Insémination artificielle

**IB3** :Inhibine

**ICSH** :Interstitial Cell Stimulating Hormone

**IM** :Intra-musculaire

**LH** :Luteinizing Hormone

**OCYT** : Ocytocine

**PGF2&** : Prostaglandines F2&

**PMSG** : Pregnant Mare SerumGonadotropin

**PRG** : Progestérone

**PRID** : Progesterone Releasing Device

**RC** : Rétro-contrôle

# **INTRODUCTION**

### **Introduction**

L'élevage bovin assure d'une part une bonne partie de l'alimentation humaine par la production laitière et la production de la viande et d'autre part, il constitue une source de rentabilité pour les producteurs et les agriculteurs. En Algérie, la production du lait et de la viande bovine n'arrive pas à couvrir la demande bien modeste du consommateur (**Madant et al.,2001**).

La production laitière est un secteur stratégique de la politique agricole algérienne parce que le lait et ses dérivées sont des produits ayant une place importante dans le modèle de consommation algérien Sa production est assurée à hauteur de 80 % par le cheptel bovin. La production bovine laitière locale a été négligée (**Bourbia,1998**).

Les sujets de races pures (rameaux issus de la brune de l'Atlas) sont encore conservés dans les régions montagneuses. Nous pouvons citer surtout la Guelmoise, identifiée dans les régions de Guelma et de Jijel, compose la majorité du cheptel bovin algérien vivant en zone forestière. La Cheurfa identifiée dans la région de Guelma et Annaba. La Chélifienne et la Sétifienne. La Djerba, qui peuple la région de Biskra. Les populations bovines Kabyle et Chaoui, qui s'apparentent respectivement aux populations Guelmoise et Guelmoise-Cheurfa, et les populations de l'Ouest localisées dans les montagnes de Tlemcen et de Saida, lesquelles ont subi des croisements avec une race ibérique (**Gredaal,2004**).

Le cheptel bovin est passé de 865 700 têtes durant la période 1968 -1970 à 1 487 000 têtes entre 1983 -1985 pour enregistrer un total de 1586 070 durant la période 2004 – 2005. L'évolution de l'effectif du cheptel bovin a connu une période de régression entre 1990 -1996 et autre période d'élévation entre 1997-2004 (**Yakhlef, 1989**).

Les contraintes de développement de l'élevage bovin en Algérie sont représentées surtout par l'insuffisance de fourrages, (**Yakhlef, 1989**). la mauvaise adaptation des races importées et la mauvaise conduite de la reproduction

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 de la maîtrise de la technologie. L'objectif de notre étude bibliographique est d'apporter le maximum d'informations dans le domaine de l'insémination artificielle chez les bovins.

# **Chapitre I**

## **Rappel anatomo- physiologique**

**I-Anatomie et physiologie de la reproduction chez la vache**

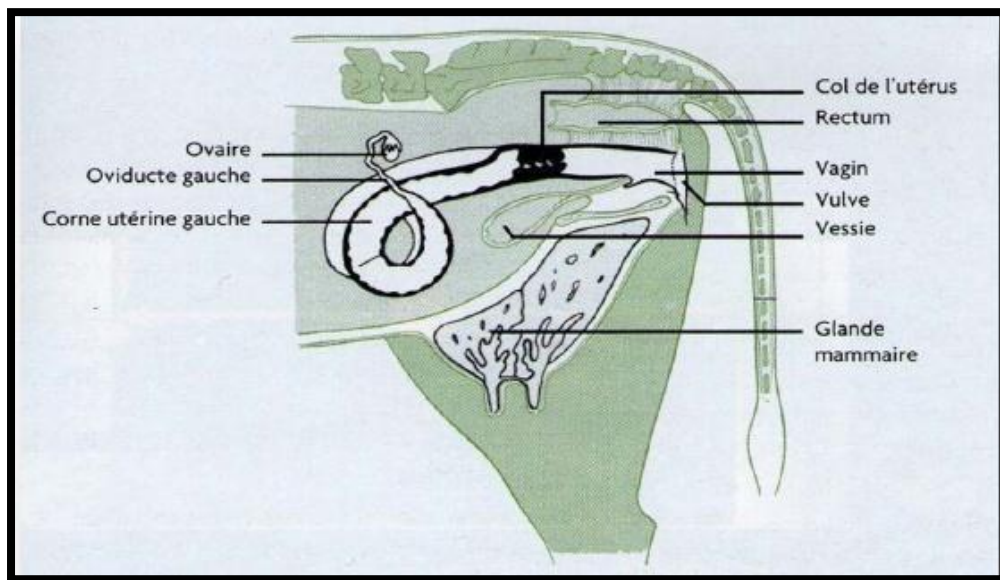
Chez les bovins, comme chez les autres mammifères, la reproduction comprend un ensemble de mécanismes très complexes regroupant de nombreuses étapes telles que la production et la maturation des gamètes et femelles , l'accouplement , la fécondation, le développement de l'embryon et la paturation.

La diversité de ces étapes implique des organes spécifiques comme l'ovaire, l'oviducte et l'utérus, lesquels sont tous aussi importants les uns que les autres .

Les fonctions spécifiques de chacun de ces organes sont assez semblables d'une espèce à l'autre.

Par contre, au niveau anatomique, le système reproducteur révèle des différences entre les espèces , autant chez le mâle que chez la femelle .

Alors, bien connaître les caractéristiques anatomiques et physiologiques particulières d'une espèce ciblée pour une étude est la plus grande importance

**I-1-anatomie de l'appareil génital de la vache**

**Figure 01** : Anatomie de l'appareil génital de la vache (institut d'élevage, 2008).

**I-1-1- Description de l'appareil génital de la vache**

Les organes génitaux de la femelle sont en position intra-pelvienne, exception faite de l'orifice d'entrée ou vulve, Il comprend les ovaires, la trompe utérine, l'utérus, le vagin et la vulve (**Deletang F,2004**).

## I-1-2-organes sexuels primaires

### I-1-2-1 : Ovaires

Sont des organes pairs, situés dans la cavité abdominale et doués d'un double fonction : la fonction exocrine gamétogénèse (ovogénèse) et la fonction endocrine hormonogénèse qui régule la vie génitale par la sécrétion de deux hormones importantes : la progestérone et l'œstrogène (CNAAG ,2002),(Parker ,Mathis C 2003)

Chez la vache, ils sont petit, ovoïdes, de taille variable selon l'âge et le stade du cycle œstral. ( 3 à 5 cm de long, 2 à 3 cm de large et 1 à 2 cm d'épaisseur ), de consistance ferme , leur forme est irrégulièrement bosselée par les structures tels que les follicules à divers degrés de développement et les corps jaunes (Barone R 1978).....

Sur une coupe de l'ovaire , on peut observer ces organites spécifique qui correspondent à l'évolution depuis le follicule primordial jusqu'au follicule mûr qui produira l'ovocyte , après ovulation, ce follicule va se transformer en corps jaune qui régressera plus au moins rapidement en fonction de la fécondation ou non fécondation .

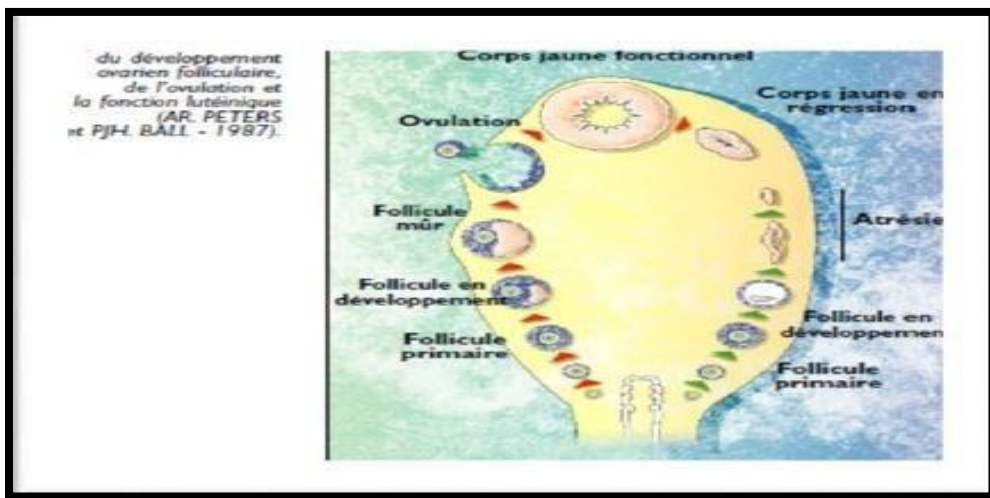


Figure 02: Représentation schématique d'un follicule ovarien (Sheldon, Dobson H 2004)

### I-1-3-1- Organe sexuels secondaires

#### I-1-3-1 Vagin

Qui s'étend du col de l'utérus à la vulve, c'est un conduit cylindroïde musculo-membraneux. C'est avec la vulve, l'organe copulateur de la femelle et il livre passage au fœtus au moment de la mise bas (Deletang f...2002), (Parker Mathis C 2003)

Contrairement au rat et à la truie où l'utérus est le réceptacle du sperme lors de l'éjaculation, chez la vache, c'est plutôt le vagin qui recevra le sperme suite à l'accouplement (**Barone R 1978**)

### **I-1-3-2 Utérus**

C'est l'organe de la gestation, implantation de l'œuf, développement embryonnaire. et parturition. Il est constitué de deux cornes utérines, du corps et du col ou cervix. barrière entre l'utérus et le vagin (**parker ,mathis 2003**),(**Thibault C and Levasseur M-C 2001**).

L'utérus est l'organe qui présente les plus grandes variations au cours de la vie (**Barone R 1978**), il est toujours très petit a la naissance et de faible volume jusqu'à la puberté.

Chez l'adulte, il change de consistance et de volume au cours des cycles sexuels, puis il régresse dans la vieillesse. Toutefois ces changements sont de faible importance par rapport à ceux qu'il présente au cours de la gestation.

Les ruminants présentent un utérus bipartitus unifié sur une courte partie caudale ou corps, celui-ci possède une communication simple et médiane avec le vagin et se prolonge cranialement par deux très longues cornes qui forment la majeure partie de l'organe (**Barone R ,1978**), (**Parker, Mathis C2003**)

l'utérus est raccordé au vagin par une partie différenciée ou col, dont la conformation. La structure et les fonctions sont si particulières qu'elles justifient d'être fait un organe distinct(**parker, Mathis C 2003**)

- **Cornes utérines**

Elles prolongent le corps de l'utérus et divergent en direction crâniale, chacune des deux cornes est cylindroïde et incurvée(**barone R 1978**). Chez la vache, ce sont les cornes utérines qui hébergent l'embryon lors de la gestation (**Thibault C and Levasseur M-C 2001**).

- **Corps de l'utérus**

Il est cylindroïde un peu déprimé dans le sens dorso-ventral.

- **Col de l'utérus(cervix)**

Peu discernable en surface, à peine effilé, un peu plus étroit que les parties qui les séparent, ou seulement délimité par des constructions minimales, il est plus cylindroïde que le corps utérin, et la grande épaisseur de sa paroi permet de le reconnaître sans peine à la palpation (**Barone R, 1978**).

Chez la vache, le col est long de 5-6 cm avant la puberté et d'une dizaine de cm chez l'adulte. Son calibre varie de 4 à 6 cm alors que les parois ont une épaisseur de 20-25 cm, il est très

facilement repérable par la palpation particulière par exemple l'exploration rectale sur le vivant, en raison de sa consistance dure . (Barone R, 1978 )

### I-1-3-3- Oviductes

Egalement au nombre de deux, les oviductes. ce sont deux conduits tubulaires sinueux (20 à 50 cm) qui relient le. ovaires au sommet de la corne utérine(Barone R, 1978),(Muglia,Motta PM 2001) Cet organe peut être divisé en différentes sections : Tout d'abord, la section qui captera l'ovocyte à sa sortie de l'ovaire, le pavillon, organe étroit, mobile, frangé et s'ouvre en ostium abdominal au niveau de l'ovaire(Deletang f...2002 ),(Muglia,Motta PM).

Ensuite il y a la section de l'ampoule. Accolée à cette section, il y a la jonction isthme-ampoule .C'est dans cette section que se produit la fécondation, d'où l'affirmation que l'oviducte est le site naturel de la fécondation. Par la suite, il y a l'isthme. C'est la section de l'oviducte qui est accolée aux cornes utérines via la jonction utéro-tubaire (Muglia,Motta PM 2001).Selon, s'ils se situent du côté de l'ovulation ou non. l'oviducte est dit:

Oviducte ipsilatéral (côté de l'ovulation) ou : oviducte controlatéral(l'autre coté)

(Muglia,Motta PM 2001), (parker, Mathis C 2003)

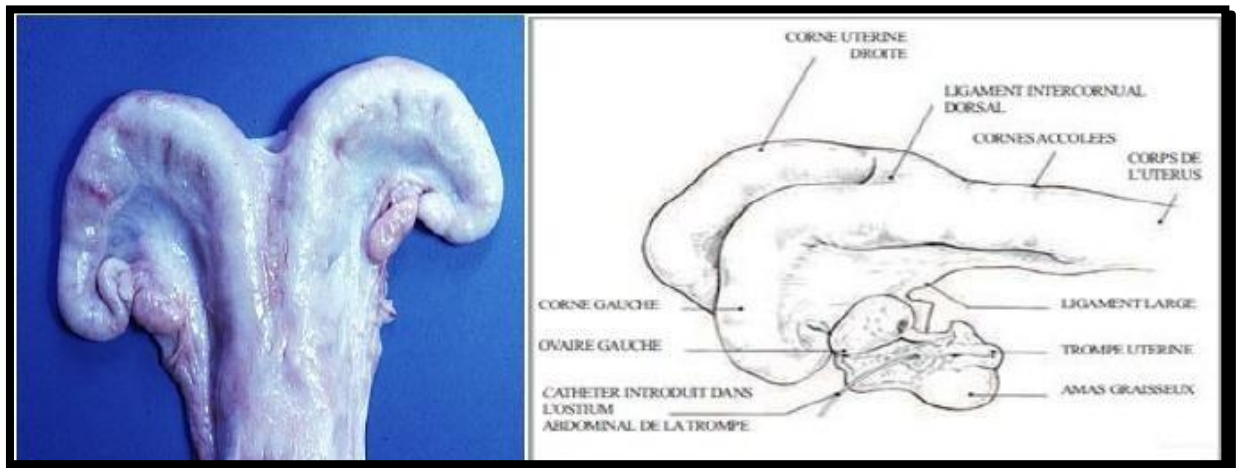


Figure 03: Structure des oviductes de la vache.(Hanzen., 2004)

### I-2- physiologie de l'appareil génital de la vache

L'appareil génital de la vache subit des modifications, histologiques, anatomiques pendant une période physiologique qui est le cycle sexuel ou œstral qui dure en moyenne de 21 jrs (Variable 16-24 jrs), commencent au moment de la puberté, se poursuivant tous le long de la vie génital et ne sont interrompues que par la gestation (Soltner,2001)

**I-2-a- Folliculogénèse**

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement folliculaire, depuis le moment où il sort de la réserve jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation (Willimson L 1987). elle est caractérisé par des stades primordiaux primaires et secondaires, appelés les follicules près antraux, puis les stades tertiaires et de DEGRAF représentant les follicules antraux(Luis Cesar Carrasco..... 2008) on peut résumer les différents stades du développement folliculaire.

**I-2-b- follicules secondaire**

Ce stade se caractérise par la présence de 2 à 3 couches cubiques entourant l'ovocyte, ces quantités constituent la granulosa.

**I-2-c- follicule tertiaires**

L'ovocyte est entouré d'un massif de cellule de granulosa dit (cumulus). Le follicule à un diamètre de 3cm à 4cm ,il est réceptif à des hormones de l'hypophyse et peut devenir sécrétoire . (Monniaux D, Caraty A...2009)

**I-2-d- follicule mur**

C'est la phase terminale de la folliculogénèse. Ce follicule atteint sa taille maximale de 25mm chez la vache. Comprend :thèque interne, la thèque externe et la granulosa qui est séparée thèque interne corona radiata et du cumulus oophorus. (parker, Mathis C, 2003)

**I-2-1- cycle oestral de la vache**

Plusieurs auteurs ont montré que chez tous les mammifères ,l'appareil génital femelle présente au cours et pendant toute la période d'activité génitale, des modifications morphologiques et physiologiques se produisant toujours dans le même ordre et revenant à intervalles périodiques, suivant un rythme bien défini pour chaque espèce. (CNIAAG ,2002), (Deletang f...2002), (Thibault C and Levasseur M-C, 2001).

Ces modifications, connues sous le nom de cycle sexual ou cycle œstral, commencent au moment de la puberté, se poursuivent tout au long de la vie génitale et ne sont interrompues que par la gestation. (Barone R 1978),(Ellington JE, 1991).

Elles dépendent de l'activité fonctionnelle cyclique de l'ovaire régulée par ses propres sécrétions hormonales, elles-même sous dépendance étroite des hormones gonadotropes hypothalamo-hypophysaires. .(Grairia F, 2003)

La vache est une espèce polyœstrienne de type continu avec une durée moyenne de cycle de 21/22 jours chez la vache multipare et de 20 jours chez la génisse (Denis 2007). l'activité

sexuelle débute à la puberté , quand l'animal a atteint 40 à 45% de son poids adulte, puis elle est marquée par cette activité cyclique, caractérisée par l'apparition périodique de l'œstrus. Son cycle œstral est classiquement divisé en 4 périodes.

**I-2-1-a- Œstrus**

Correspond à la chaleur, phase d'acceptation du mâle et de la saillie. C'est la période de maturité folliculaire au niveau de l'ovaire, suivie de l'ovulation (**Ginther OJ, Knopf L...1989**)

Cet œstrus dure de 6 à 30 heures, et se caractérise par des manifestations extérieures: excitation, inquiétude, beuglements, recherche de chevauchement de ses compagnes et acceptation passive de la monte par un taureau ou une autre vache, écoulement de mucus (**Deletang f, et al, 2002**)

C'est durant cette période que l'hypophyse sécrète beaucoup de FSH (Hormone folliculo-stimulante). À ce stade, il y a aussi une forte sécrétion d'œstradiol par le follicule dominant. Cette augmentation d'œstradiol amène une forte sécrétion de LH (hormone lutéinisante) par l'adéno-hypophyse. Cette hormone cause la rupture du follicule. Il y a alors ovulation (**Barone R, 1978**), (**parker, Mathis C 2003**)

**I-2-1-b- Metoestrus**

D'une durée de 6 jours lui fait suite. Cette phase correspond d'une part à l'ovulation et d'autre part au développement lutéal (**Duby RT, ...2003**)

**1-2-1-c- Ovulation**

Elle s'appelle aussi ponte ovulaire a lieu 6 h á 14 h après la fin de l'œstrus et est suivie par la formation du corps jaune et l'installation d'un état pré-gravidique de l'utérus, correspondant à la période d'installation de la fonction lutéale caractérisée par la sécrétion de progestérone qui a pour action d'empêcher la sécrétion de LH et de FSH. De plus, cette hormone à un effet important sur l'utérus puisqu'il le prédispose à la gestation . (**Duby RT, et al, 2003**), (**Ginther OJ, Knopf L, et al ,1989**)

**I-2-1-d- Dioestrus**

C'est la troisième phase, sa durée est d'environ 12 jours. Elle correspond au développement maximal du corps jaune. Metoestrus et dioestrus sont donc des phases d'imprégnation

progestéronique. **(Duby .RT,et al ,2003),(GintherOJ,Knopf Let al ,1989),(HamaniMarichatou,et al ,2004)**

Le corps jaune complète son développement aux jours 8 à 10. La quantité de progestérone sécrétée reste élevée jusqu'aux jours 16 à 18**(KeenanL,Boland MP,...1988),(Wllimson L 1987)**. À ce moment du cycle œstral, s'il n'y pas eu fécondation, le corps jaune régresse **(Parker Mathis C 2003)**Cette dégénérescence du corps jaune cause une diminution de la sécrétion de progestérone, laquelle ne peut plus réprimer la sécrétion deFSH.

### **I-2-1-e- proœstrus**

Le cycle se termine par la quatrième phase ou proœstrus, au cours de la quelle en 3 jours environ, on assiste d'une part à la régression du corps jaune et au développement du follicule pré ovulatoire. **(Deletang f,et al ,2002), (parker, Mathis C 2003)**

Les phases d'imprégnation oestrogénique (proœstrus et surtout œstrus) se traduisent cliniquement par la présence d'un écoulement muqueux de plus en plus bondant et filant, l'augmentation de la consistance des cornes (ferme puis tonique) et la présence d'un follicule pré ovulatoire ou de De Graaf. **(GintherOJ,Knopf Let al ,1989),(parker, Mathis C 2003)**.

Les phases d'imprégnation progstéronique se caractérisent par la présence sur l'ovaire d'un corps jaune hémorragique puis d'un corps jaune, d'un écoulement muco-sanguinolent (en début de metoœstrus), d'une absence de sécrétions muqueuses (en dioœstrus) et d'une consistance flasque des cornes utérines.**(GintherOJ,Knopf Let al ,1989) ,(Wllimson L 1987)**.

La manifestation de cette activité cyclique n'est observée chez la génisse qu'après la puberté et chez la vache qu'après une période dite d'anoœstrus physiologique. De même n'est-elle pas observée au cours de la gestation ou lorsd'états pathologiques d'origine ovarienne (kystes) ou utérine (pyomètre) **..(GintherOJ,Knopf Let al , 1989), (KeenanL,Boland MP,et al ,1988),(Wllimson L 1987)**.

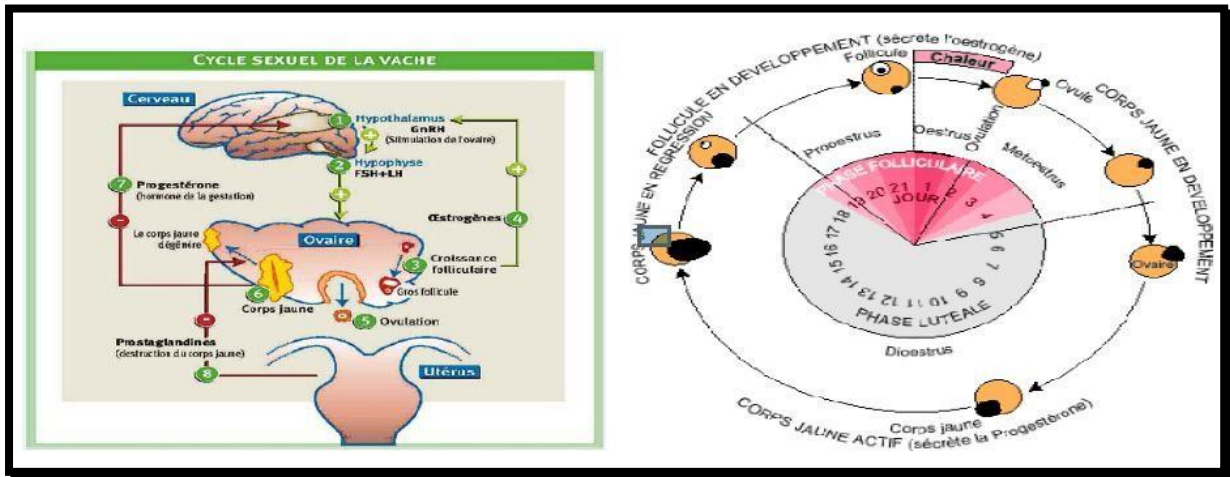


Figure 04: Le cycle ovarien chez la vache (Hanzen., 2000 - 2004)

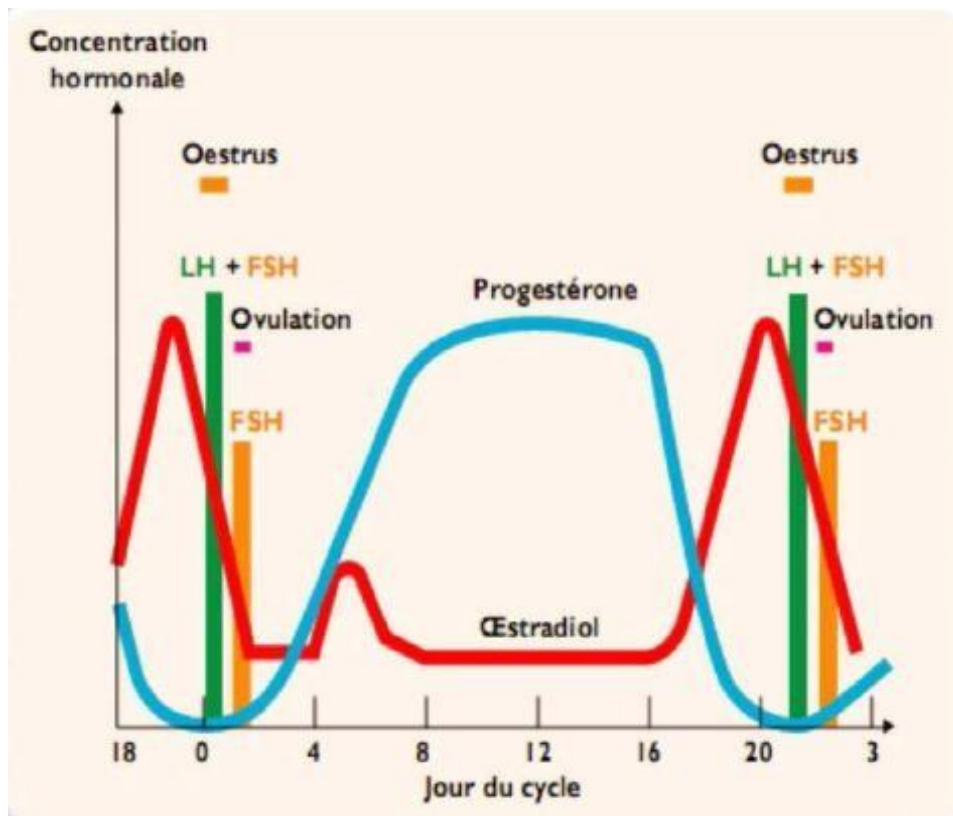


Figure 05: Récapitulatif du contrôle hormonal du cycle ovarien (Roche., 1996), (Peter et Baul., 1994)

### I-3- Notions de vague folliculaire

Selon (Parker, Mathis C 2003), (Thibault C et Levasseur M-C 2001) l'augmentation de FSH cause alors la croissance d'un autre follicule, lequel sécrète de plus en plus d'œstradiol au

fur et à mesure de son développement. Ainsi, le cycle recommence lorsque l'œstradiol revient en quantité importante.

Il y a, durant le cycle, plusieurs vagues folliculaires (**Parker, Mathis C 2003**) Ces vagues sont caractérisées par des follicules qui se développent, mais qui régressent pour laisser qu'un seul follicule mature. C'est l'échographie qui a permis de confirmer la théorie des vagues folliculaires selon laquelle le développement folliculaire apparaît non pas de manière aléatoire mais sous la forme de croissances et de régressions synchrones de plusieurs follicules appelées vagues.

Le nombre de vagues folliculaires durant le cycle œstral, chez la vache, peut-être de deux de trois. (**Ginther OJ, Knopf L et al ,1989**), (**Keenan L, Boland MP et al ,1988**) De plus, de légères augmentations d'œstradiol, hormone sécrétée par le follicule, sont observables et attribuables à ces vagues . (**Trimberger G.W et Davis H.P 1948**)

Chaque vague consiste en l'émergence, tous les 7 à 9 jours environ (**Trimberger G.W et Davis H.P 1948**), de plusieurs follicules, de diamètre égal ou supérieur à 5 mm, parmi lesquels, au bout de quelques jours apparaîtra un follicule dit dominant.

Ce schéma de croissance folliculaire a également été décrit lors d'autres états physiologiques tels que les 45 voire 70 premiers jours de la gestation, la période pré pubertaire et le post-partum . (**Ginther OJ, Knopf L et al ,1989**) . Chez la vache, une à quatre vagues par cycle ont été décrites . (**parker, Mathis C 2003**).

Habituellement cependant, un cycle ne comporte que 2 voire plus rarement 3 vagues (**Keenan L, Boland MP et al ,1988**), le follicule pré ovulatoire étant aussi de la dernière vague. Si trois vagues sont observées, elles débutent habituellement aux jours 2, 9 et 16 du cycle. Si celui-ci n'en comporte que deux, elles apparaissent aux jours 2 et 11 du cycle. Au cours d'une vague de croissance folliculaire, le follicule est susceptible de passer par plusieurs étapes dites de recrutement, sélection et dominance. (**Keenan L, Boland MP et al ,1988**), (**Whittier JC 1993**).

### **1-3-1-Recrutement**

Le terme "recrutement" s'applique à tout follicule qui a dépassé le stade auquel habituellement la plupart des follicules de la réserve folliculaire deviennent atrophiques. Il concerne 2 à 5 follicules de taille comprise entre 3 et 6 mm (**Duby RT ,Prange RW 2003**), (**Whittier JC 1993**).

**1-3-2-Sélection**

La **sélection** fait référence au processus par lequel parmi les follicules recrutés, seuls arriveront au stade pré-ovulatoire des follicules en nombre caractéristique de l'espèce ou de la race . **(Duby RT ,Prange RW 2003),(Whittier JC 1993).**

**1-3-3-Dominance**

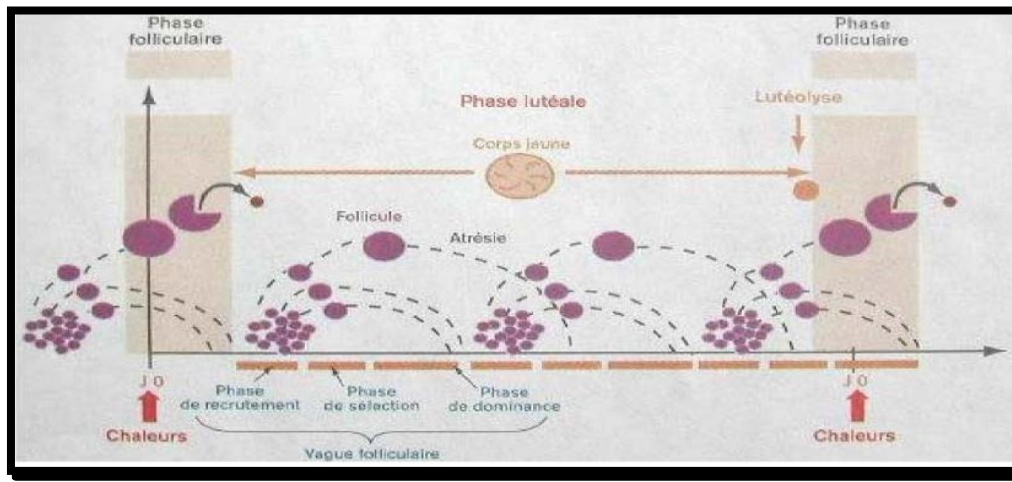
La dominance est tout à la fois morphologique (DM) et fonctionnelle (DF). Elle est qualifiée de morphologique (DM) parce qu'elle est exercée par le plus gros follicule présent sur l'un ou l'autre ovaire . **(Duby RT ,Prange RW 2003),(Whittier JC 1993).**

Le follicule dominant a été défini comme une structure folliculaire qui croît à au moins 11 mm de diamètre et excède le diamètre des autres follicules au sein d'une même vague de croissance . **(Duby RT ,Prange RW2003).**

Elle est également fonctionnelle (DF) parce que le follicule dominant est le seul qui soit capable de provoquer la régression de follicules en croissance ou d'inhiber la croissance d'autres follicules et d'ovuler dans un environnement hormonal approprié . **(Duby RT ,Prange RW 2003),(Whittier JC1993).**

L'intégration des notions de recrutement, sélection et dominance à celle de vagues de croissance folliculaire permet de répartir les follicules d'une même vague de croissance folliculaire en 4 classes. La première concerne les follicules recrutés : leur taille comprise entre 3 et 5 mm est inférieure à la taille minimale requise pour observer une ovulation **(Duby RT ,Prange RW 2003),(parker, Mathis C 2003).**

Pendant les 2 su 3 premiers jours d'une vague, le nombre de ces follicules diminue tandis que celui des follicules de la classe 2 augmente .**(GintherOJ,Knopf L et al ,1989)** .Les follicules de la classe 2 peuvent potentiellement devenir le follicule ovulatoire. Leur taille est comprise entre 6 et 10 mm vers le4ème jour de la vague, apparait le follicule dominant(classe 3)**(Duby RT ,Prange RW 2003),(Whittier JC 1993)** . Sa taille est comprise entre 10 et 15 mm : il est virtuellement capable d'ovule. Sa présence s'accompagne au cours des jours suivants d'une diminution du nombre des follicules de la classe 2. Progressivement apparait le follicule pré ovulatoire de la classe 4 de taille supérieure à 15 mm qui persistera sur l'ovaire pendant 5 à 7 jours avant d'ovuler ou de s'atrésie**(GintherOJ,Knopf L et al ,1989),),(Whittier JC 1993).**



**Figure 06:** Les vagues folliculaires chez la vache (Hanzen., 2004).

#### 1-4- Régulation hormonale du cycle sexuel

Après l'œstrus, au cours du metoestrus, on observe le développement du corps jaune et l'augmentation de la progestérone. La concentration en œstradiol diminue au cours des 48 premières heures suivant l'œstrus. (Thibault C et Levasseur M-C 2001), (Whittier JC 1993). Il en résulte une augmentation progressive de la FSH responsable du développement de follicules de diamètre supérieur à 4 mm au cours de la première vague de croissance folliculaire (parker, Mathis C 2003), (Thibault C and Levasseur M-C 2001)

Ces follicules en croissance synthétisent de l'œstradiol mais aussi de l'inhibine (Thibault C and Levasseur M-C 2001), (Whittier JC 1993). L'action conjointe de ces deux hormones se traduit par une réduction de la synthèse de FSH et est responsable de la sélection progressive d'un follicule dominant, l'excédent de follicules s'atrophie.

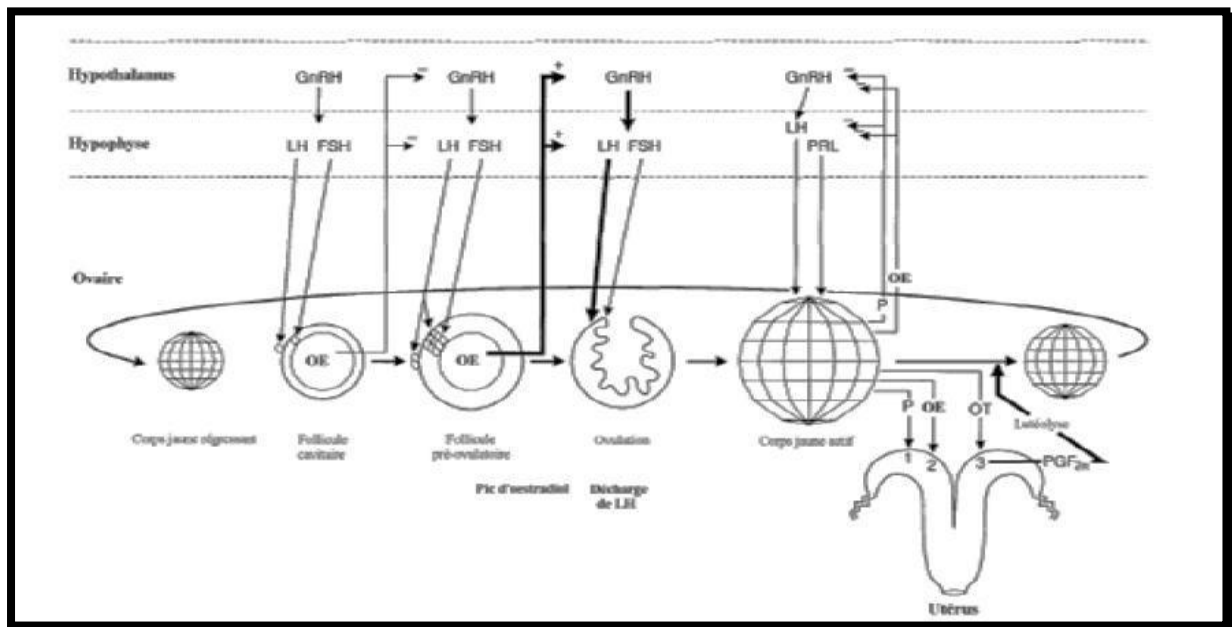
La phase finale de la période de dominance se traduit notamment par une augmentation très nette des œstrogènes que le follicule soit (première vague) ou non (deuxième vague) sous imprégnation progestéronique (Whittier JC 1993) Cependant si le follicule dominant se trouve en période d'imprégnation progestéronique maximale (phase dioestrals), cette synthèse d'œstradiol ne se prolonge pas dans le temps (Duby RT, Prange RW 2003), (parker, Mathis C 2003).

La dominance prend fin, le follicule s'atrophie et une nouvelle vague de croissance folliculaire peut apparaître, précédée d'une nouvelle augmentation de FSH.

Les modifications hormonales décrites lors de la première vague se répètent durant la deuxième vague. (Thibault C et Levasseur M-C 2001), (Whittier JC 1993).

Une différence essentielle est néanmoins observée. Elle concerne la prostaglandine F2 $\alpha$ .

L'imprégnation progestéronique jusqu'ici observée a permis la synthèse de phospholipides par l'endomètre. (Thibault C et Levasseur M-C 2001),(Whittier JC 1993). Les œstrogènes sécrétés par les follicules de la deuxième vague, vont stimuler la synthèse des enzymes phospholipase et prostaglandine synthétase responsables de la synthèse de la PGF<sub>2a</sub> (Thibault C et Levasseur M-C 2001),(Whittier JC 1993),(parker, Mathis C 2003). Celle-ci induit la diminution de la concentration en progestérone et l'apparition de la phase proœstrale. Le follicule dominant, libéré de l'imprégnation progestéronique peut ainsi poursuivre sa croissance sous l'effet de la libération cyclique de la FSH. Il en résulte une synthèse maximale d'œstradiol, l'apparition d'un œstrus, libération cyclique de LH et l'ovulation.



**Figure 07:** Interactions entre hypothalamus, hypophyse, ovaire et utérus au cours du cycle œstral (Adams et al., 2008).

# **Chapitre II**

## **Détection des chaleurs chez la vache**

**II-1-les méthodes de synchronisation des chaleurs chez la vache****II-1-1 les chaleurs**

- **Définition**

La chaleur est le comportement particulier d'une femelle correspondant à la période appelée œstrus, pendant laquelle accepte l'accouplement avec le male et peut être fécondée. (HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al ,2004)

**II-1-2-Les signes de chaleur****II.1.2.1. Modification de comportement**

Au cours d'oestrus la vulve est congestionnée, un mucus filant, transparent s'écoule entre les lèvres vulvaires, augmentation de l'activité et du comportement agressif, immobilité, anorexie, diminution de sa production lactée, mictions fréquentes, beuglement, reniflement et de léchage de la région vulvaire d'autres animaux, l'animal frotte son menton sur la croupe d'un partenaire et lui chevauche (Hanzen,2009).

**II.1.2.2. Modification hormonale**

- **L'hormone hypothalamique GnRH**

En période pré ovulatoire, l'hypophyse est insensible à l'action de la GnRH, ce qui entraîne l'arrêt de la sécrétion ultérieure de LH et FSH par l'HT (Bousquet, 1989).

- **Les hormones hypophysaires FSH etLH**

La courbe de sécrétion de FSH au cours du cycle oestral montre deux pics, l'un accompagne le pic de LH et le second un peu plus tard, sous l'effet de l'inhibine. La sécrétion de LH se caractérise par un pic quelques heures après le début de l'oestrus, elle agit en synergie avec la FSH (Bousquet,1989).

**II.2. La détection des chaleurs****II.2.1. Intérêt**

La détection des chaleurs revêt une grande importance dans les programmes d'insémination artificielle, la manifestation effective des chaleurs et leur détection conditionnent les délais de mise à la reproduction et permet de ne pas rater les cycles de la vache (Haskouri, 2001).

## II.2.2. Méthodes de détection des chaleurs

### II.2.2.1. Méthode visuelle (par l'éleveur)

Elle repose sur l'observation des signes particuliers des chaleurs et la modification de comportement de la vache, elle doit être fait par des personnes qui connaissent bien le troupeau, mieux par seule personne, les vaches doivent avoir une identification correcte (**tableau 1**). L'observation doit avoir lieu à des moments où le troupeau est calme, en dehors des périodes de distribution d'aliments ou de traites au minimum deux fois dans la journée, d'une durée de 30 minutes pour chaque observation et à 12h d'intervalles. Les moments les plus propices sont le matin avant la traite et le soir après la traite (**Haskouri,2001**).

**Tableau N°01.** La variation de pourcentage des vaches en chaleurs en fonction du nombre d'observations (**Haskouri, 2001**).

Nombre d'observations	% des vaches en chaleurs
Une fois par jour	60%
Deux fois par jour	70%
Trois fois par jour	80%
Quatre fois par jour	100%

Il y a d'autres méthodes de détection des chaleurs comme : **Le planning d'élevage, Système de marquage (détecteurs de monte)**.

## II-3-la synchronisation des chaleurs

- **Définition**

La synchronisation des chaleurs, technique qui permet de maîtriser et d'harmoniser le cycle sexuel des femelles, a l'avantage d'améliorer le taux de succès de l'IA par la levée des contraintes liées à la détection des chaleurs et aux moyens de déplacement. En effet, la détection des chaleurs ne s'impose plus chez la vache synchronisée où l'insémination se fait à une date prédéterminée.

En plus, si la synchronisation porte sur un groupe de vaches, le temps de travail s'en trouve du même coup réduit parce que toutes seront inséminées le même jour et au même lieu. Cette

Fiche technique a pour objet d'aider à la vulgarisation des méthodes de synchronisation des chaleurs et d'IA bovine. Mais, auparavant, quelques rappels sur l'activité sexuelle de la vache sont nécessaires.

Elle a pour but de faire venir en chaleurs, à un moment prédéterminé, un groupe d'animaux en bloquant le cycle œstral et en induisant l'œstrus (**HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al,2004**).

- **Avantage:**

L'application de la technique de synchronisation des chaleurs a pour avantage :

- d'induire les chaleurs en toutesaison
- de pratiquer l'IA sans surveiller leschaleurs
- de grouper les misesbas.
- d'obtenir des vêlagesprécoces
- de multiplier et diffuser rapidement le progrèsgénétique

(**HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al ,2004**).

### **II.3.1. Les méthodes de synchronisation deschaleurs**

L'objectif recherché est de grouper les ovulations, donc les chaleurs, afin de pouvoir inséminer à un moment prédéterminé. Des méthodes surtout hormonales sont utilisées pour parvenir à cette fin(**HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al ,2004**).

#### **II.3.1.1. Méthodes hormonales :**

Elles sont basées sur l'utilisation d'hormones de reproduction ou de leurs analogues, ces derniers étant plus largement utilisés. Leurs principes sont fondés sur les phénomènes de régulation hormonale de l'activité ovarienne (**figure 08**). Les produits classiquement utilisés chez les bovins sont des progestérones de synthèse et des prostaglandines. (**HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al ,.2004**).

##### **a) La prostaglandine PGF2a (PGF2 alpha)**

Est responsable de la régression du corps jaune et de l'arrêt de la sécrétion de progestérone. Elle est utilisée pour synchroniser des femelles cyclées présentant par conséquent un corps jaune à la palpation transrectale. Administrée entre le 5e et le 17e jour du cycle normal, elle entraine la chute du niveau de progestérone et l'apparition des chaleurs dans les deux à trois jours qui suivent. Avant le 5e et après le 17e jour, la prostaglandine F2a ne modifie pas la durée du cycle normal. Puisqu'une seule administration de prostaglandine ne permet pas de synchroniser tous les animaux d'un troupeau, alors on pratique 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.

**(HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al ,2004).**

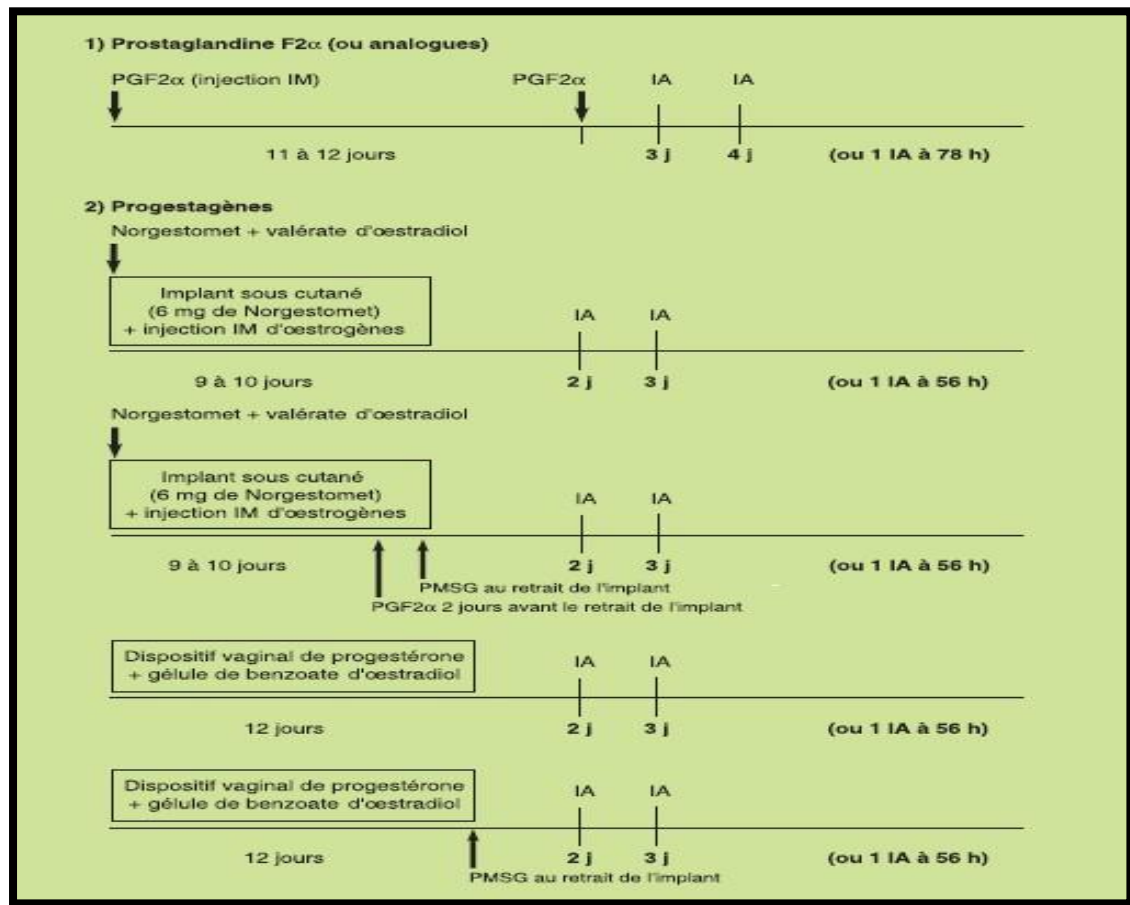
**b) La prostaglandine et ses analogues**

Sont utilisés à la dose de 500 µg/animal en injection intramusculaire. Cependant, son utilisation doit se faire avec précaution car elle entraîne l'avortement des femelles en gestation **(Figure08)**.

**c) La progestérone (ou ses dérivés synthétiques)**

Administrée de façon continue (8 à 12 jours) et à des doses suffisantes, permet de simuler la phase lutéale, empêchant donc l'apparition des chaleurs et de l'ovulation. Le retrait de cette hormone, qui entraîne une chute brutale de son taux circulant, est à l'origine de la libération de l'hormone pré-ovulatoire qui provoque l'ovulation. Il est nécessaire dans ce cas d'administrer en début de traitement un estrogène (valérate ou benzoate d'œstradiol ou une combinaison œstrogène-progestagène). Il peut y être associé de la prostaglandine ou de la PMSG (Pregnant Mare Serum Gonadotropin) (Les chaleurs apparaissent 24 h à 48 h après l'arrêt du traitement.

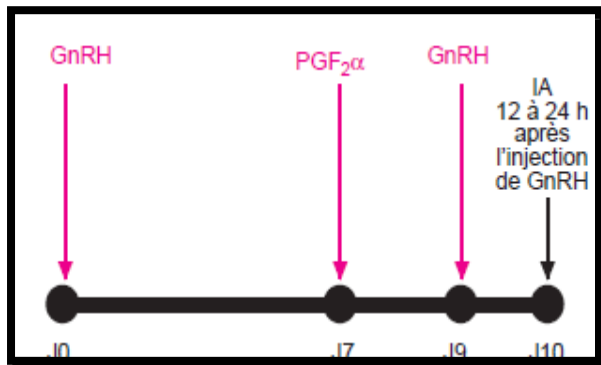
La progestérone existe sous forme de spirale vaginale ou d'implant sous-cutané qui libère l'hormone de façon continue) **(figure 08)**



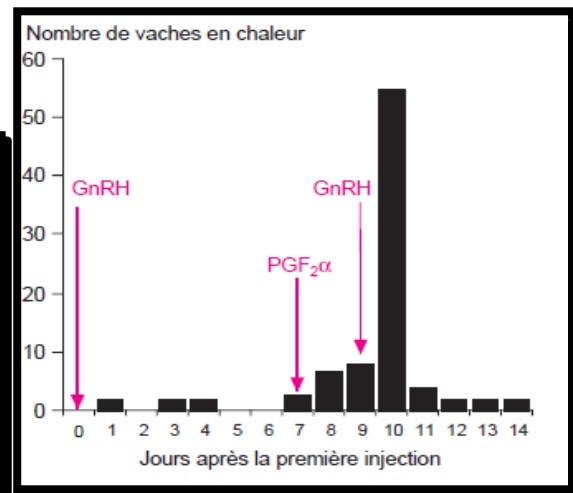
**Figure 08 :** Schéma des traitements de synchronisation des chaleurs et d'IA (à adapter et tester selon les races et les types d'élevage). (HamaniMarichatou, HamidouTamboura et al., 2004).

#### d) Le protocole GPG(GnRH-PGF2&-GnRH)

Ce protocole est une application des nouvelles connaissances concernant les vagues folliculaires. Il permet la venue d'une nouvelle vague folliculaire puis de l'ovulation, il est divisé en trois étapes, à J0 une première injection de GnRH provoque l'ovulation et la lutéinisation de tout follicule dont la taille est supérieure à 10 mm, à J7 une injection de PGF2 $\alpha$  lyse le corps jaune secondaire, à J9, une seconde injection de GnRH permet d'obtenir une meilleure synchronisation de l'ovulation qui est déclenchée. La fertilité semble optimum si l'insémination se fait 16 à 20 heures après la dernière injection (CHastant-Maillard et al., 2005).



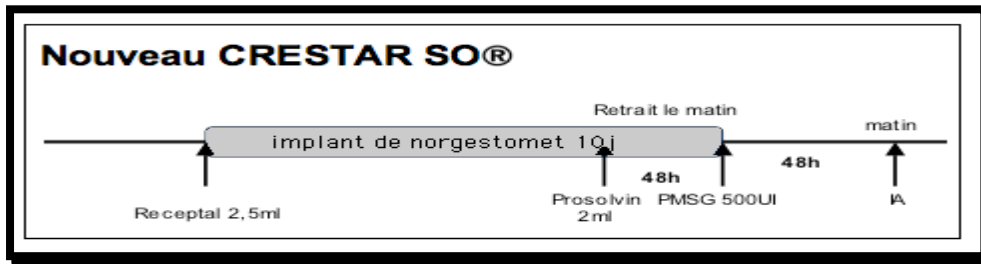
**Figure N°09.** Le protocole de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine  $PGF_{2\alpha}$  (Grimard et al., 2003) chez les vaches laitières en subœstrus avant traitement (Grimard et al., 2003).



**Figure N°10.** La répartition des chaleurs après traitement de synchronisation des chaleurs associant GnRH et prostaglandine

#### e) L'implant sous-cutané

Le protocole est représenté par le CRESTAR SO (figure 56) qui associe une injection de buséréline (GnRH de synthèse) au moment de la mise en place de l'implant sous-cutané de norgestomet (progestagène), une injection IM de prostaglandine  $PGF_{2\alpha}$  est réalisée 48 heures avant le retrait de l'implant, s'il s'agit de femelles non cyclées, l'eCG sont injectée par voie IM, le jour du retrait. L'insémination a lieu 48 heures après le retrait (Ballery, 2005 ; Picard-Hagen et al., 2005), la buséréline entraîne chez les femelles cyclées comme chez les non cyclées la formation d'un corps jaune secondaire car elle fait ovuler les follicules sensibles à la LH et une nouvelle vague émerge dans les 3 à 4 jours, les vagues folliculaires sont de ce fait synchronisées, c'est le follicule dominant de cette nouvelle vague qui ovule après le retrait du dispositif progestagène (Lane et al., 2001).



**Figure N°11.** Le protocole CRESTAR SO, association de buséreline (RECEPTAL), implant norgestomet, prostaglandine F2& (PROSOLVIN) et eCG (**Picard-Hagen et al, 2005**)

### II.3.1.2-Méthodes zootechniques

Ces méthodes provoquent les mêmes effets d'induction, de groupage des ovulations ou augmentation de la fertilité sans véritablement synchroniser les chaleurs des vaches Parmi elles on peut citer :

- l'effet mâle obtenu par l'introduction d'un taureau dans un troupeau de femelles qui en étaient momentanément séparées,
- l'effet groupe obtenu par la mise en lot de génisses pour souvent avancer l'âge à la puberté
- le flushing consistant à augmenter temporairement le niveau énergétique de l'alimentation (**HamaniMarichatou,HamidouTamboura et al ,2004**).

# **Chapitre III**

## **Insémination artificielle**

### **III- Nature du cheptel bovin**

#### **III-1- Les systèmes d'élevage bovin en Algérie**

##### **III-1-1- Le système dit extensif**

Le bovin conduit par ce système, est localisé dans les régions montagneuses et son alimentation est basée sur le pâturage (**Adamou et al.,2005**). Ce système de production bovine en extensif occupe une place importante dans l'économie familiale et nationale (**Yakhlef, 1989**), il assure également 40% de la production laitière nationale (**Nedjraoui, 2001**). Cet élevage est basé sur un système traditionnel. Il concerne les races locales et les races croisées et correspond à la majorité du cheptel national (**Feliachi et al.,2003**).

##### **III-1-2- Le système dit semi intensif**

Ce système est localisé dans l'Est et le Centre du pays. Il concerne le bovin croisé (**Adamou et al., 2005**). Ce système est à tendance viande mais fournit une production laitière non négligeable destinée à l'autoconsommation. Jugés médiocres en comparaison avec les types génétiques importés. Ces élevages sont familiaux, avec des troupeaux de petite taille (**Feliachi et al.,2003**).

##### **III-1-3- Le système dit intensif**

La conduite de ce système montre la tendance mixte des élevages. L'insémination artificielle n'est pas une pratique courante et les performances de production et de reproduction sont loin des aptitudes du matériel génétique utilisé. Les troupeaux sont généralement d'effectifs moyens à réduits et entretenus par une main d'œuvre familiale (**Feliachi et al.,2003**).

**Tableau N° 02 : L'évolution du cheptel bovin en Algérie entre 1990 – 2005 (unité de mesure:tête) (Kherzat, 2006)**

<b>Année</b>	<b>Vache</b>	<b>Autres bovins</b>	<b>Totale</b>
<b>1990</b>	797410	595290	1392700
<b>1991</b>	733950	566230	1300180
<b>1992</b>	778580	562970	1341550
<b>1993</b>	752850	562970	1313820
<b>1994</b>	713990	555140	1269130
<b>1995</b>	698650	567970	1266620
<b>1996</b>	676720	551220	1227940
<b>1997</b>	635660	619750	1255410
<b>1998</b>	675730	641510	1317240
<b>1999</b>	987720	591920	1579640
<b>2000</b>	997060	598320	1595380
<b>2001</b>	1007230	605810	1613040
<b>2002</b>	892690	605810	1551570
<b>2003</b>	833684	726861	1560545
<b>2004</b>	844500	769200	1613070
<b>Moyenne 1990-2005</b>	<b>803470</b>	<b>620563</b>	<b>1424033</b>

### III-2-L'insémination artificielle (IA)

#### ❖ Historique

L'IA a été au 14<sup>ème</sup> siècle chez la jument par les arabes et ce grâce à ABOU BAKR ANNACIRI, mais ce n'est qu'à la fin du 18<sup>ème</sup> siècle que les premières inséminations des mammifères ont été rapportées, la création du vagin artificiel est l'événement qui a permis le véritable essor de la méthode et son application pratique en élevage.

Néanmoins, la conservation du sperme à la température ambiante ne permettait pas le testage des reproducteurs et d'autre part la réalisation des banques de semences de qualité et les échanges de matériels génétiques entre centres nationaux et internationaux.(CNIAG.2002)

**III-2-1- L'insémination artificielle en Algérie**

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 de la maîtrise de la technologie. Son application très timide est souvent attribuée aux échecs répétés de la conception; ainsi les taux de réussite rapportés en première insémination restent très faibles. Les causes de ces mauvais résultats sont imputées à plusieurs facteurs, qui interfèrent entre eux, et sont parfois interdépendants et pas évidents à identifier (**Bouzebda et al., 2006**).

**III-2-2-Statut de l'insémination artificielle chez les bovins laitiers**

L'IA concerne surtout le bétail laitier, on estime en effet que moins de 5 % du bétail viandeux mondial est inséminé (**Hanzen, 2010**). En Algérie, selon le Dr Meghni, directeur du centre national d'insémination artificielle et d'amélioration génétique (CNIAAG); ce dernier qui existe depuis plus de 20 ans d'améliorer l'élevage bovin par l'IA et la technique du transfert embryonnaire. En effet, sur les 300 000 bovins laitiers recensés en Algérie, plus de la moitié, soit 160 000 ont bénéficié de la généralisation de l'insémination artificielle. La semence produite au niveau du CNIAAG est la résultante d'un long processus de sélection, les taureaux reproducteurs subissent des tests très pointus pendant une période de 7 années pour améliorer leurs performances en permanence, les animaux présentant des facteurs détériorateurs seront écartés et ne restent que les reproducteurs améliorateurs. Le CNIAAG vise aussi à inséminer artificiellement 80% du cheptel bovin dans les 4 années prochaines et de développer le transfert des embryons (**Meghni,2010**).

En Belgique, 33 à 40 % du cheptel bovin laitier a fait au cours de ces 30 dernières années l'objet d'une insémination artificielle concerne la race Blanc Bleu Belge, la race Pied-Noir et Pie Noire Holstein et la Pie Rouge (**Hanzen, 2010**).

### **III-3. L'insémination artificielle chez les bovins laitiers**

#### **III-3-1- Avantages et inconvénients :**

##### **III-3-1-a- Avantages**

- **D'ordregénétique**

Cette technique est la seule qui permet à la fois l'exploitation rationnelle et intensive et une plus large diffusion de la semence des millions de géniteurs teste pour leurs potentialités **(Haskouri, 2001)**.

- **D'ordre économique**

L'achat et l'entretien d'un taureau demandent la mobilisation d'un capital assez important et un entretien couteux, à l'opposé, l'insémination artificielle entraîne une augmentation de la productivité du taureau en même temps qu'il rend son remplacement par vache. **(Hanzen, 2010)**.

- **D'ordre sanitaire:**

L'insémination artificielle est un outil de prévention, de propagation de maladies contagieuses. Grace aux normes sanitaires strictes exigées au niveau des centres producteurs de semences, ce qui a permet de réduire considérablement le risque de transmission de ces maladies **(Roseenberg et krause,1979)**.

##### **III-3-1-b inconvénients**

L'insémination artificielle peut être la source de dissémination des maladies contagieuses et vénériennes lorsque le sperme est infecté et à l'origine de la dispersion de certaines tares héréditaire ou d'affections inflammatoires des organes génitaux. **(Roseenberg et krause, 1979)**.

##### **III-3-2- Comportement sexuel**

Le désir sexuel d'un taureau pour un partenaire correspond à la libido. L'appréciation du désir sexuel est basée sur la réaction de taureau en présence de partenaire. En générale une femelle en œstrus constitue le meilleur compromis pour tester un taureau **(Blockey, 1976)**.

**Tableau N°03** : Evaluation de la libido chez les taureaux à maturité sexuelle (**Rosenberg, 1979**)

<b>Temps de réaction (minutes)</b>	<b>Appréciation</b>
Inférieur à 0,5	Désir sexuel de très bon niveau
Inférieur à 5	Désir sexuel de bon niveau
Inférieur à 10	Désir sexuel convenable
10 à 30, le taureau ne prête attention qu'ont certaines partenaires.	Désir sexuel insuffisant (libido incomplète)
Régulièrement supérieur à 30 ou refus du prélude même après présentation répétée de femelle en chaleur	Absence de désir sexuel (libido nulle)

La monte, intromission et saut Une fois les prémices effectués, le taureau ramène ses Postérieure sous lui pour pouvoir propulser sa masse corporelle au-dessus du partenaire.

Il repose alors son poitrail sur la région lombaire de ce dernier et l'étreint de ses membres antérieurs entre l'hypochondre et hanches, suit à la monte le taureau effectuée avec son pénis des mouvements de recherche ensuite se fait l'intromission et la propulsion (**Rosenberg, 1979**).



**Figure N°12 :** Sélection des mâles après un examen externe et interne de l'appareil génital (GaecAudureau, 2005).

### III-3-3-Moment d'IA

Il est en fonction des paramètres suivants :

- le moment de l'ovulation de la femelle (14 h environ après la fin des chaleurs).
- durée de fécondation de l'ovule (environ 5h).

-temps de remontre des spermatozoïdes dans les vois génitales de la femelle. (De 2 à 8h) ; durée Il est en fonction des paramètres suivants: de fécondabilité des spermatozoïdes (environ 20h).

Il peut y avoir possibilité de fécondation avec une insémination réalisée entre 12 à 18 hou après le début de chaleurs, le bon moment de l'insémination est -totalement tributaire de détection des chaleurs et de l'enregistrement de l'observation. (Connaissance de la régularité de la durée).

Le tableau n°04 montre les résultats de fertilité selon le moment d'insémination par rapport à l'œstrus (résultats dans le tableau)

**Tableau 04 :** Résultats de fertilité selon le moment de l'd'insémination par rapport à l'œstrus (HamaniMarichatou,HamidouTamboura,....2004).

Moment d'insémination	Nbre d'anomaux	Animaux gestants	%
Début de l'œstrus	25	11	44.0
Milieu de l'œstrus	40	33	82.5
Milieu de l'œstrus +24h®	25	21	84.0
Fin d'œstrus	40	30	75.0
6h après la fin de l'œstrus	40	25	62.5
12h après la fin de l'œstrus	25	08	32.0
18 h après la fin de l'œstrus	25	07	28.0
24 h après la fin de l'œstrus	25		12.0
36 h après la fin de l'œstrus	25	02	08.0
48 h après la fin de l'œstrus	25	00	00.0

® : Les animaux inséminés 2 fois, La 2<sup>ème</sup> insémination ayant après un délai de 24h \*Fertilité selon le moment d'insémination par rapport à l'ovulation (Résultats dans le tableau ci-dessous).

**Tableau 05** : Résultats de fertilité selon le moment de l'ovulation (**Stevenson .1989**)

Moment d'insémination	Nbr d'animaux	Nbr Animaux Gestant	% Animaux Gestant
Plus de 24h avant l'ovulation mais en œstrus	15	08	53.3
19-24h avant l'ovulation	15	11	73.3
3-12h avant l'ovulation	14	12	85.7
7-12h avant l'ovulation	14	11	78.6
6h ou moins avant l'ovulation	14	08	57.1
2h ou moins après l'ovulation	20	06	30.0
6h après l'ovulation	20	08	40.0
12h après l'ovulation	20	05	25.0

Selon la règle définie alors, les animaux doivent être inséminés au cours de la demi-journée qui suit celle pendant laquelle ils ont été détectés en chaleur.

Quelques études publiées au début des années 1950 portant sur la recherche de l'intervalle optimum entre l'œstrus et l'IA, avec des approches expérimentales diverses et sur des effectifs plus conséquents révèlent qu'il est possible d'inséminer à n'importe quel moment entre 0 et 24h après le début de l'œstrus sans que la fertilité en soit affectée.

A ceux-ci, s'ajoutent plusieurs études, toutes réalisées aux USA parmi lesquels on cite : Résultats d'IA réalisées sur sperme frais par des inséminateurs intervenant dans les élevages, les inséminations ont été réalisées à différents intervalles par rapport à la 1<sup>ère</sup> observation de l'œstrus, 44704 vaches et génisses de races laitières ont été inséminées (Résultats dans le tableau n° 1). Que les animaux aient été observés en chaleurs pour la 1<sup>ère</sup> fois le matin ou l'après-midi, seules les IA réalisées environ 24h après le début de l'œstrus conduisant à une baisse significative, mais limitée, de fertilité (**Saumandej .2001**)

**Tableau 06** : Influence du moment d'insémination sur le taux de non-retour (**Olds D et Seath D.M 1954**)

Moment d'observation de l'œstrus	Moment d'insémination		
Matin	Matin	Après-midi	Jour suivant
	n(1) 2801	9208	472
	NR(2) 63.5	65.9	65.2
Après-midi	Après-midi	Matin suivant	Après-midi suivant
	n 71	5020	2093
	NR 71.8	66.5	63.5

**Tableau 07** : moment d'insémination par rapport à la détection des chaleurs et la fertilité (**Foot R.H1977**)

Moment d'observation des chaleurs	Moment de l'IA	Nombre de vaches	Fertilité apparente (1)
Matin	Avant midi le même jour	1308	67.1
	Midi-18h même jour	27320	69.9
	Après-18h même jour	3509	68.6
	Avant midi lendemain	268	62.7®
	Avant midi lendemain	6893	69.9
Après-midi	Midi-14h le lendemain	4948	67.4
	Après 14h le lendemain	461	63.8®

(1) : nombre de femelles inséminées, (2) : taux de non-retour(%)

(1) : taux de non-retour à 150-180 jours

® : Significativement inférieur à la fertilité maximum

### III-4-Paramètres de la reproduction

#### ✓ L'âge au premier vêlage

L'âge moyen au premier vêlage est de 28 mois chez les races laitières et viandeuses (Hanzen CH 1994), (Willimson L 1987), rapporte que l'âge au premier vêlage doit situer entre 24 et 26 mois.

#### ✓ L'intervalle vêlage-vêlage

C'est le critère le plus important pour mesurer la fertilité du troupeau, des intervalles supérieurs à 400 jours sont à éviter et que l'intervalle idéal serait de 370 jours (Denis C 2007). Les intervalles inter-vêlages allongés sont des répercussions néfastes sur la production laitière. (Laudrelle D.P 1974), (Gilbert et al 1995) indiquent que l'intervalle vêlage -vêlage est la somme du délai de la mise à la reproduction et le temps perdu en raison des échecs d'insémination et la durée de gestation.

#### ✓ L'intervalle vêlage-premier œstrus

Les premières chaleurs apparaissent généralement après 30 à 35 jours le vêlage (Trimberger et Davis 1948). Toutes les vaches doivent être vues en chaleurs au moins une fois 60 jours après le vêlage sinon il y a eu œstrus postpartum (Denis C 2007).

#### ✓ L'intervalle vêlage-premier insémination

Cet intervalle influe de façon très nette sur la fertilité de la vache, l'intervalle vêlage -première insémination doit être au maximum de 90 jours (la moyenne est entre 40 et 69 jours), à condition que cette insémination soit fécondante (Soltner 2001)

#### ✓ L'intervalle vêlage-insémination fécondante

Cet intervalle traduit le délai nécessaire à l'obtention d'une insémination fécondante ou le temps perdu pour non-fécondation (Soltner 2001). L'influence des jours vides sur la production laitière dépend du niveau de production de chaque troupeau, cet intervalle dépend des critères suivants (Hamani Marichatou, Hamidou Tamboura, .... 2004).

- Du taux de réussite en première insémination qui est généralement de 61%.

- De la production des vaches ayant été inséminées trois fois et plus.

- De la proportion des retours tardifs, qui sont dus la plus part du temps aux chaleurs son détectées. Les normes de la reproduction chez les bovins laitiers sont présentées dans le tableau ci- dessous:

**Tableau 08 :** les normes de reproduction chez les bovins laitiers (**Denis C 2007**).

Mesure	Objectif	Amélioration nécessaire
Intervalle moyen entre vêlage et la première chaleur	40 jours	Plus de 60 jours
Nombre moyen du jour avant la 1 <sup>ère</sup> insémination	70 jours	Plus de 90 jours
Nombre moyen de jours ouverts	100 jours	Plus de 120 jours
Intervalle moyen entre vêlages	12.5 mois	Plus de 13 mois
Nombre moyen d'insémination par vache	1.7 mois	Plus de 2
% des vaches en gestation confirmé après un service	60 %	Moins de 50 %
% du troupeau réformé pour des problèmes de reproduction	5 %	Plus de 10 %
Age à la 1 <sup>ère</sup> insémination	15 mois	Plus de 17 mois

### III-5- Les méthodes de préparation de semence

Plusieurs méthodes de récolte du sperme ont été utilisées, certaines n'ont aujourd'hui qu'un intérêt historique comme l'utilisation d'un matériel en plastique dans le vagin, le massage de

L'ampoule rectale du taureau, la récolte directe du sperme dans le vagin, le massage de vésicule séminales.

Cependant, en pratique, les méthodes le plus couramment utilisées de nos jours sont la récolte au vagin artificiel et l'électro éjaculation (**Haskouri , 2001**).

#### III-5-1 Méthodes et techniques

##### III-5-1-a Récolte au vagin artificiel

Le sperme des taureaux est le plus souvent collecté au vagin artificiel (figure 58). Le principe du vagin artificiel est de reproduire l'ensemble des sensations présentées par les voies

génétales femelles lors du coït, et de recueillir rapidement un éjaculat total et non souillé (**Dumont, 1997**). Le matériel est constitué d'un cylindre de caoutchouc rigide, d'une 30cm de long et d'un diamètre intérieur de 5 cm. Il est doublé à l'intérieur d'une capote amovible et gonflable, également en caoutchouc. La paroi qui le constitue est donc double et peut être remplie d'eau ou d'air à l'aide d'une valve extérieure. Lors du prélèvement, le vagin est prolongé d'un cône en silicone (25 cm de long) à l'extrémité duquel est fixé le tube de collecte. Ce dernier est protégé des chocs mécaniques, thermiques et de la lumière par un manchon opaque et isolant (**Gérard et Khirredine, 2002**).



**Figure N°13.** Vagin artificiel (**Blanchard et al., 2003**)

Lorsque le préleveur estime que le taureau est suffisamment préparé. La capote interne du vagin artificiel est plus ou moins gonflée en fonction des habitudes du taureau. L'intérieur du vagin est lubrifié avec de la vaseline ou un gel gynécologique. Le taurellier laisse alors le taureau monter sur le bœuf en train. Le préleveur s'accole au taureau, il dévie son pénis en érection dans le vagin artificiel en le saisissant à travers le fourreau. Ce simple contact suffit en général à déclencher le saut et l'éjaculation qui ne durent que quelques secondes. L'opérateur retourne ensuite le vagin artificiel et le sperme s'écoule dans le tube collecteur (**Dumont, 1997 et Gérard et Khirredine, 2002**).

### **III-5-1-b La collecte à l'électro éjaculation**

L'électro éjaculation permet de provoquer l'éjaculation par une stimulation électrique (figures 14). Un générateur produit de l'électricité qui est transmise par l'intermédiaire

d'électrodes à l'animal. L'interface tissu/électrodes joue un rôle non négligeable car la stimulation électrique doit parvenir jusqu'aux nerfs pour provoquer l'érection et l'éjaculation (Stievenart, 1996).



**Figure N°14 :** Photographie de la sonde Electrojac(Cuisenier, 1996).

La récolte est effectuée par un opérateur placé à côté du taureau en position accroupie. Un support rigide prolongé d'une barre rigide permet de disposer un entonnoir avec un tube à son extrémité pour la récolte du sperme. Le système peut être amélioré par l'ajout d'une poche remplie d'eau chaude autour de l'entonnoir, permettant le maintien du sperme à 37°C. La stimulation électrique appliquée dans le rectum du taureau et l'opérateur attendent jusqu'à que le liquide spermatique devienne laiteux avant de débiter la collecte, ceci afin d'obtenir un sperme le plus concentré possible (Lacroix, 1988 ; Albert, 2007).

### **III-5-1-c Massage des vésicules séminales**

Les taureaux calmes, en repos sexuel, sont de bons candidats pour être collectés par massage transrectal. L'examineur introduit sa main dans le rectum et après l'examen des glandes accessoires, il commence à appliquer un mouvement longitudinal d'avant en arrière sur les ampoules du conduit déférent, la prostate et périodiquement l'urètre. Le fait de stimuler en plus les glandes vésiculaires n'apporte pas de meilleurs résultats. Les inconvénients principaux de la technique sont l'irritation de la muqueuse rectale, la faible fréquence des érections observées et la difficulté à masser des taureaux peu dociles (Albert,2007).

### **III-5-1-d Récolte dans les voies génitales femelles:**

Elle nécessite une anesthésie locale des voies génitales externe, on place un sas de caoutchouc dans le vagin de la vache, le taureau effectue une sailli presque naturelle (Parez et Dulpan, 1987).

### III-5-2 Manipulation de la semence au laboratoire

#### III-5-2-A Examen macroscopie

Cet examen a pour but d'apprécier le volume, la couleur, la viscosité.

- a. Le volume:** il dépend de plusieurs facteurs, selon l'espèce, la race, l'individu, l'âge (tableau 11), l'état physiologique, l'alimentation, les mesures sanitaires et selon la méthode de récolte du sperme. Chez le taureau ; le volume varie de 0,5 à 14 ml avec une moyenne de 4ml (**parez et Dulpan,1987**).

**Tableau N°09.** L'effet de l'âge des taureaux sur le volume de l'éjaculation (**Rosenberg, 1979**).

Age en mois	Volume
5	8,7± 0,30ml
6	6,08±0,18
7	6,58±0,18
8	7,40±0,10
9	5,84±0,20
10	5,17±0,20

- b. La couleur:** elle est habituellement blanchâtre varier du blanc au jaune mais excite d'autre couleur qui signifie une pathologie, elle peut être rosâtre ou jaunâtre résulte de la présence de sang, brunâtre révèle la présence d'éléments figurés du sang dégénéré, bleuâtre résulte de l'administration de bleu de méthylène à faible concentration.

- c. La viscosité:** dépend de la concentration en spermatozoïdes et la conductibilité électrique (**Rota et al., 1999**).

#### III-5-2-B Examen microscopique

##### 1-Mobilité

###### a- Mobilité massale

Est effectuée à partir de sperme pur, dans les 10 minutes qui suivent la récolte. Le matériel nécessaire se compose d'une lame préalablement chauffée à 37°C et d'un microscope à platine chauffante. L'opérateur dépose une goutte de sperme à la surface d'une lame.

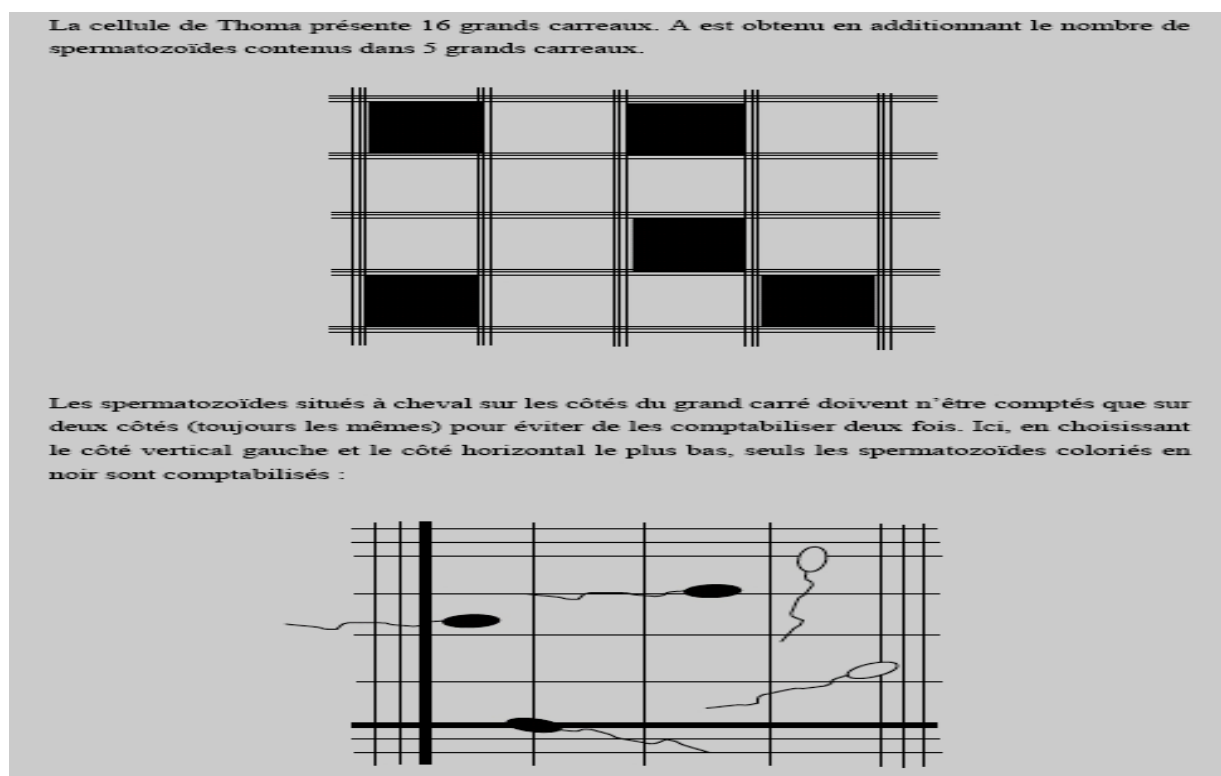
La motilité massale est notée de 0 à 5. Un spermatozoïde dont la motilité massale est inférieure ou égale à 3 est généralement éliminé (Gérard et Khirredine, 2002).

#### b- Mobilité individuel:

Elle correspond à la proportion de spermatozoïdes avec un mouvement rectiligne qui traversent le champ du microscope. Les spermatozoïdes bougeant sur place, tournant en petits cercles ou se déplaçant en arrière du fait d'une queue repliée ne sont pas considérés comme mobiles (Gérard et Khirredine, 2002).

### 2-Concentration de sperme

La concentration détermine le nombre de spermatozoïde par ml, il existe un nombre de technique pour détermine la concentration des spermatozoïdes. La cellule hématimétrique, comptage électronique, par néphélométrie, la cellule de Thomas (figure 61) est la plus efficace dans la détermination de la concentration des spermatozoïdes, de plus elle est moins couteuse. (Gérard et Khirredine, 2002).



**Figure N°15.** Description et utilisation d'une cellule de Thoma (Posiere, 2002).

### III-5-2-C-Pourcentage de spermatozoïdes vivants

Une coloration vitale à l'éosine-nigrosine permet de classer les spermatozoïdes en mort ou vivant. Les spermatozoïdes morts ont leur membrane perméable et prennent une coloration rosée. Les spermatozoïdes vivants ont une membrane imperméable et apparaissent donc

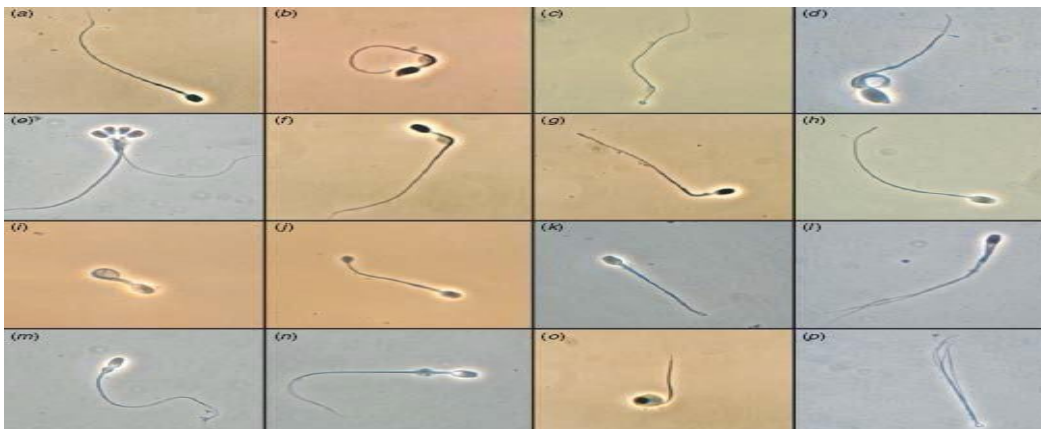
incolores. Cet examen est toujours corrélé à la mobilité observée macroscopiquement. (**Bahr et Zeitler, 1964**).

### III-5-2-D- Morphologie des spermatozoïdes

Le spermatozoïde normal mesure environ 70µm chez le taureau. La tête du spermatozoïde est de forme ovoïde et aplatie, elle mesure 8 à 9µm de longueur, 4 à 4,5µm de largeur et 0,5 à 1 µm d'épaisseur. L'acrosome couvre environ 60% (**Bahr et Zeitler, 1964**) de la tête et forme sur le bord antérieur une crête apicale, sorte de bourrelet. La pièce intermédiaire fixée à la tête, forme un cylindre d'environ 10 à 12 µm de long et d'un diamètre de 1 µm. Le flagelle mesure de 52 à 55 µm de longueur pour un diamètre de 0,5 µm et se termine par une section filamenteuse de 0,2 µm de diamètre.

### III-5-2-E- Les anomalies des spermatozoïdes

A l'heure actuelle, la classification consiste à répertorier les spermatozoïdes en fonction de la localisation de l'anomalie observée (figure 62) : têtes détachées sans queue, têtes anormales, acrosomes en bouton, gouttelettes cytoplasmiques proximales ou distales, pièces intermédiaires pliées ou irrégulières, queues coudées ou enroulées. Cela permet une observation plus explicite et plus représentative de l'ensemble des spermatozoïdes. De plus, certaines anomalies morphologiques comme le détachement de tête peuvent être primaire, secondaire, ou tertiaire d'où des erreurs d'interprétation évitées (**Varner, 2008**).



**Figure N°16.** Anomalies majeures et mineures de spermatozoïde dans l'espèce bovin (**Posiere, 2002**).

**III-5-2-F- Evaluation biologique de la qualité de sperme**

Il porte sur le pH du sperme frais et sur l'activité métabolique des spermatozoïdes. Un sperme normal est acide et son pH varie entre 6,5 et 6,8. L'épreuve à la réductase consiste à déterminer le temps mis par un échantillon de spermatozoïdes pour décolorer une certaine quantité de bleu de méthylène. Plus ce temps est long plus la qualité de sperme est réduite (**Djibrine,1987**).

**III-5-2-G- Test d'aptitude à la congélation**

Les changements de température lors de la congélation et de la décongélation endommagent les membranes cytoplasmiques, le cytosquelette, les organites impliqués dans la mobilité, l'acrosome. C'est pourquoi il est important d'évaluer la qualité de la semence après congélation. Ainsi, pour chaque éjaculat conservé à -196°C dans l'azote liquide, la motilité massale est évaluée après décongélation de paillettes de même que le pourcentage de spermatozoïdes morts et vivants (**Dumont, 1997**).

**III-6 Dilution, Conditionnement, Conservation de sperme****III-6-1 Dilution**

La dilution du sperme a pour but d'accroître le volume total de la masse spermatique, d'assurer un milieu favorable à la survie des spermatozoïdes in vitro et de réaliser à partir d'un seul éjaculat l'insémination d'un grand nombre de femelles (**Hanzen, 2010**).

**III-6-1-a-Nature des milieux de dilution**

Il existe quelque soit l'espèce animale une grande variété de dilueurs. Ils se différencient par la nature voire la concentration d'utilisation de leurs composants. On peut distinguer les dilueurs à base de jaune d'œuf phosphaté ou citrate, à bases de sucres, à base de glycolle et de glycérol et plus classiquement maintenant à base de lait (**Hanzen, 2010**).

**III-6-1-b-Qualité des milieux de dilution**

Un bon milieu de dilution doit répondre à un certain nombre de critères. La non toxicité pour les spermatozoïdes : pression osmotique, équilibre électrolytique, pouvoir tampon. L'apport énergétique pour les spermatozoïdes, pouvoir protecteur à l'égard des variations de l'environnement, facilité de préparation, prix de revient acceptable (**Parez et Duplan, 1987**).

**III-6-1-c-Taux de dilution**

Le taux de dilution dépend fortement de la qualité du sperme, sachant qu'une dose fécondante doit avoir au minimum 10 à 12 millions de spermatozoïde. Il faudra donc

considérer les éléments suivants pour déterminer le volume de diluer à ajouter au sperme, le volume de sperme récolté, la concentration du sperme, la proportion de spermatozoïdes vivants dans le sperme, la proportion de spermatozoïdes qui seront altérés par les manipulations techniques. (**Parez et Duplan, 1987**).

#### **III-6-1-d- Dilueurs utilisés**

✓ **Pour conservation de sperme à température ambiante:**

La semence non diluée et maintenue à 37°C s'altère très rapidement. Certains auteurs relatent une baisse de mobilité plus importante pour les échantillons de sperme épидидymaire refroidis que pour les échantillons maintenus à température ambiante pendant 12 heures. Il semblerait donc que la conservation à température ambiante soit une solution de conservation à court et moyen terme. (**Benzuidenhout et al, 1995**).

✓ **Pour conservation de sperme à température 4°C :**

L'examinations de la variation de la mobilité spermatique lors d'un stockage à 4°C de testicules de Buffle africain, d'Eland, de Bubale et montre que la diminution de la mobilité fonctionnelle spermatique est différente selon l'espèce étudiée, Ainsi que le stockage à 4°C permet de maintenir une mobilité suffisante de la semence pendant 2 à 5 jours, mais n'est pas suffisante pour un stockage sur le long terme. (**Benzuidenhout et al, 1995**).

#### **A- Dilueurs à base citrate, jaune d'œuf en sperme aqueuse**

**Le jaune d'œuf** est l'un des composants les plus employés dans les dilueurs. Grâce aux phospholipides qu'il contient, il assure la protection des membranes des spermatozoïdes lors de la congélation (**England, 1993**). Le jaune d'œuf est utilisé à une concentration de 20 %, le dilueur à base d'une solution de citrate de sodium 2,9 % additionné de jaune d'œuf à 25% dans l'eau distillé.

#### **B- Dilueurs à base de lait**

Le lait est un milieu biologique de composition complexe composé de protéines, sels, glucides, lipides, vitamines, Le pH d'environ 7,0 et la pression osmotique autour de 300 Mili moles sont proches de ceux de la semence (**Hafez, 1993**). Le lait de vache écrémé est parmi les dilueurs le plus utilisé pour la conservation du sperme réfrigéré à 4° ou 15°C.

#### **III-6-1-e- Méthode de dilution**

La dilution peut être réalisée en une ou deux étapes (**Pena et Linde-Forsberg, 2000**). La dilution par une étape effectuée à température ambiante en ajoutant à la goutte à goutte le

dilueur, réchauffé à 37°C, à la semence, ce qui évite d'imposer aux spermatozoïdes un choc thermique trop important. Lorsqu'une seconde étape de dilution est pratiquée, elle se réalise à 4°C en ajoutant un second dilueur, refroidi à cette température, à la semence réfrigérée.

### **III-7. Conditionnement**

#### **III-7-1. Conditionnement en granulés**

La semence diluée est déposée à l'aide de seringue dans des ampoules uni doses, scellées sur lesquelles sont préalablement imprimées des indications d'identification détaillée le nom du taureau, sa race, le nom du centre. Les ampoules une fois scellées sont mises sous alvéoles plastiques dans lesquelles il y a bande de papier de couleur différente selon la race du taureau et portant le jour de la récolte. (Hanzen, 2010).

#### **III-7-2-Conditionnement en paillettes**

Classiquement, trois types de paillette sont utilisés. Elles ont toutes une longueur de 133 mm. **La paillette grosse** a un diamètre compris entre 3.8 et 4.2 mm et un volume de 1.2 ml. **La paillette moyenne** a un diamètre compris entre 2.5 et 2.8 mm et un volume de 0.5 ml. **La paillette fine** a un diamètre compris entre 1.7 et 2.2 mm et un volume utile de 0.25 ml. On remplit la paillette par aspiration, puis on réalise d'un côté une soudure micro-onde (Hanzen, 2010). De l'autre côté, la paillette est obturée par un bouchon alcool polyvinylique entouré de chaque côté par un bouchon de coton. Suit alors la phase de réfrigération à 4-5°C en général. La vitesse de ce refroidissement est intimement liée à la mobilité des spermatozoïdes après réchauffement.

Le stockage des paillettes s'effectue alors dans des cuves ou des tanks contenant de l'azote liquide à -196°C. La durée du stockage peut être illimitée dans le temps sans que la survie des spermatozoïdes soit affectée.

### **III-8. Conservation**

#### **III-8-1-Par réfrigération**

L'utilisation directe du sperme dilué de taureau suppose une conservation à une température voisine de 5°C. Celle-ci doit cependant pour éviter les chocs thermiques, être atteinte progressivement au rythme moyen de refroidissement de 0.5°C par minute entre 37 et 22°C et de 1°C par minute entre 22 et 5°C. Bien diluée et convenablement refroidie, la semence peut conserver son pouvoir de fécondation pendant 2 à 3 jours (Hanzen, 2010).

### **III-8-2- Par congélation**

La congélation requiert l'utilisation d'agents cryoprotecteurs. Classiquement, le glycérol est utilisé pour congeler le sperme. A la concentration de 4% (**Hanzen, 2010**), le glycérol offre la plus grande mobilité massale des spermatozoïdes.

### **III-9. L'insémination artificielle proprement dite**

#### **III-9-1-Le moment de l'insémination artificielle**

Il est en fonction du moment de l'ovulation de la femelle, durée de fécondabilité de l'ovule, durée de fécondabilité des spermatozoïdes, temps de remonter des spermatozoïdes dans les voies génitales de la femelle. En pratique. Une vache reconnue en chaleurs le matin sera inséminée dans l'après-midi du même jour et celle qui est en chaleurs l'après-midi sera inséminée le lendemain dans la matinée (**Parez et Duplan, 1987**).

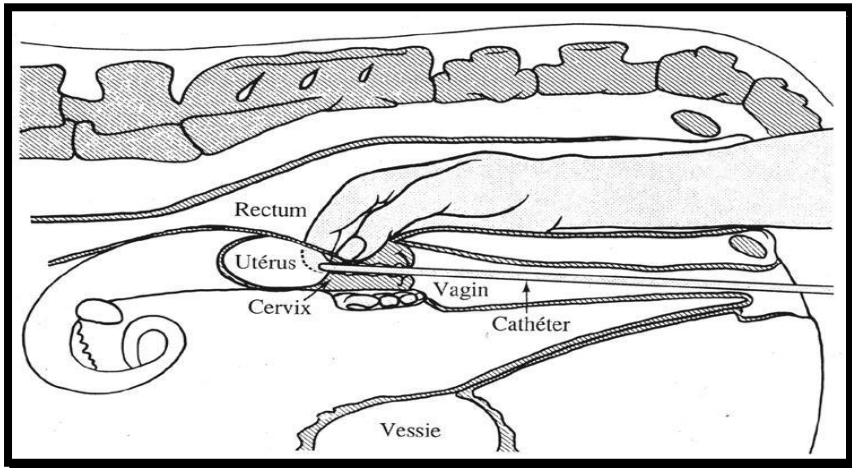
#### **III-9-2-Etapes et technique de l'insémination artificielle**

##### **III-9-2-1La décongélation**

La décongélation doit prendre en compte trois paramètres : la température, le temps et la solution de décongélation. En pratique, la température de bain marie utilisée est de 35 à 40°C, la durée de décongélation est de l'ordre de 30 secondes à 2 minutes. On peut envisager des lavages afin d'extraire le glycérol du milieu et de revenir à des conditions isotoniques afin d'éviter une altération des membranes des spermatozoïdes et des anomalies de flagelles c'est la méthode qui a été utilisée par (**Hopskins et al., 1988**).

##### **III-9-2-2. Lieu de dépôt**

La méthode la plus utilisée est l'insémination intra-utérine : le sperme est déposé dans l'utérus ou au niveau de la jonction utero-cervical (**Hawk .HW, 1987**) indique que quelques temps après l'insémination intra-utérine, une partie du sperme est drainée vers le vagin par le mucus cervical. Trouvé 70,8% (**Kenna et Coll, 1990**), de non-retour en chaleurs pour l'insémination dans les cornes utérines contre 69.5% (**Kenna et Coll, 1990**) pour l'insémination intra-utérine. Par contre le dépôt du sperme dans les cornes présente beaucoup plus de risques de traumatisme et d'infection de l'utérus.



**Figure N°17.** La mise en place de la semence (Hanzen, 2010).

### III-9-3-Les instruments

Le matériel se compose d'un pistolet d'insémination d'une longueur de 40 à 45 cm et d'un diamètre de 5 à 6mm 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. (Hanzen, 2010).

# **Chapitre IV**

**Le diagnostic de gestation chez la vache**

### IV.1. La durée de la gestation chez lavache

La gestation est un état physiologique de la femelle qui porte un foetus, elle s'étend de la nidation à la parturition (tableau 12). La gestation peut être divisée en deux phases:

- **La progestation** : c'est la période pendant laquelle l'embryon mène une vie libre dans l'utérus. La durée de cette période est de 15 à 30 jours
- **La gestation**: elle correspond à toute la période allant de la nidation au vêlage. (Soltner, 1993).

Espèce	Durée en jours	Durée en moins
Vache	280	9 et 1 semaine
Brebis	150	5
Chèvre	150	5
Jument	330	11 mois et 1 semaine
Truie	115	3 mois et 3 semaines et 3 Jours

Tableau N° 10. Durée moyenne de la gestation chez différents espèce (INRA, 2005).

### IV.2. Les Techniques de diagnostic de gestation chez lavache

#### IV.2.1. Le fouillérectal

Chez la vache, la palpation rectale permet de diagnostiquer la gestation dès la 7<sup>ème</sup> semaine. Cette technique pourrait présenter certains dangers et notamment les mortalités embryonnaires. Ainsi, (Franco et al., 1987) ont montré que la palpation rectale précoce (34<sup>ème</sup>- 35<sup>ème</sup> jour) peut entraîner des pertes embryonnaires de l'ordre de 10% (Franco et al., 1987).

#### IV.2.2. Dosage des hormones

##### III.2.2.1. Progestérone

Le dosage de progestérone peut s'effectuer sur sang, ou bien sur le lait récolté en début de traite du matin. En pratique, on réalisera ce test entre le 19<sup>e</sup> et le 23<sup>e</sup> jour de gestation, période durant laquelle le taux de progestérone est très différent entre une vache gestante et

une vache non gestante. Le diagnostic de gestation sera négatif si le taux de progestérone dans le lait est inférieur à 5 ng/ml, ou s'il est inférieur à 1,5 ng/ml dans le sang (Chastant, 2005).

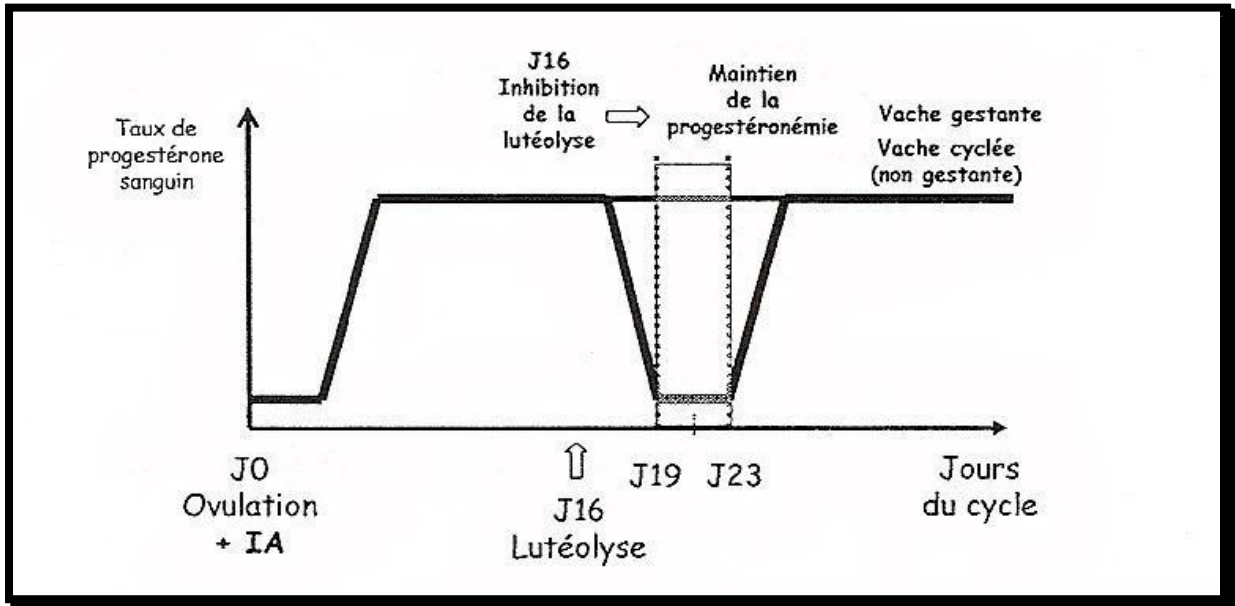


Figure N°18. Evolution du taux sanguin de progestérone en fonction du statut de gestation (Chastant, 2005).

III.2.2.2. OEstrogène

III.2.3.1. Sondes linéaires

Les sondes électroniques sont constituées de plusieurs éléments piézoélectriques identiques juxtaposés en ligne droite, sur un arc de cercle ou en cercles concentriques. **Sondes linéaires** (figures 19 et 20) les cristaux sont juxtaposés côte à côte sur une longueur d'environ 10 cm. **Sondes linéaires courbes** les cristaux alignés en arc de cercle sur quelques centimètres, sont également excités électroniquement de proche en proche.)

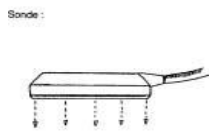


Figure N° 19sondelinéaire (décante.1990)

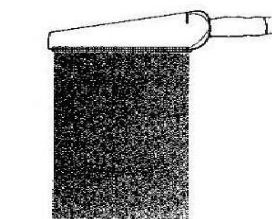
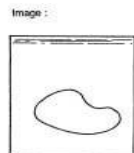


figure N°20sondelinéaire (1998)

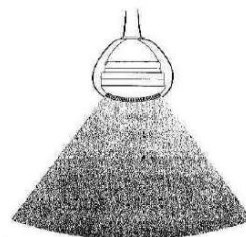


figure N°21sonde linéaire courbe (Reef.1998).

III.2.3.2. Sondes sectorielles

Les sondes mécaniques, encore appelées sondes sectorielles, sont constituées soit d'un élément piézo-électrique soit de plusieurs éléments en rotation autour d'un axe.

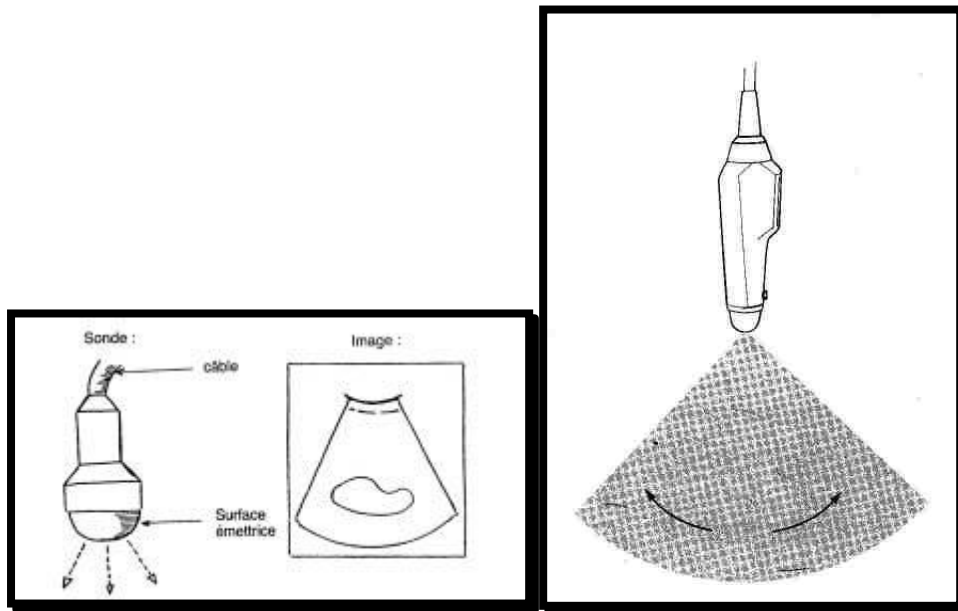
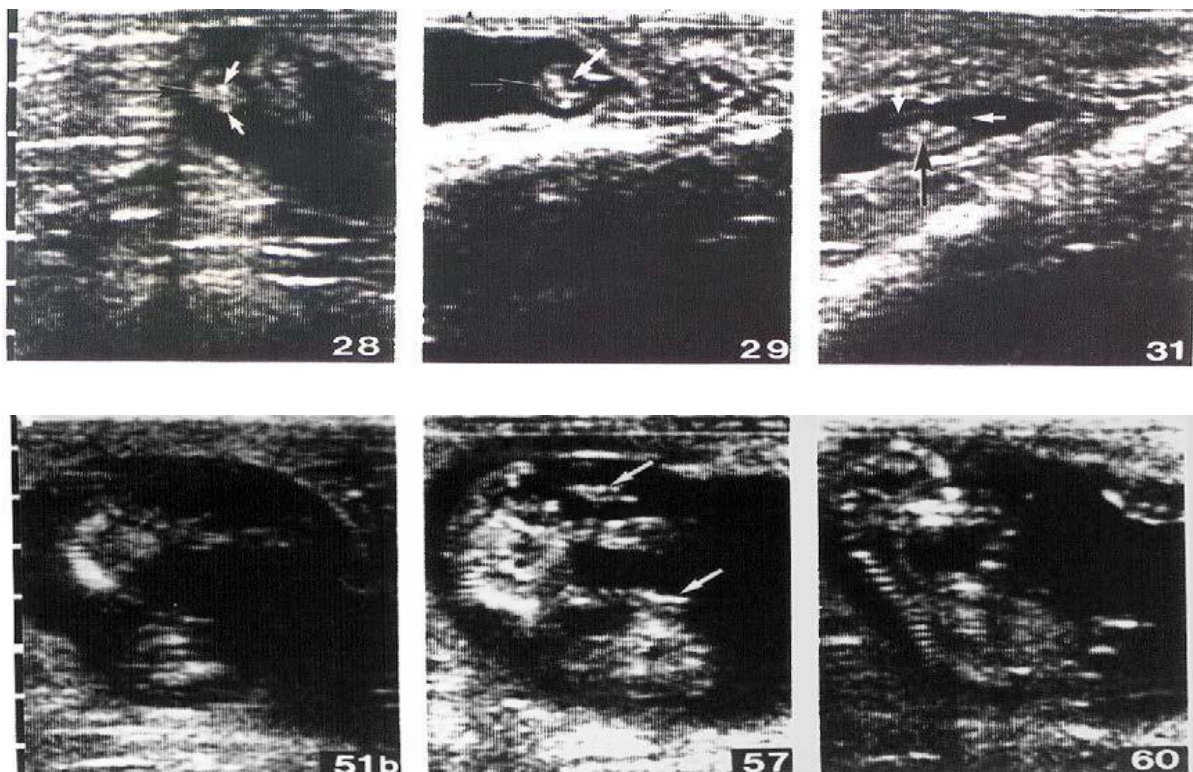


Figure N° 22. sonde sectorielle (Décante, 1990). Figure N° 23. Sonde sectorielle (Reef, 1998).

Les premiers diagnostics échographiques se font généralement à partir de 30 à 35 jours après l'IA ou la saillie chez les vaches (figure 70), et à partir de 28 à 30 jours chez les génisses (Tainturier et al., 2003). En pratique, le diagnostic de gestation par observation de la vésicule embryonnaire, peut être effectué à partir de 28 jours de gestation chez les bovins.

Tableau N° 11. Précocité de la détection des structures embryonnaires et utérines lors de l'examen échographique (Hanzen, 2004).

Structure	Age (en jours)
Amnios	30 (28 à 33)
Colonne vertébrale	29 (26 à 33)
Membres antérieurs	29 (28 à 31)
Membres postérieurs	31 (30 à 33)
Placentomes	35 (33 à 38)



**Figure N°24.** Les structures d'utérus et embryon au lors d'examen échographique (Hanzen, 2010).

J28: identification des membres.

J 51b : foetus tête en bas

J29: identification de l'amnios,  
embryon 12 mm.

J 57 : foetus 53 mm, membres et cordon

J 60 : foetus 69 mm, colonne, membres

J31 : embryon (14 mm) et amnios.

### IV.3. Autres méthodes de diagnostic

#### IV.3.1. La palpation externe du flanc droit

L'éleveur peut le réaliser à partir de 5<sup>ème</sup> mois en appliquant le poing sur le bas de flanc droit de l'animal puis enfoncer plusieurs fois en maintenant constamment le contact avec l'animal ces mouvements provoquent un déplacement de foetus que l'on sentira aisément (Christian, 1999).

#### IV.3.2. Bouchon muqueux de l'utérus

Formé par la concrétion de la glaire cervicale il obture le col pendant toute la durée de la gestation. Il se ramollit et est expulsé 1 à 8 jours avant la mise bas; on peut alors observer la

présence du bouchon muqueux, collant, jaunâtre, à la commissure inférieure de la vulve ou à la face ventrale de la queue.

#### **IV.3.3. Modification de la mamelle**

Les transformations les plus radicales auront lieu à partir des 5 mois de gestation. Ces transformations sous le contrôle des oestrogènes en alternance avec de la progestérone, qui stimulent le développement des canaux et des acini pendant la fin de gestation (**Christian, 1999**).

# CONCLUSION

## **Conclusion**

L'insémination artificielle est la méthode de maîtrise de la reproduction qui a pour but d'améliorer le cheptel bovin, malgré les avantages de cette technique, elle reste négligée en Algérie à cause de manque de vulgarisation et de sensibilisation des éleveurs.

La détection des chaleurs est le premier pas dans l'insémination artificielle, elle représente un élément fondamental et essentiel de rendement du troupeau. La réussite de l'insémination artificielle dépend de l'application de toutes les étapes et de suivie

La synchronisation des chaleurs est la solution de problème de détection de chaleurs, elle permet d'ovuler des femelles non cyclées et les mises bas groupées en fonction des disponibilités fourragères et la production ajustée aux impératifs des besoins du marché.

En Algérie, elle est utilisée beaucoup plus pour l'espèce ovine et rarement pour les bovins.

Dans le but d'augmenter la production laitière et de diminuer l'importation du lait et de ses dérivés. L'Alger est appelé à lancer des campagnes de sensibilisation au profit des éleveurs pour les interpellé sur les nouvelles techniques de l'insémination artificielle.

**REFERENCES**  
**BIBLIOGRAPHIES**

### Références Bibliographies

- 1) **Adams, G.P , R Jaiswal ,J Singh ,P Malhi 2008**, Progress in understanding ovarian follicular dynamics in cattle. *Theriogenology*, 69(1):72-80.
- 2) **Adamou S., Bourenane N., Haddadi F., Hamidouche S., Sadoud S (2005)** Série de Documents de Travail N° 126 Algérie. 2005. Quel rôle pour les fermes-pilotes dans la préservation des ressources génétiques en Algérie? Série de Documents de Travail N° 126 Algérie.2005.
- 3) **Albert (2007)** Evaluation of potential breeding soundness of the bull. *Curent Therapy in large animal theriogenology*, Second edition – Saunders Elsevier. 2007, p230-233.
- 4) **Barone R (1987)** Anatomie comparée des mammifères domestiques. Vigot.1978, tome 3, p: 90, 157, 181, 185, 18.
- 5) **Bourbia R (1998)** L'approvisionnement alimentaire urbain dans une économie en transition: le cas de la distribution du lait et des produits laitiers de l'ORLAC dans la ville d'Alger. Montpellier : Institut Agronomique Méditerranéen deMontpellier.
- 6) **Ballery (2005)** Mise au point sur les protocoles de maîtrise des cycles chez les bovins. Thèse Méd. Vét, Alfort. 2005, p : 136.
- 7) **Bousquet D (1989)** Endocrinologie du cycle sexuel. Journées scientifiques et professionnelles. Sommet de la Francophonie. EISMV : 2-11 mai 1989.Dakar.
- 8) **Bouzebda Z., Bouzebda F., Guellati M.A., Grain F (2006)** Evaluation des paramètres de la gestion de la reproduction dans un élevage bovin du Nord Est Algérien. *Sciences &Technologie C - N°24*, Décembre 2006, p :13-16.
- 9) **Blockey M.A (1976)** Sexuel behaviour of bulls at pasture a review. *Theriogenol.*1976, p : 589-595.
- 10) **Blanchard TL (2003)** Manual of equine reproduction, 2nd edition. Mosby2003.

- 11) **Bezuidenhout C., Fourie FR., Meintjes M., Bornman MS., Bartelsp., Godke RA (1995)** Comparative epididymal sperm cell motility of African ungulate and equid game species stored at 4°C.
- 11) **CNIAAG, (2002);** Technique de l'insémination artificielle bovine CPAQ. 1978.
- 12) **Chastant-Maillard S., Fournier R., Remmy D (2005)** Les vagues folliculaires : Actualités sur le cycle de la vache. Point Vét, n° 36. 2005, p:10-15.
- 13) **Chastant S (2005)** Diagnostic de gestation chez la vache. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité pédagogique de Pathologie de la Reproduction. 2005, p :27.
- 14) **Cuisenier C (1996)** Contribution à l'étude de l'importance de l'examen du sperme dans le contrôle d'aptitude à la reproduction des taureaux de monte naturelle. These : Med.vet. Alfort, n°53.1996.
- 15) **Christain D (1999)** La production de bovin allaitant 1<sup>ère</sup> édition. France agricole. 1999, p : 115.
- 16) **Deletang F. (2004).** Rappels D'anatomie Et De Physiologie. Prid, Edition Sanofi Santé Animale.
- 17) **Denis.C (2007)** : Les paramètres de la reproduction .Guide bovins laitiers ;(Département des sciences agrovétérinaire de Blida).
- 18) **Duby RT , Prange RW** : physiology and endocrinology of the oestrus cycle.2003
- 19) **Dumont P (1997)** Appréciation de la fonction sexuelle du taureau reproducteur Le Point Vétérinaire. 1997, p : 28.1617-1628.
- 20) **Djibrine M (1987)** Bilan de l'Insemination artificielle dans l'espèce bovine au Cameroun. These. Med. Veto Dakar. 1987, p: 12.
- 21) **Decante F (1990)** Le diagnostic de gestation par échographie en clientèle rurale bovine. Bull. GTV. 1990, p: 4,45-51.
- 22) **England G, Plummer J (1993)** Hypo-osmotic swelling of dog spermatozoa. Journal of Reproduction and Fertility. 1993, p: 47,261-270.

- 23) **Ellington JE (1991)** The bovine oviduct and its role in reproduction: a review of the literature. *cornell vet/ 991,8:313-28.*
- 24) **Feliachi K., Kerboua M., Abdelfettah M., Ouakli K., Selheb F., Boudjakji A., Takoucht A (2003)** Rapport National sur les Ressources Génétiques Animales : Algérie. 2003.
- 25) **Franco O.J., Drost M., Thatcher M.J., Shille V.M., Thatcher W.W (1987)** Fetal survival in the cow after pregnancy diagnosis by palpation per rectum. *Theriogenology.1987, p: 27, 4,631-644.*
- 26) **Foote R.H, (1977):** Time of artificial insemination and fertility in dairy cattle *.J.DairySci, 62,355-358.*
- 27) **Gredaal (2004)** La filière viande rouge en Algérie.  
a. Compte rendu des journées techniques organisées par l'ONUDI, la FAO et l'OMS EN Algérie 28 et 29 Juin, 06 Juillet 2004.
- 28) **Grairia F (2003) :** Insémination artificielle et détection des chaleurs –infertilité chez les vaches , collection (Al Ahmadiette).
- 29) **Ginther OJ , Knopf L , Kastelie JP :** Temporal association among ovarian events in cattle during oestrus cycles with two and three follicular waves *.J ReprodFertil 1989,87:223-30.*
- 30)**Grimard B., Humblot P, Mialot JP, Ponter AA, CHastant S (2003)** Efficacité des traitements de synchronisation des chaleurs chez les bovins. *INRA Prod. Anim. 2003, p: 16, 211-227.*
- 31) **Gaec Audurean (2005)** Les charolais au Coeur de la vendee. Article. 2005. p: 1-7.
- 32) **Gérard O., Kherredine B (2002)** Production de semence bovine. *Didacticiel de Maîtrise de la reproduction des bovins. 2002, p :73.*
- 32) Gilbert et al (1995) : *Reproduction des mammifères d'élevage ,les éditions foucher, 11,12,13 .*

- 33) **Hanzen CH (2004)** : Aspects cliniques et thérapeutiques des infections utérines chez le ruminant 2eme doctorat.
- 34) **Hanzen Ch (2009)** Cours La détection de l'oestrus chez les ruminants. Faculté de médecine vétérinaire, Université de liège. 2009, p : 5, 6,11.
- 35) **Hanzen Ch (2010)** Cours d'inséminations artificielles chez les ruminants.Faculté de médecine vétérinaire, Université de liège. 2010, p : 4, 5,6.
- 36) **Hanzen CH (1994)** : Faculté de médecine vétérinaire service d'obstétrique et de pathologie de la reproduction des ruminants , des équidés et porcs.cours de deuxième doctorat en médecinevétérinaire.
- 37) **Hamani Marichatou, Hamidou Tamboura et Amadou Traoré (Décembre 2004)** : Amélioration Génétique .Synchronisation des chaleurs et insémination artificielle bovine.
- 38) **Haskouri H (2001)** Gestion de la reproduction chez la vache : insémination artificielle et détection de chaleur. institut agronomique et vétérinaire Hassan2.2001.
- 39) **Hafez E (1993)** Reprodução Animal. Fisiologia veterinária. Elsayed Saad edition. 1993, p: 513.
- 40) **Hopkins SM., Armstrong DL., Hummel SKC., Junior S (1988)** Successful cryopreservation of Gaur (*Bos gaurus*) epididymal spermatozoa. Journal of Zoo Animal Medicine. 1988, p: 19,195-201.
- 41) **Hawk H.W (1987)** Transport and fa~ of spermatozoa after Inseminatlon of cattle. J. Dainy. Sci. 1987, p: 70,1487-503.
- 42) **Institut d'élevage (2008)** Les maladies des bovins. Franceagricole,4<sup>ème</sup> édition. 2008, p: 459.
- 43) **INRA (2005)** La reproduction des animaux d'élevages. 2005, p: 44, 49,55.

- 44) **Kherzat B (2006)** Essai d'évaluation de la politique laitière en perspective de l'adhésion de l'Algérie à l'Organisation Mondiale du Commerce et à la Zone de Libre Echange avec l'Union Européenne. Thèse de Magister, INA Alger.2006.
- 45) **Kenna MC., LENZ R (1990)** Bon retour rates of dalry cattle followlug uterinebody OT carnual insemination.J. Dainy. Sei. 1990, p: 13:1779-93.
- 46) **Lane EA., Austin EJ., Roche JF. Crowe MA (2001)** The effect of estradiol benzoate or a synthetic gonadotropin-releasing hormone used at the start of a progesterone treatment on estrous response in cattle.Theriogenology. 2001, p: 56,79-90.
- 47) **Laudrelle D.P (1974)** : The mammalian egg's block polyspermy . In fertilization and embryonic development in vitro , plenum press , New York183-197.
- 48) **Lacroix C (1988)** Le prélèvement de sperme par électro-éjaculation chez le taureau charolais. Rec. Med. Vet. 1988, p: 164,6-7.
- 49) **Luis Cesar Carrasco A,B, pilar Coy A, Manuel AvilésC , Joaquin Gadea A and Raquel Romar A,D** : Glycosidase determination in bovine oviducal fluid at the follicular and luteal phases of the oestrus cycle. Reproduction ,fertility and development,2008,20,808-817.
- 50) **Madant T., Hubert B., Lasseur J., Guerin G (2001)** Association des bovins, des ovins et des caprins dans les élevages de la suberaie algérienne. Cahiers d'études et de recherches francophones / Agricultures. 2001, p: 9,18.
- 51) **Muglia ,Motta PM** : A new morpho-functional classification of the fallopian tube based on its three-dimensional myoarchitecture.HistolHistopathol 2001, 16:227-37.
- 52) **Monniaux D.,Caraty A, Clément F., Dalbiés-Tran R., Dupont J , Fabre S , Gérard , N , Mermillod P ., Monget P et Uzbekova S .** ; Développement folliculaire ovarien et ovulation chez les mammifère . Inra Prod . Anim ; 2009 .22 .(2) , 59 –76

- 53) **Nedjraoui D (2001)** Profil fourrager. 2001.
- 54) **Olds D et Seath D.M , (1954)** : factoring reproductive efficiency in dairy cattle. Kentucky Agri.Expr.Sta.Bull,605)
- 55) **Parker, Mathis C** : Reproductive Tract Anatomy and Physiology of the Cow.2003.
- 56) **Parez. M ., Duplan J.M (1987)** L'insémination artificielle bovine. ITEB et UNCEIA. Paris. 1987, p 17-25,46-82.
- 57) **Posiere B (2002)** Récolte de la semence de chat par électroéjaculation et par dissection de l'épididyme. Thèse Méd. Vét., Alfort. 2002, p :95.
- 58) **Pena A., Lindde-Forsberg C (2000)** Effects of Equex, one- or two-step dilution, and two freezing and thawing rates on post-thaw survival of dog spermatozoa. Theriogenology.2000, p: 54,859-875.
- 59) **Rosenberg G., Krause D (1979)** L'appareil génital male. in : Examen clinique des bovins, méthode, résultat, interprétation, édition de point vétérinaire, maisie alfort. 1979, p: 324-372.
- 60) **Rota A., Pona AL ., Lind Forbeng C., Rodriguez-Martinez H (1999)** In vitro capacitating of the fresh, chilled and frozen – thawed dog spermatozoa assessed by chlortetracycline assay and changes in motility. Anim reprod sci. 1999, p:199.
- 61) **Reef VB (1998)** Equine Diagnostic Ultrasound. W.B. Saunders, USA. 1998, p:560.
- 62) **Sheldon I.M (2004),, Dobson H.** 2004. Post-partum uterine health in cattle. Anim Reprod Sci., 82-83,295-306.
- 63) **Soltner , (2001)** : la reproduction des animaux d'élevage , 3 ème édition , édition par la collection sciences et techniques agricoles.

- 64) **Stevenson ,( 1989)** : Luky Mc . CALL EP ; failure of timed insemination and associated putea function in dairy cattel after tow injection of prostaglandin ; theriogenology.28937-946
- 65) **Saumandej (2001)** : Faut t-il reconsidérer le moment souhaitable de l'insémination au cours de l'oestrus chez les bovins une revue Méd. Vet 152,p756.
- 66) **Stievenart M (1996)** L'électro-éjaculation chez les mammifères. Revue bibliographique. Thèse: Med.vet. : Lyon : n°6609. 1996, p :56.
- 67) **Soltner D (1993)** La reproduction des animaux d'élevage, 2eme édition, Coll. Sciences et techniques agricoles. 1993, p :131.
- 68) **Thibault C and Levasseur M-C.** La Reproduction chez les mammifères et l'homme.Nouv.ed.ent.Ref .Ed .Paris :INRA :Ellipses ,2001 :928 p de pl.
- 69) **Trimberger G.W et Davis H.P (1948)** : Conception rate in dairy cattle by artificial insemination at various stages of oestrus ,Nebraska Agric .Exp .Bull ,19436,129,3-14.
- 70) **Varner DD (2008)** Developments in stallion semen evaluation. Theriogenology. 2008, p: 70: 448-62.
- 71) **Wllimson L (1987)** : Oocyte generation in adult mammalian ovaries by putative germ cells In bone marrow and peripheral cell;122:303-315.
- 72) **Whittier JC** :Reproductive Anatomy and physiology of the Cow.1993.
- 73) **Yekhlef H (1989)** La production extensive de lait en Algérie. Options Méditerranéennes - Série Séminaires, 6 : 135 -139.J. Dairy Sci. 1989, p : 84,792-798.