

136THV-2

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université "Saad Dahleb" BLIDA

Faculté des Sciences Agro-Vétérinaire et Biologique
Département des Sciences Vétérinaires

PROJET DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR EN
MEDECINE VETERINAIRE

THÈME

UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE
TRANSRECTALE ET DE L'ENDOSCOPIE POUR LE
CONTROLE DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ
LA CHEVRE DE RACE LOCALE

Réalisé par :

Mr. ABDELLAOUI MERMOURI Ahmed

Jury :

Mr. YAHIMI A. Président (M.A.T) U.S.D.B

Mr. DELLALI R. Examineur (M.A.T) U.S.D.B

Mr. GUERBI S. Promoteur (C.C) U.S.D.B

Promotion 2006/2007

REMERCIEMENTS

Mes premiers remerciements reviennent à Dieu le tout puissant, le miséricordieux qui m'a aidé et qui m'a permis de réaliser ce modeste travail.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mon promoteur, Dr : Gharbi. S, pour m'avoir encadré, et pour son suivi permanent dans le but de mener à bien mon travail.

Mes vifs remerciements s'adressent également au Dr : YAHIMI, A et Dr : DELLALI, R, qui ont accepté de siéger au jury de thèse.

Je remercie Dr : NABI, M et toute l'équipe de la station expérimentale de l'université de Blida qui m'ont aidé pour faire le travail dans de bonnes conditions.

Enfin, je présente mes sincères remerciements à tous ceux qui ont participé de près ou de loin à mon aide.

DÉDICACES

*J'ai l'honneur de dédier ce modeste
travail à :*

Ma cher maman qui m'encouragé.

Mes frères: SAÏDE et SMAÏL et mes sœurs.

Toute ma grande famille.

Touts mes enseignants.

Tous mes amis Labharra. H

Tous mes collègues.

Toute la promotion 5ème année 2006-2007.

Mon pays l'Algérie.

A.M.A

TABLE DES MATIERES

REMERCIEMENTS

DEDICACES

TABLE DES MATIERES

LISTE DES FIGURES, PHOTOS ET TABLEAUX

LISTE DES ABRIVIATIONS

RESUME (en langue Française)

RESUME (en langue Anglaise)

RESUME (en langue Arabe)

INTRODUCTION..... 17

LA PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

ETHNOLOGIE DES POPULATIONS CAPRINES ALGERIENNES

| | |
|--|----|
| I.A. Races autochtones | 20 |
| I.A.1. La chèvre ARABE..... | 20 |
| I.A.1.1. La chèvre ARABIA..... | 20 |
| - Type sédentaire..... | 20 |
| - Type transhumant..... | 21 |
| I.A.1.2. La race MAKATIA..... | 21 |
| I.A.2. La race KABYLE "naine de Kabyle"..... | 22 |
| I.A.3. La race M'ZAB. | 22 |
| I.B. Races exotiques..... | 22 |
| I.B.1. Race ALPINE..... | 23 |
| I.B.2. Race SAANEN.. | 23 |
| I.B.3. Race MURCIA..... | 24 |
| I.B.4. Race MALTAISE..... | 24 |
| I.B.5. Race TOGGENBOURG..... | 25 |
| I.B.6. Race ANGORA..... | 25 |

CHAPITRE II

RAPPELS SUR L'ANATOMIE DE L'APPAREIL GÉNITAL FEMELLE

| | |
|---|----|
| x II.1. Les ovaires | 30 |
| II.1.1. Position et aspect macroscopique..... | 30 |
| II.1.2. Aspect microscopique..... | 31 |
| II.2. Les voies génitales femelles. | 32 |
| II.2.1. L'oviducte ou le salpinx ou la trompe de fallope..... | 32 |
| II.2.1.1. Le pavillon ou infundibulum..... | 32 |
| II.2.1.2. L'ampoule..... | 32 |
| II.2.1.3. L'isthme..... | 33 |
| II.2.1.4. La portion interstitielle..... | 33 |

| | |
|---|----|
| II.2.2. L'utérus ou matrice..... | 33 |
| II.2.2.1. Les deux cornes utérines..... | 33 |
| II.2.2.2. Le corps de l'utérus.. | 34 |
| II.2.2.3. Le col utérin ou cervix..... | 34 |
| II.2.3. Le vagin..... | 36 |
| II.2.4. La vulve..... | 36 |

CHAPITRE III

RAPPELS SUR LA PHYSIOLOGIE SEXUELLE CHEZ LES CAPRINS

| | |
|---|----|
| INTRODUCTION..... | 38 |
| III.A.1. L'ovogenèse..... | 38 |
| III.A.2. Folliculogénèse..... | 40 |
| III.A.2.1. Folliculogénèse « précoce».. | 40 |
| III.A.2.2. Folliculogénèse« terminale»... | 40 |
| III.A.2.2.1. Croissance folliculaire terminale..... | 40 |
| III.A.2.2.1.1. Le recrutement..... | 40 |
| III.A.2.2.1.2 La sélection..... | 41 |
| III.A.2.2.1.3 La dominance..... | 41 |
| III.A.2.2.1.4. L'atrésie..... | 42 |
| III.A.2.2.2. Régulation de la croissance folliculaire terminale | 42 |
| III.A.3. Régulation de la croissance folliculaire..... | 44 |
| III.A.4. L'ovulation.. | 45 |
| III.A.5. Le corps jaune..... | 46 |
| III.A.5.1 La lutéogénèse..... | 47 |
| III.A.5.2. La lutéotrophie..... | 47 |
| III.A.5.3. La lutéolyse..... | 47 |
| III.B.1. Le cycle sexuel..... | 48 |
| III.B.1.1. Le cycle ovarien..... | 49 |
| III.B.1.1.1.La phase lutéale..... | 49 |
| III.B.1.1.2.La phase folliculaire.. | 50 |
| III.B.1.2. Le cycle oestrien..... | 50 |
| III.B.1.2.1.Définition..... | 50 |
| * III.B.1.2.2.Les différents phases du cycle..... | 50 |
| III.B.1.2.2.1.Le prooestrus..... | 51 |
| III.B.1.2.2.2.L'œstrus..... | 51 |
| III.B.1.2.2.3.Le métoestrus..... | 52 |
| III.B.1.2.2.4.Le Diœstrus..... | 52 |
| III.B.2. Action hormonales..... | 52 |
| III.B.2.1. Les hormones hypothalamiques..... | 52 |
| III.B.2.2. Les hormones hypophysaires..... | 53 |
| III.B.2.2.a. FSH | 53 |
| III.B.2.2.b. LH | 53 |
| III.B.2.2.c. La prolactine ou LTH | 54 |

| | |
|--|----|
| III.B.2.3. Les hormones ovariennes..... | 54 |
| III.B.2.3.a. Les œstrogènes..... | 54 |
| III.B.2.3.b. La progestérone..... | 54 |
| III.B.2.3.c. L'inhibine..... | 54 |
| III.B.2.4. Les facteurs utérins (prostaglandines)..... | 55 |
| III.B.3. Régulation du cycle sexuel..... | 55 |



CHAPITRE IV

UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE EN GYNECOLOGIE CAPRINE

| | |
|---|----|
| INTRODUCTION | 57 |
| IV.A. Fonctionnement de l'échographie..... | 57 |
| IV.A.1. Emission et réception des ultrasons | 57 |
| IV.A.2. Modes échographiques | 57 |
| IV.A.2.1. Mode A = Amplitude | 57 |
| IV.A.2.2. Mode B = Brillance | 58 |
| IV.A.2.3. Mode TM = Temps Mouvement | 59 |
| IV.A.2.4. Mode BD = Bidimensionnel = en temps réel | 59 |
| IV.A.3. Les types de sondes échographiques | 59 |
| IV.A.3.1. Sondes mécaniques | 60 |
| IV.A.3.2. Sondes électroniques | 60 |
| IV.A.3.2.1. Les sondes linéaires | 61 |
| IV.A.3.2.2. Sondes linéaires courbes | 61 |
| IV.A.3.2.3. Sondes annulaires | 62 |
| IV.A.3.2.4. Les sondes sectorielles..... | 62 |
| IV.A.3.2.5. Les sonde microconvexes | 63 |
| IV.A.4. Choix de la sonde..... | 63 |
| IV.A.4.1. Choix de la sonde par espèce | 63 |
| IV.A.4.2. Choix de la fréquence | 64 |
| IV.B. Sémiologie de l'image échographique | 64 |
| IV.B.1. Interprétation de l'image échographique | 64 |
| IV.B.1.1. Terminologie | 64 |
| IV.B.1.2. Les images de contour | 65 |
| IV.B.1.2.1. Image d'interface | 65 |
| IV.B.1.2.2. Image de paroi | 65 |
| IV.B.1.3. Les images tissulaires | 65 |
| IV.B.1.3.1. Les images des liquides | 65 |
| IV.B.1.3.1.a. Les liquides homogènes | 65 |
| IV.B.1.3.1.b. Les liquides non homogènes | 66 |
| IV.B.1.3.2. Les images des tissus mous..... | 66 |
| IV.B.1.3.3. Les images de tissus gras..... | 66 |
| IV.B.1.3.4. Les images de tissus osseux et de calculs | 67 |
| IV.B.1.3.5. Les images de gaz | 67 |

| | |
|---|----|
| IV.B.2. Artéfacts | 67 |
| IV.B.2.1. La réverbération | 67 |
| IV.B.2.2. La « queue de comète »... | 68 |
| IV.B.2.3. Le cône d'ombre | 68 |
| IV.B.2.4. Ombre acoustique de bord | 69 |
| IV.B.2.5. Le renforcement postérieur | 69 |
| IV.B.2.6. L'image en miroir..... | 70 |
| IV.C. Mise en œuvre pratique de l'échographie | 71 |
| IV.C.1. Contention des animaux | 71 |
| IV.C.2. Circuit des animaux | 71 |
| IV.D. Utilisation de l'échographie pour déterminer l'état physiopathologique de l'appareil génital non gravide | 73 |
| IV.D.1. Echographie transrectale..... | 73 |
| IV.D.1.1. Examen échographique des ovaires | 74 |
| IV.D.1.1.a. Follicules | 75 |
| IV.D.1.1.b. Corps jaunes..... | 75 |
| IV.D.1.2. Echographie transrectale de l'utérus non gravide | 76 |
| IV.D.2. Echographie trans-abdominale | 76 |
| IV.D.3. La pseudogestation ou hydromètre | 77 |
| IV.D.4. Le pyomètre | 78 |
| IV.E. Utilisation de l'échographie pour le suivi de gestation | 79 |
| IV.E.1. Nécessité ou non d'une diète avant l'échographie | 79 |
| IV.E.2. Echographie transrectale | 79 |
| IV.E.3. Echographie trans-abdominale..... | 79 |

CHAPITRE V

UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE CHEZ LA CHEVRE

| | |
|--|----|
| INTRODUCTION | 81 |
| V.A. La technique de la laparoscopie | 81 |
| V.B. Utilisation de l'endoscopie en reproduction caprine | 82 |
| V.B.1. Exploration de l'activité ovarienne | 82 |
| V.B.2. L'insémination artificielle | 82 |
| V.B.2.1. Technique laparoscopique | 82 |
| V.B.2.2. Pratique de l'I.A intra utérine | 83 |
| V.B.2.2.a. I.A intra utérine avec une pipette de verre et de plastique | 83 |
| V.B.2.2.b. I.A intra utérine avec équipement spécial | 83 |
| V.B.2.3. Avantages et limites de l'I.A laparoscopique | 84 |
| V.B.3. Collecte d'embryons in vivo | 84 |
| V.B.3.1. Technique laparoscopique | 84 |
| V.B.3.1.a. Préparation de l'animal | 84 |
| V.B.3.1.b. Collecte des embryons : | 85 |
| V.B.3.2. Avantages et inconvénients : | 86 |
| V.B.4. Transfert laparoscopique d'embryon..... | 87 |

LA PARTIE EXPERIMENTALE

| | |
|----------------|----|
| OBJECTIFS..... | 89 |
|----------------|----|

CHAPITRE I

UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE IN VITRO (SOUS EAU)

CHEZ LA CHEVRE

| | |
|---|----|
| I.A. LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION..... | 91 |
| I.B. MATERIEL ET METHODES..... | 91 |
| I.B.1. Matériel..... | 91 |
| I.B.1.a. Matrices..... | 91 |
| I.B.1.b. Appareillage et instruments..... | 91 |
| I.B.2. Méthodes..... | 92 |
| I.B.2.a. Prélèvements, Transport et conservation des matrices..... | 92 |
| I.B.2.b. Préparation des ovaires | 92 |
| I.B.2.c. Examen échographique | 92 |
| I.B.2.d. L'interprétation des images échographiques et analyse des données..... | 93 |
| I.C. RESULTATS..... | 93 |
| I.C.1. Dénombrement des structures ovariennes | 93 |
| I.C.1.a. Les corps jaunes..... | 94 |
| I.C.1.a.1. Résultats des mensurations des tailles des Corps Jaunes..... | 95 |
| I.C.1.b. Les follicules | 97 |
| I.C.1.b.1. Résultats des mensurations des tailles des follicules..... | 97 |

CHAPITRE II

UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR LE CONTRÔLE DE L'ACTIVITE OVARIENNE.

| | |
|--|-----|
| II.A. LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION..... | 102 |
| II.B. MATERIEL ET METHODES..... | 102 |
| II.B.1. Matériel..... | 102 |
| II.B.1.1. Animaux..... | 102 |
| II.B.1.2. Appareillage et produits | 102 |
| II.B.2. Méthodes..... | 103 |
| II.B.2.1. L'examen échographique..... | 103 |
| II-C-RESULTATS | 103 |
| II.C.1. Détermination de la taille des structures ovarienne..... | 105 |
| II.C.2. Détermination du nombre des follicules | 106 |

CHAPITRE III
CONTROLE DE L'ACTIVITE OVARIENNE PAR L'ECHOGRAPHIE
APRES UN TRAITEMENT DE SUPEROVULATION A BASE DE PMSG

| | |
|--|-----|
| III.A. LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION..... | 109 |
| III.B. MATERIEL ET METHODES..... | 109 |
| III.B.1. Matériel..... | 109 |
| III.B.1.1. Animaux..... | 109 |
| III.B.1.2. Produits et matériels | 109 |
| III.B.1.2.1. Produits..... | 109 |
| III.B.1.2.1.1. Eponges vaginales | 109 |
| III.B.1.2.1.2. PMSG | 109 |
| III.B.1.2.1.3. Antibiotiques et désinfectants..... | 109 |
| III.B.1.2.2. Matériels | 110 |
| III-B-2- Méthodes..... | 110 |
| III.B.2.1. Protocole de synchronisation et de superovulation..... | 110 |
| III.B.2.1.a. La synchronisation des chaleurs | 110 |
| III.B.2.1.a.1. Mode d'application des éponges | 110 |
| III.B.2.1.b. la superovulation | 111 |
| III.B.2.2. La détection des chaleurs | 111 |
| III.C. LE SUIVI ECHOGRAPHIQUES..... | 112 |
| III.D. ANALYSE STATISTIQUES DES DONNEES | 112 |
| III.D.1. Les résultats de détection des chaleurs..... | 113 |
| III.D.2. Les résultats de dénombrement et de mesure de taille des follicules par l'échographie.. | 114 |
| III.D.2.1. Résultats de dénombrement pour les chèvres | 115 |
| III.D.2.1.1. Le dénombrement des follicules..... | 116 |
| III.D.2.1.2. La mesure de taille des follicules. | 117 |
| III.D.2.1.2.a. La classification des follicules selon leurs tailles à 24h après le retrait de l'éponge vaginale..... | 117 |
| III.D.2.1.2.b. La classification des follicules selon leurs tailles à 48h après le retrait de l'éponge vaginale..... | 119 |
| III.D.2.1.2.c. La classification des follicules selon leurs tailles à 72h après le retrait de l'éponge vaginale | 120 |

CHAPITRE IV
UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE POUR LE CONTRÔLE
DE L'ACTIVITE OVARIENNE.

| | |
|--|------------|
| IV.A. LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION | 123 |
| IV.B. MATERIEL ET METHODES..... | 123 |
| IV.B.1. Matériel..... | 123 |
| IV.B.1.1. Animaux..... | 123 |
| IV.B.1.2. Matériel endoscopique..... | 123 |
| IV.B.1.3. Matériel et produits de préparation du champ opératoire..... | 124 |
| IV.B.2. Méthodes..... | 124 |
| IV.B.2.1. Préparation des animaux et du champ opératoire..... | 124 |
| IV.B.2.2. Examine laparoscopique | 125 |
| IV.B.2.3. Soins post opératoire | 126 |
| IV.C. RESULTATS | 126 |
| IV.C.1. Détermination du nombre et estimation de la taille des structures ovariennes .. | 127 |
| DISCUSSION..... | 128 |
| CONCLUSION. | 136 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE..... | 137 |

LISTE DES FIGURES, PHOTOS ET TABLEAUX

LA PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

LISTE DES FIGURES

| | |
|---|----|
| Figure II.1 : Schéma de l'appareil génital de la chèvre..... | 27 |
| Figure II.2 : Appareil génital de la chèvre (vue ventro-latérale)..... | 28 |
| Figure II.3 : Représentation schématique de l'aspect microscopique d'un ovaire fonctionnel..... | 31 |
| Figure II.4 : Conformation intérieure de l'utérus..... | 34 |
| Figure II.5 : Le col de l'utérus de chèvre ouvert dorsalement..... | 34 |
| Figure II.6 : Col de l'utérus qui fait saillie le vagin en forme d'une fleur épanouie..... | 35 |
| Figure II.7 : Vulve de la chèvre..... | 36 |
| Figure III.1 : L'ovogenèse chez les mammifères..... | 39 |
| Figure III.2 : Diagramme du cycle œstral typique de la chèvre avec 4 vagues folliculaires..... | 43 |
| Figure III.3 : Principaux événements de la folliculogénèse terminale au cours de la phase folliculaire..... | 44 |
| Figure III.4 : Mécanisme hormonal de l'ovulation..... | 46 |
| Figure III.5 : Diagramme représentant le cycle œstral de la chèvre..... | 49 |
| Figure III.6 : Le cycle œstral. D'après MICHEL et WATTIAUX | 50 |
| Figure IV.1 : Mode A | 58 |
| Figure IV.2 : Représentation schématique des modes A et B d'après..... | 58 |
| Figure IV.3 : Mode B | 58 |
| Figure IV.4 : Mode TM | 59 |
| Figure IV.5 : Mode BD | 59 |
| Figure IV.6 : Différents types de sonde..... | 60 |
| Figure IV.7 : Sonde sectorielle | 60 |
| Figure IV.8 : Sonde linéaire..... | 61 |
| Figure IV.9 : Forme des images obtenues à partir d'une sonde linéaire..... | 61 |
| Figure IV.10 : Sonde linéaire courbe..... | 62 |
| Figure IV.11 : Sonde annulaire..... | 62 |
| Figure IV.12 : Forme des images obtenues à partir d'une sonde sectorielles..... | 63 |
| Figure IV.13 : Artéfact de réverbération..... | 68 |
| Figure IV.14 : Cône d'ombre..... | 69 |
| Figure IV.15 : Ombre acoustique de bord | 69 |
| Figure IV.16 : Renforcement postérieur situé en aval de 2 kystes ovariens..... | 70 |
| Figure IV.17 : Image en miroir..... | 71 |
| Figure IV.18 : Organisation du chantier lorsque les chèvres sont en salle de traite..... | 72 |
| Figure IV.19 : Echographie transrectale chez les chèvres..... | 73 |
| Figure IV.20 : Image échographique des follicules..... | 75 |
| Figure IV.21 : Image échographique de corps jaune..... | 76 |
| Figure IV.22 : La pseudogestation chez la chèvre | 78 |
| Figure IV.23 : Le pyomètre..... | 78 |
| Figure V.1 : Insémination intra-utérine sous endoscopie chez la chèvre..... | 83 |
| Figure V.2 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde 3 voies..... | 85 |
| Figure V.3 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde de Foley..... | 86 |
| Figure V.4 : Transfert embryonnaire chez la chèvre par méthode laparoscopique..... | 87 |

LISTE DES PHOTOS

| | |
|---|----|
| Photo I.1 : La chèvre Arabia..... | 20 |
| Photo I.2 : La chèvre Makatia..... | 21 |
| Photo I.3 : La chèvre Alpine..... | 23 |
| Photo II.1 : Vue dorsale de l'appareil génital d'une chèvre..... | 29 |
| Photo II.2 : Le col utérin de chèvre ouvert dorsalement | 34 |
| Photo IV.1 : Une sonde avec un tube de guidage. | 74 |
| Photo V.1 : Examen endoscopique d'un ovaire..... | 82 |

LA PARTIE EXPERIMENTALE

LISTE DES FIGURES

| | |
|---|-----|
| Figure I.1 : Répartition des structures ovariennes durant l'étude..... | 94 |
| Figure I.2 : Répartition des corps jaunes selon leur nombre..... | 95 |
| Figure I.3 : Répartition des corps jaunes mesuré par l'échographie et la règle..... | 96 |
| Figure I.4 : Nombre moyen des follicules pour chaque ovaire..... | 97 |
| Figure I.5 : Répartition des follicules selon leur taille, mesurée par l'échographie et par la règle..... | 98 |
| Figure II.1 : Taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes..... | 106 |
| Figure II.2 : Taux des follicules de différente classe de taille chez les chèvres..... | 107 |
| Figure III.1 : Schéma représentative du protocole de synchronisation des chaleurs et de uperovulation..... | 111 |
| Figure III.2 : Schéma représentative des moments de détection des chaleurs..... | 111 |
| Figure III.3 : Expression des chaleurs aux différents moments de détection..... | 113 |
| Figure III.4 : Nombre moyen des follicules à 24 h ,48h et 72h après retrait de l'éponge chez les chèvres..... | 116 |
| Figure III.5 : Distribution du nombre des follicules observés par échographie à 24h, 48h et72h..... | 117 |
| Figure III.6 : Répartition des taux moyens des follicules de différentes classes à 24h après le retrait de l'éponge vaginale..... | 118 |
| Figure III.7 : Répartition des taux moyens des follicules de différentes classes à 48h après le retrait de l'éponge vaginale..... | 120 |
| Figure III.8 : Répartition des taux moyens des follicules de différentes classes à 72h après le retrait de l'éponge vaginale..... | 121 |

LISTE DES PHOTOS

| | |
|---|-----|
| Photo I.1 : Echographe Pie Médical 100 LC..... | 91 |
| Photo I.2 : Installation de l'échographe et préparation des instruments..... | 92 |
| Photo I.3 : Fixation d'un ovaire..... | 92 |
| Photo I.4 : Trempage et examen échographique d'un ovaire..... | 92 |
| Photo II.1 : Echographe Pie Médical 100 LC..... | 102 |
| Photo III.1 : Pulvérisation de l'éponge vaginale..... | 110 |
| Photo III.2 : Mise en place de l'éponge dans l'applicateur..... | 110 |
| Photo III.3 : Introduction de l'applicateur..... | 110 |
| Photo III.4 : Le fil de retrait de l'éponge..... | 110 |
| Photo III.5 : Acceptation de chevauchement..... | 112 |
| Photo IV.1 : Endoscope à vision direct..... | 123 |
| Photo IV.2 : Générateur de lumière froide..... | 123 |
| Photo IV.3 : Contention de la chèvre à l'aide d'une table à plan inclinable..... | 124 |
| Photo IV.4 : Insertion des trocarts et de l'endoscope..... | 125 |
| Photo IV.5 : Suture de la peau..... | 125 |

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|--|-----|
| Tableau I.1 : Taux des structures ovariennes (Follicules et Corps jaunes)..... | 93 |
| Tableau I.2 : Répartition des corps jaunes selon leur nombre..... | 94 |
| Tableau I.3 : La classification des corps jaunes selon leur taille..... | 95 |
| Tableau I.4 : Images échographiques des corps jaunes de différentes tailles. | 96 |
| Tableau I.5 : Résultats de dénombrement et répartition des follicules. | 97 |
| Tableau I.6.a : Classification des follicules selon leur taille..... | 98 |
| Tableau I.6.b : Classification des follicules selon leur taille..... | 98 |
| Tableau I.7.a : Images échographiques des follicules de différentes tailles..... | 99 |
| Tableau I.7.b : Images échographiques des follicules de différentes tailles..... | 100 |
| Tableau II.1 : Images échographiques chez les chèvres..... | 104 |
| Tableau II.2 : Résultats de mesure de taille des follicules et des corps jaunes..... | 105 |
| Tableau II.3 : Résultats de dénombrement des structures ovariennes..... | 107 |
| Tableau III.1 : Résultats de la détection des chaleurs..... | 113 |
| Tableau III.2 : Images échographiques obtenus à 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale..... | 114 |
| Tableau III-3 : Nombre et moyenne des follicules des chèvres après un traitement de superovulation à base de PMSG..... | 115 |
| Tableau III.4 : Résultats de dénombrement des follicules après un traitement de super ovulation à base de PMSG..... | 116 |
| Tableau III.5 : Taux moyen des follicules de différente taille à 24h, après le retrait de l'éponge..... | 117 |
| Tableau III.6: Tailles des follicules à 24h après le retrait de l'éponge..... | 118 |
| Tableau III-7: Taux moyen des follicules de différente taille à 48h, après le retrait de l'éponge..... | 119 |
| Tableau III.8: Tailles des follicules à 48h après le retrait de l'éponge..... | 119 |
| Tableau III.9: Taux moyen des follicules de différente taille à 72h, après le retrait de l'éponge..... | 120 |
| Tableau III.10: Tailles des follicules à 72h après le retrait de l'éponge..... | 121 |
| Tableau IV-1 : Les images endoscopiques des ovaires du trois chèvres..... | 126 |
| Tableau IV-2 : Taille et nombre des structures ovariennes..... | 127 |

LISTE DES ABRÉVIATIONS

µs : microseconde
3βHSD : 3β hydroxysteroid-deshydrogenase.
CJ : corps jaune
cm : centimètre
E2 : Ostrogène.
EGF : Epidermal growth factor.
F : Follicule
FSH : Folliculo-stimulating hormone.
GnRH : Gonadotrophic releasing hormon
h : Heure
I.A : Insemination artificielle.
Kg : Kilogramme
LH : Luteinizing hormone.
m : Mètre
mg : Milligramme
Mhz : Mégahertz
mm : Millimètre
ng : Nano gramme
P4 : Progesterone.
P450 17α : P450 17 α hydroxylase C17/C20 lyase.
P450arom : P450 aromatase.
P450scc : P450 cholesterol side-chain cleavage.
PGF_{2α} : prostaglandine F_{2α}
TGF : growth factor temor.

RÉSUMÉ

L'utilisation de l'échographie transrectale et de l'endoscopie est peu employée en Algérie, pour l'étude de la fonction ovarienne chez les caprins.

Dans un premier essai, des ovaires de chèvres ont été prélevées au niveau de l'abattoir, puis un dénombrement et une mesure de la taille des structures ovariennes ont été déterminés par échographie et par la règle. Les résultats montrent qu'il y a 11 corps jaunes et 171 follicules. Aucune différence n'a été notée entre les deux méthodes d'évaluation.

Une estimation du nombre et de la taille des structures ovariennes a été réalisée par échographie transrectale chez six chèvres non stimulées dans un deuxième essai. Il apparaît que le taux moyen des follicules ayant une taille moyenne comprise entre 2 mm et 3,9 mm est nettement supérieur à celui des follicules ayant une taille moyenne ≤ 2 mm et ≥ 4 mm.

Un suivi échographique de l'activité ovarienne a été réalisé, dans un troisième essai, chez trois chèvres superovulées avec une dose de 750 UI de PMSG.

Nos résultats montrent que les chaleurs ont été détectées entre 36 h et 48 h après le retrait de l'éponge chez toutes les chèvres. Le début des chaleurs a été observé 24 h après le retrait de l'éponge vaginale chez 66,66 % des chèvres, alors que la fin de ces dernières a été observée chez 33,33% des chèvres à 72 h.

Nos résultats relatifs au nombre moyen des follicules chez toutes les chèvres montrent qu'à 24h après le retrait de l'éponge été de $15 \pm 4,36$. Il en ressort que les chèvres ont répondu favorablement au traitement de superovulation.

Nous avons constaté que chez les chèvres, le nombre moyen des plus gros follicules ($F \geq 5$ mm) est moins important à 24h après le retrait ($0,33 \pm 0,58$), ce nombre a tendance à augmenter à 48h après le retrait ($2 \pm 1,73$), et continue à s'élever à 72h après le retrait ($5 \pm 3,61$).

En fin, un examen endoscopique a été réalisé sur trois chèvres dans de bonnes conditions. Les résultats obtenus montrent que le nombre total des follicules varie de 11 à 12 follicules.

A partir des résultats obtenus, il en ressort que l'échographie transrectale et l'endoscopie peuvent constituer des méthodes intéressantes pour l'étude des structures ovariennes chez la chèvre.

Mots clés : Echographie, endoscopie, structures ovariennes, superovulation , chèvre.

ABSTRACT

The use of transrectal ultrasonography and endoscopy is little used in Algeria, for the study of ovarian function in goats.

In the first test, goat ovaries were collected at the slaughterhouse, and then a full count and a measure of the size of ovarian structures were determined by ultrasonography and by the rule. The results show that there are 11 Corpus luteum and 171 follicles. No differences between the two methods of evaluation.

An estimate of the number and size of ovarian structures was conducted by transrectal ultrasonography in six goats not stimulated in a second trial. It appears that the average rate of follicles with an average size between 2 and 3.9 mm is much higher than that of follicles with an average size ≤ 2 mm and ≥ 4 mm.

A follow-up ultrasound for ovarian activity has been realized in a third trial, in three goats over ovulated with a dose of 750 IU PMSG.

Our results show that the heats were detected between 36 h and 48 h after the withdrawal of sponge in all goats. The early heat was observed 24 h after the withdrawal of vaginal sponges at 66.66% of the goats, while the end of the latter was observed in 33, 33% of goats at 72 h.

Our results on the average number of follicles at all goats show that 24 hours after the withdrawal of sponge been 15 ± 4.36 . It shows that goats have responded positively to the treatment of over ovulated.

We found that among goats, the average number of the largest follicles ($E \geq 5$ mm) was less important to 24 hours after the withdrawal (0.33 ± 0.58), the number tends to increase at 48 hours after the withdrawal (2 ± 1.73), and continues to rise at least 72 hours after the withdrawal (5 ± 3.61).

In the end, an endoscopic examination was performed on three goats in good conditions. The results show that the total number of follicles varies between 11 and 12 follicles.

Based on the results, it shows that transrectal ultrasonography and endoscopy can be interesting methods for the study of ovarian structures in goats.

Keywords: Ultrasonography, endoscopy, ovarian structures, over ovulated, goat.

ملخص

إن إستعمال تقنيات التصوير بالموجات فوق صوتيه "Echographie transrectal" و Endoscopie في الجزائر، لدراسة وظيفة المبيض في الماعز تعتبر جد محدودة.

في أول تجربة، جمعت مبيض لعزات على مستوى المذبح، ثم أجري حساب و قياس مكونات المبيض بطريقة التصوير بالموجات فوق صوتية "Echographie transrectal" و بالمسطرة كذلك. بينت النتائج أن هناك 11 جسما أصفرا و 171 مساما. لم يسجل أي فرق في التقييم بين الطريقتين.

تقدير عدد و قياس مكونات المبيض اجري بواسطة التقنية المذكورة أعلاه عند ستة عزات غير محفزة، هذا في التجربة الثانية. وتبين أن المقدار المتوسط للمسام التي متوسط قياسها محصور بين 2 و 3،9 مم واضح إذ أنه أعلى بكثير من المسام التي متوسط قياسها ≥ 2 مم و ≤ 4 مم.

أجريت متابعة بالموجات فوق صوتيه "Echographie transrectal" لنشاط المبيض في التجربة الثالثة لدى ثلاث عزات و ذلك بعد استعمال محفز التبييض (PMSG) بجرعة 750 وحدة دولية.

النتائج التي توصلنا اليها تشير الى انه تم الكشف عن الحرارة بين 36 ساعة و 48 ساعة بعد نزع الإسفننج عند جميع العزات. بداية الحرارة كانت في 24 ساعة بعد نزع الإسفننج المهيلي عند 66،66٪ من العزات ، و نهاية هذه الأخيرة لوحظت عند 33،33٪ من العزات في 72 ساعة.

نتائجنا المتعلقة بالعدد المتوسط للمسام لدى جميع العزات تبين أن عند 24 ساعة من نزع الإسفننج تمثل $4,36 \pm 15$. فالعزات قد استجابت بصورة ملائمة إلى علاج محفز التبييض (PMSG).

وجدنا أن لدى العزات، العدد المتوسط للمسام ذات الحجم الكبير جدا (مسام ≤ 5 ملم) كان اقل أهمية في 24 ساعة بعد نزع الإسفننج المهيلي ($0,58 \pm 0,33$)، وهذا العدد يأخذ في الزيادة خلال 48 ساعة ($1,73 \pm 2$) بعد الترع، ويستمر في الارتفاع عند 72 ساعة بعد الترع ($3,61 \pm 5$).

وفي النهاية، أجري اختبار بتقنية Endoscopie على ثلاث عزات و قد تم انجازه في ظروف جيدة. وتبين النتائج ان اجمالي عدد المسام يتفاوت بين 11 و 12 مساما.

و 'استنادا إلى النتائج، فيستنتج أن تقنيات التصوير بالموجات فوق صوتيه "Echographie transrectal" و Endoscopie يمكن استعمالها كوسائل مهمة لدراسة مكونات المبيض في العزّة.

الكلمات الرئيسية:

التصوير بالموجات فوق صوتيه "Echographie"، Endoscopie، مكونات المبيض، محفز التبييض، العزّة.

INTRODUCTION

L'élevage caprin est répandues partout dans le monde entier même jusqu'aux régions proches des pôles (Gordon, 1997)

En Algérie, l'élevage caprin occupe une place importante dans l'économie rurale. Avec un effectif de 3.590.000 têtes (FAO, 2005), il représente une source de viande rouge, de cuir, et de lait. Mais la production nationale de ces produits est très insuffisante par rapport aux potentialités du cheptel. Les causes de cette faible production peuvent avoir plusieurs origines : physiologiques, pathologiques et ou zootechniques.

L'augmentation du nombre du nouveau né par chèvre et par an c'est un objectif pour accélérer le rythme de reproduction. Mais, la pratique d'un tel mode de conduite des troupeaux n'est possible que dans la mesure où les femelles sont capables de se reproduire à différentes saisons de l'année et aptes ainsi à concevoir peu de temps après la parturition.

La connaissance de la physiologie sexuelle de nos chèvres est indispensable à la compréhension des facteurs responsables, des variations, et des performances de reproduction dont l'efficacité est limitée par deux types d'anoestrus (post partum et saisonnier).

La pratique de l'échographie et de l'endoscopie comme moyen pour la maîtrise de la reproduction a connu un développement important chez les différentes espèces. Elles peuvent être utilisées pour suivre la fonction ovarienne (croissance folliculaire, moment d'ovulation, présence et nombre de corps jaune).

En Algérie, l'étude de l'activité ovarienne chez les chèvres par l'échographie ou par l'endoscopie est rare et la connaissance des caractéristiques de reproduction des femelles est encore restreinte. Il nous a donc paru essentiel d'essayer de maîtriser ces deux techniques afin de pouvoir les utilisés comme des outils de contrôle de l'activité ovarienne chez nos chèvres.

PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

**ETHNOLOGIE DES POPULATIONS
CAPRINES ALGERIENNES**

La composition raciale des populations caprines est très hétérogène, et comprend les races autochtones et les races exotiques (BOULBERHANE, 1989).

On peut les diviser en deux catégories :

I.A. Races autochtones:

Représentée par la chèvre arabe "Makatia" et "Arabia" qui sont les plus dominantes, la chèvre Kabyle ainsi que la chèvre M'Zab "chèvre rouge" qui est localisée dans les oasis (HELLAL, 1986).

I.A.1. La chèvre ARABE:

C'est une race arabo-maghrébine, rencontrée dans les plateaux et les régions septentrionales du Sahara, se rattache à la race Nubienne (TROUETTE, 1930).

On distingue deux types de chèvre arabe, la chèvre "Arabia" de type sédentaire et transhumance, et la chèvre "Makatia".

I.A.1.1. La chèvre ARABIA:

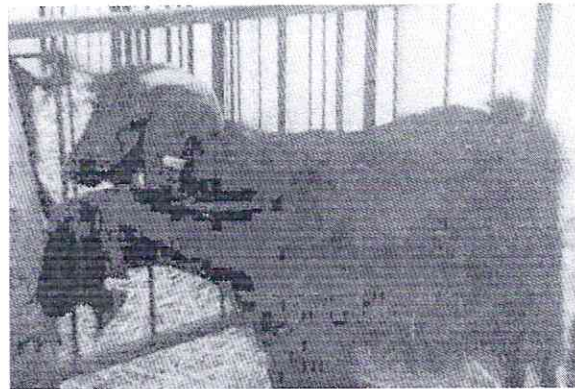


Photo I.1: La chèvre Arabia.

(http://www.gredaal.com/biodiversite/fichiers_biodiv/Articles%20specifiques/ressources_animaux/document/Ovins_algerie.ht)

- **Type sédentaire:**

Sa taille moyenne est de 70 cm pour le mâle, et de 63 cm pour la femelle, et leurs poids respectifs sont de 50 Kg et 35 Kg.

Le corps est allongé avec un dessus droit et rectiligne, le chanfrein est droit, le poil est de 10 - 17 cm de long.

La tête munie des cornes moyennement longues dirigées vers l'arrière, et des oreilles assez longues, la mamelle est de forme carrée, et fixée en haut bien attachée, et possède de petits trayons (HELLAL, 1986).

- **Type transhumant :**

La taille moyenne chez le bouc est de 75 cm, et de 64 cm chez la chèvre, avec des poids respectifs de 60 Kg et 34 Kg, son corps allongée avec un dessus droit rectilignes, sa robe est constituée de poils longs de 14 – 21 cm elle est de couleur pie noir dominant. Sa tête est munie de cornes assez longues dirigées vers l'arrière, dont les oreilles sont très larges (HELLAL, 1986).

I.A.1.2. La race MAKATIA:

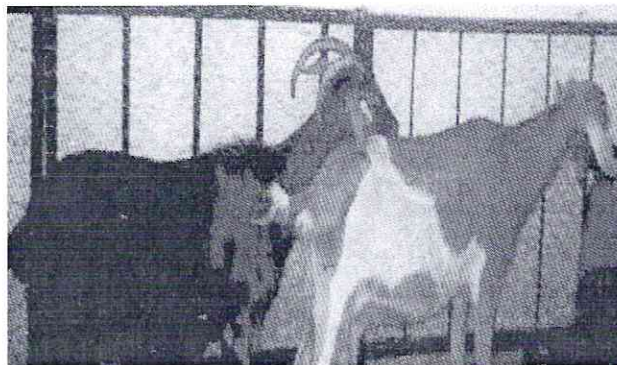


Photo I.2: La chèvre Makatia.

(http://www.gredaal.com/biodiversite/fichiers_biodiv/Articles%20specifiques/ressources_animaux/document/Ovins_algerie.ht)

La Makatia est le résultat du croisement entre la Cherkia et l'Arabia à poils longs, originaire de la région d'Ouled Nail, on la trouve dans la région de Laghout (DJARI et *al*, 1981).

Cette chèvre est souvent conduite en association avec la chèvre Arabia de type sédentaire. La taille moyenne chez le mâle est de 70 cm, tandis que chez la femelle est de 67 cm; le poids est de 60 Kg, 35 Kg respectivement. Le chanfrein est légèrement convexe chez certains sujets (HELLAL, 1986).

Sa robe est variée, grise, beige, blanche et brune, le poil est ras et fin, dont la longueur varie entre 3 - 5 cm en moyenne. Les cornes sont longues chez le mâle, dirigées en arrière et vers le haut.

Cette race possède au niveau de la tête une barbiche, et deux pendeloques ainsi que de longues oreilles tombantes d'une longueur de 16 cm en moyenne, sa mamelle est bien attachée, et de type carrée, muni de gros trayons.

La Makatia est une bonne laitière (KHEMICI et *al*, 1995).

I.A.2. La race KABYLE "naine de Kabyle":

D'après CAMPS (1977), la chèvre Pamel Capra Promaza est considérée comme la souche de la chèvre Kabyle actuelle; elle peuple les massifs montagneux de Kabylie et les Aurès.

La chèvre Kabyle est de taille moyenne, la hauteur du garrot est de 50 - 60 cm chez la femelle, et 64 - 72 cm chez le mâle, les poids respectivement sont 30 - 40 Kg et 45 - 64 Kg (HELLAL, 1986).

Le corps allongé, dessus droit et rectiligne, la tête moins fine, les cornes sont fines et dirigées vers l'arrière, le caractère motte est très fréquent (HELLAL, 1986).

La couleur de la robe est variable, néanmoins trois types de robes dominant: beige (35%) ; rousse (25%) ; noir (15 %) ; ajouté à cela la blanche (10%) (HELLAL, 1986).

Les oreilles peuvent être pointues, et petites chez les quelques sujets à robes blanches, le poil est long chez environ 45% des sujets, et court chez 55%.

La mamelle est de forme carrée, avec des petits trayons chez la majorité des sujets (HELLAL, 1986).

I.A.3. La race M'ZAB:

Elle est originaire de Metlili ou Berriane dans la région de Ghardaïa (KERKOUICHE, 1979).

La chèvre M'Zab est de taille moyenne 68 cm chez le bouc, et 65 cm chez la chèvre, le poids est de 50 Kg et 35 Kg respectivement.

Son corps est allongé, droit et rectiligne, sa tête est plus fine, et ornée des cornes moyennement développées dirigées vers l'arrière.

Elles sont caractérisé par des oreilles longues et demie tombantes, sa robe est de couleur hétérogène, le chamois domine le noir et le blanc. Un poil court 3 - 7 cm, La mamelle bien équilibrée haute, et bien attachée, elle possède de petits trayons, c'est un animal très prolifique 200 - 250%, donc un intérêt zootechnique très important.

I.B. Races exotiques :

L'introduction des races exotiques en Algérie date depuis la période coloniale, les principales races implantées sont :

I.B.1. Race ALPINE:

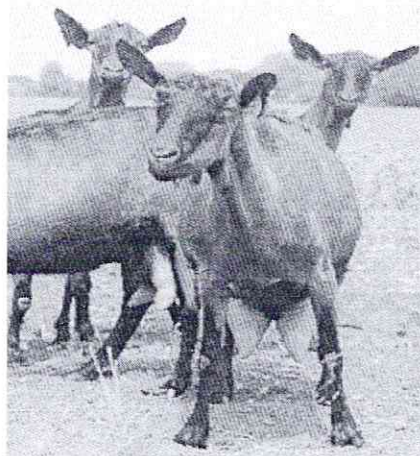


Photo I.3: La chèvre Alpine
(http://www.fr.wikipedia.org/wiki/Image:Chevres_alpines_au_paturage_en_region_Centre.jpg).

• **Origine:**

C'est la race la plus répandue, avec 50% du cheptel laitier national de France. Elle est Originaires des Alpes suisses et françaises.

On la retrouve partout en France, notamment en Poitou-Charentes, dans les pays de la Loire et dans le centre. Elle s'implante dans de nombreux pays en Europe, ainsi qu'aux États-Unis, sous le nom de french alpine (CHARRON, 1986).

• **Caractéristiques:**

L'Alpine est une grande laitière, de taille et format moyens. Animal à poil court et fin, la tête cornue, et le type de cornage et de type ibex, avec ou sans pampille et barbiche, au profil concave avec front et mufler larges.

La ligne du dessus est rectiligne, la croupe large, les aplombs corrects, la mamelle est volumineuse, bien attachée en aval comme en arrière, avec une peau fine et souple, les trayons sont de longueur suffisante mais pas trop importants (LAUVERGNE, 1986).

L'Alpine est de taille 0,9 à 1,0 m chez le mâle, et 0,7 à 0,8 m chez la femelle. Le poids est de 80 à 100 kg et 50 à 80 kg, respectivement (CHARRON, 1986).

I.B.2. Race SAANEN :

Au 20^{ème} siècle, la Saanen était introduite dans les régions de la Mitidja, le haut Chlef et la Kabylie en 1967 et en 1972 (SEBAA, 1992).

• **Origine:**

La Saanen française a été constituée à partir d'importation de chèvres suisses de la vallée de la Saône. D'où elle tire son nom (FRENCH, 1971).

Cette race est répandue partout en France et représente le quart du cheptel français.

• **Caractéristiques:**

D'après CHARRON (1986), c'est un animal de fort développement, possédant une bonne charpente osseuse.

La robe est uniformément blanche, et son poil court et dense, est plutôt soyeux. La tête avec ou sans cornes, pampilles ou barbiches, comporte un front large est plat.

Les oreilles sont portées au moins à l'horizontale, le profil est à peu près droit, le dos est bien droit, les aplombs sont corrects et les allures régulières.

La mamelle est globuleuse, ce qui lui donne un développement plus fort en largeur qu'en profondeur.

Selon LAUVERGNE et RICORDEAU (1973), la Saanen est d'une taille de 80 à 95cm chez le mâle, et 75 à 85 cm chez la femelle. Le poids est de 80 à 120 kg et 50 à 90 kg, respectivement.

I.B.3. Race MURCIA:

Murcia a été transplantée par les Espagnols dans la province d'Oran.

• **Origine:**

Originnaire de la province de Murcie, répandue dans le sud de l'Espagne (French, 1971).

• **Caractéristiques:**

C'est un animal rustique, avec une tête fine, des oreilles portées horizontalement, des cornes rares, une encolure longue, un corps long arrondi à poils ras, fins et soyeux sur le corps et les membres. La robe est acajou variant de l'alezan au brûlé, parfois noire (HELIAI, 1986).

La Murcia est de taille de 60 à 65 cm chez le mâle, et 50 à 60 cm chez la femelle. Le poids est de 50 à 60 kg et 40 à 60 kg, respectivement (HANS HINRICH SAMBRAUS, 1994).

I.B.4. Race MALTAISE:

La chèvre de Malte a été importée dans les provinces d'Alger et de Constantine. La Maltaise se rencontre aussi dans les zones côtières d'Annaba, Skikda, Alger ainsi qu'à l'Oasis.

• **Origine:**

Originnaire de l'île de Malte où elle a eu son nom comme ascendant, elle se localise généralement dans les Oasis et surtout dans les régions du littorale.

- **Caractéristiques**

Selon FRENCH (1971), l'animal se caractérise par une brachycéphalie fortement accentuée, un cou long et mince, il peut présenter des cornes à base étroite, d'abord parallèles, puis arquées en arrière en spirale très allongées, le chanfrein busqué.

L'oreille plus au moins tombante, la tête est longue, à profil droit, le dos long et bien horizontal.

La robe blanche, alezan dominant sur l'avant mam et le blanc sur l'arrière, la mamelle est globuleuse (HELLAL, 1986; DEKKICHE, 1987).

I.B.5. Race TOGGENBOURG:

Cette race ne comporte qu'un petit nombre d'individus, elle a été introduite avec la Saanen.

- **Origine:**

C'est une race développée en Grande Bretagne, elle descend du Toggenbourg Suisse.

- **Caractéristiques:**

C'est une race de grande taille, robuste, la tête brune avec des marques blanches et une ligne fudale courbe ou droit avec ou sans cornes et pendeloques.

La robe de couleur brune moyenne, mais des couleurs plus foncées ou plus claires sont possibles, avec des parties blanches sur la queue et les pattes.

Le poil fin et court mais un peu long par endroits. Cette race est destinée à la production laitière, en moyenne 700 à 800 kilo par an.

La race est d'une taille de 75 à 85 cm chez le mâle, et 70 à 80 cm chez la femelle. Le poids est de 65 à 75 kg et 45 à 50 kg, respectivement (HANS HINRICH SAMBRAUS, 1994).

I.B.6. Race ANGORA:

La chèvre Angora introduite vers 1860 (TAKOUCHTE, 1998).

- **Origine:**

Le nom Angora vient de la province d'Ankara anciennement, Angora en Turquie. La race Angora possédait la fibre de luxe appelée mohair, ce dernier vient du mot arabe «MUKHAPA », signifiant de choix et d'élite.

- **Caractéristiques:**

Sa toison est blanche formant des mèches longues frisées ou bouclées, de 12 cm de longueur.

La tête pourvue de cornes chez les deux sexes, le front est faiblement incurvée, le profil rectiligne, le squelette fin, les masses musculaires peu épaisses et les membres courts.

La race est de taille de 60 cm chez le mâle, et 50 cm chez la femelle. Le poids est de 40 à 85 kg et 20 à 40 kg, respectivement (HANS HINRICH SAMBRAUS, 1994).

CHAPITRE II

**RAPPELS SUR L'ANATOMIE DE
L'APPAREIL GENITAL FEMELLE**

Les organes génitaux de la femelle sont en position pelvi-abdominale. (DRION, PV. et al, 2002-2003), (Figure II .1)

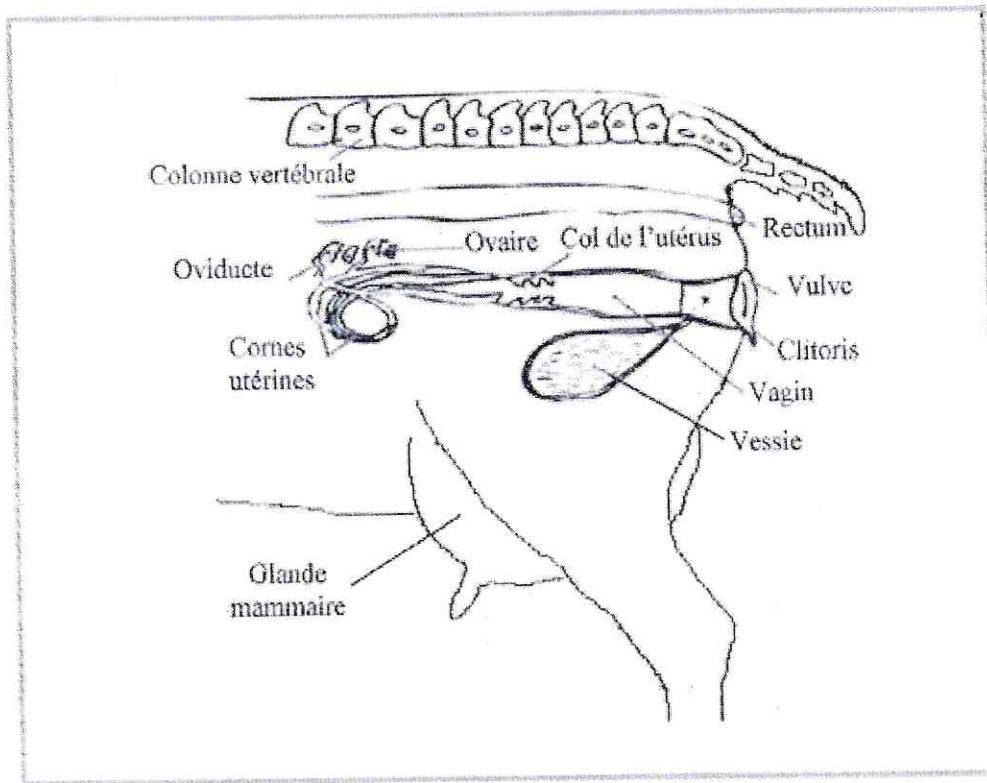


Figure II.1 : schéma de l'appareil génital de la chèvre. (CORCY, 1991).

L'appareil génital de la chèvre est composé de deux structures, l'une est glandulaire qui constitue les gonades, et une structure tubulaire qui constitue les voies génitales femelles, et à cela s'ajoute les mamelles.

Cet appareil est composé donc de : (Photo II.1) et (Figure II.2)

- les ovaires.
- Les oviductes ou trempes utérines.
- L'utérus ou matrice qui comprend :
 - Les cornes utérines.
 - Le corps de l'utérus.
 - Le col utérin ou cervix.
- le vagin.
- La vulve.

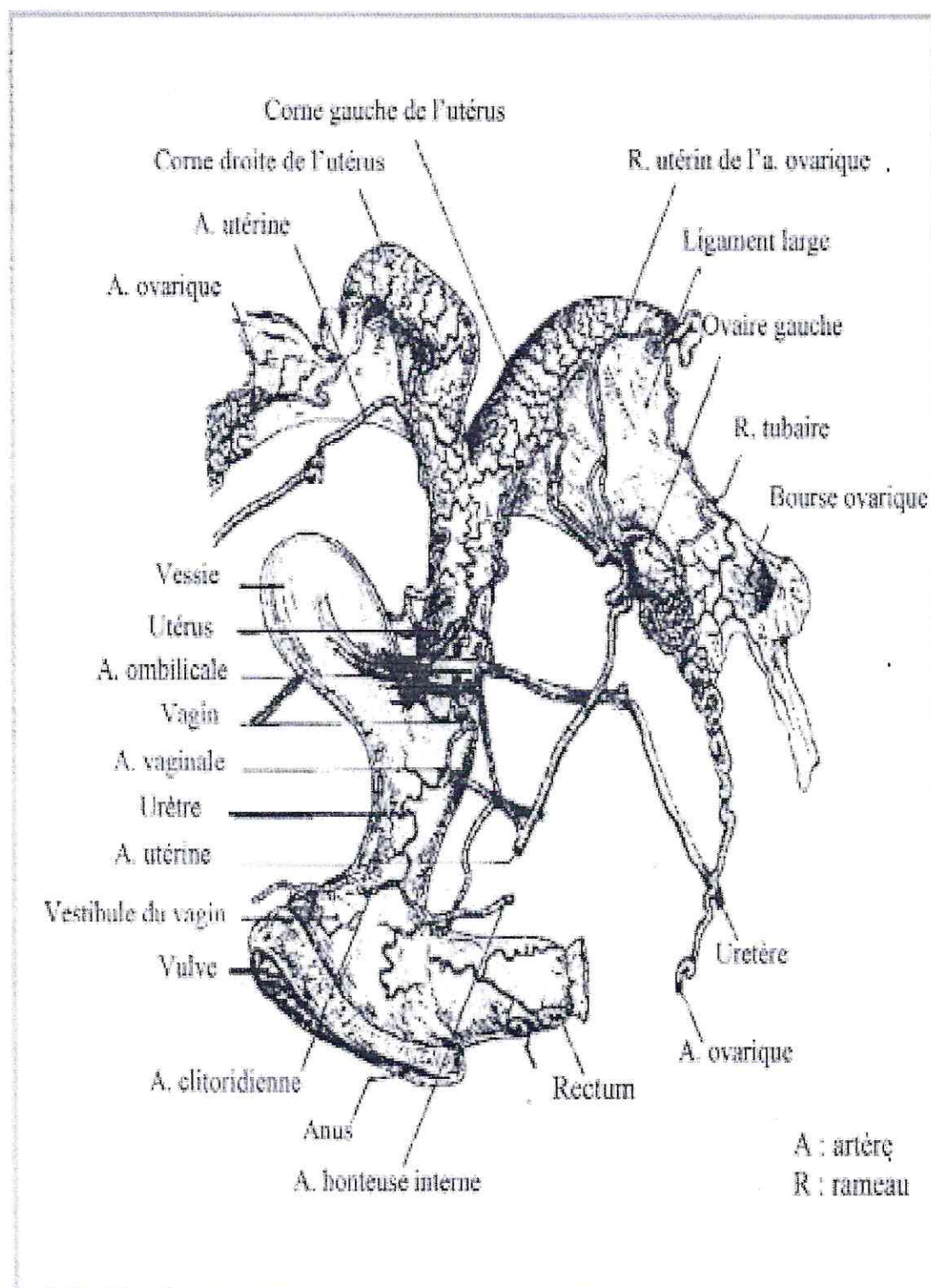


Figure II .2 : Appareil génital de la chèvre (vue ventro-latérale). (CHATELIN, 1987).

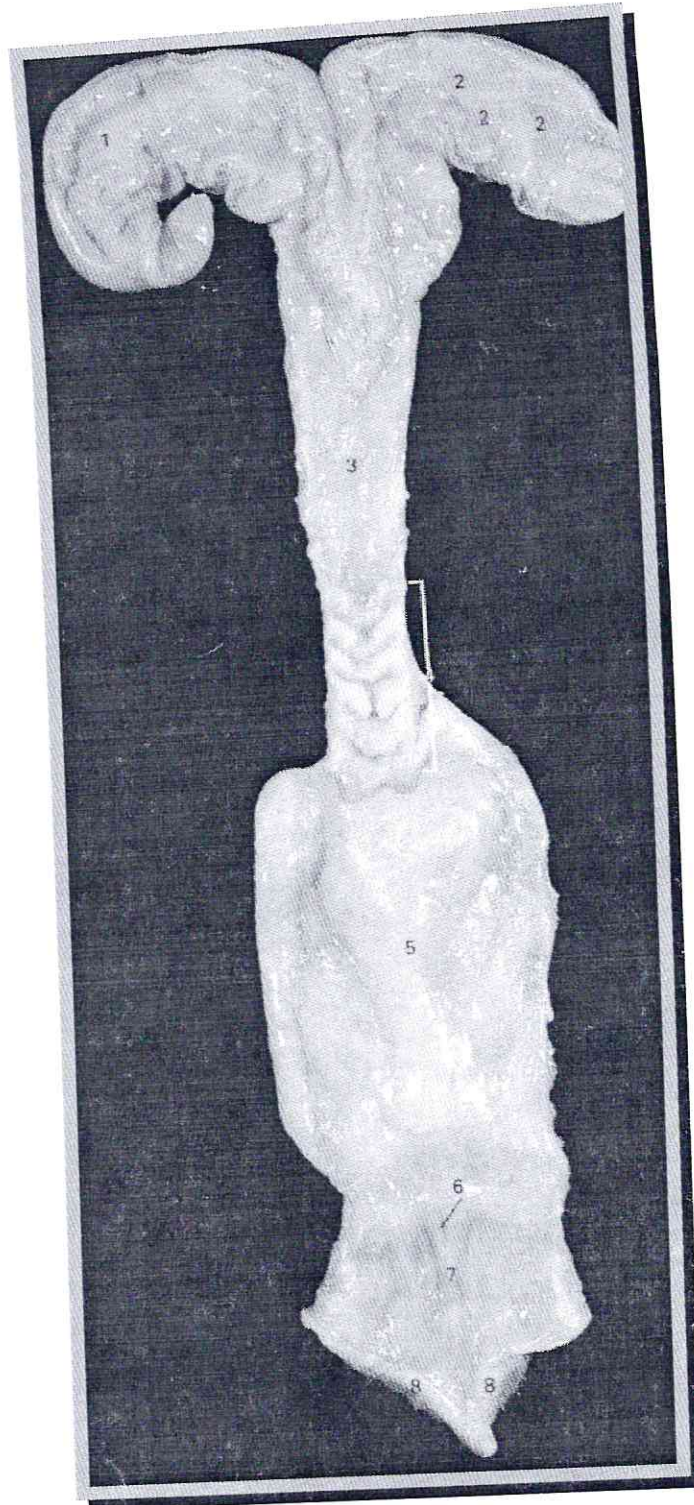


Photo II.1 : Vue dorsale de l'appareil génital d'une chèvre. Les ovaires ont été retirés et l'appareil génital ouvert dorsalement. 1: corne utérine gauche; 2: caroncules situées dans l'endomètre de la corne droite; 3: corps utérin; 4: cervix; 5: vagin; 6: orifice urétral externe; 7: vestibule du vagin; 8: vulve. (CLAYTON et *al*, 1996)

Selon BONNES et al, 1988. Le rôle de l'appareil reproducteur femelle est plus complexe que celui du mâle. Il ne se limite pas à l'élaboration de gamètes femelle et à leur cheminement. En effet, c'est dans le tractus génital femelle que :

- Le sperme du mâle est déposé.
- Les gamètes mâles et femelles se rencontrent et que la fécondation à lieu.
- L'œuf obtenu se développe pour donner un nouvel être vivant.

II.1. Les gonades, (Les ovaires):

L'ovaire représente l'organe essentiel de la reproduction chez la femelle ; c'est à son niveau que se différencient et se développent les ovules.

L'ovaire a une double fonction, libère des ovules et secrète les hormones sexuelles femelles (œstrogènes, progestérones, androgènes). Ces deux fonctions sont sous la dépendance de l'axe hypothalamo-hypophysio-ovario-utérin. (CORCY, 1991).

L'ovule fécondé par le spermatozoïde, ira se fixer dans l'utérus et s'y développera pour donner naissance à un nouvel individu. (DERIVEAUX et al, 1980).

II.1.1. Position et aspect macroscopique:

Les deux ovaires se situent dans la cavité abdominale. Plus aux moins en arrière des reins, près de l'entrée du bassin. Placés au dessous de la région sous-lombaire, incomplètement encapuchonnés dans un repli de ligament large. (THIBAUT et al, 1998).

Chez la chèvre les ovaires sont petits de forme plus allongée que chez la vache. Ils sont moins volumineux, et n'ont que 2,5 cm de long et ne présentent que 2 à 3 grammes chaque un. (BRESSOU, 1978). En réalité leur poids et leur volume dépend de la saison et de moment du cycle oestrien.

Chaque ovaire, selon le stade du cycle, peut présenter des follicules mesurant jusqu'à 1,2 cm, ou des corps jaunes (YOUNGQUIST, 1997). Il n'est pas étonnant de trouver plusieurs corps jaunes fonctionnels sur un même ovaire. En effet la chèvre ovule souvent plusieurs ovocytes, ceci expliquant la taille des portées (NICKEL et al, 1973).

La couleur de ces corps jaunes permet d'estimer leur stade, ils apparaissent rouges juste après l'ovulation (metoestrus) puis jaunes lors de leur activité sécrétrice maximale (dioestrus) et enfin blanchâtres lors de leur régression (transition dioestrus-proestrus) (YOUNGQUIST, 1997).

Ils sont de consistance assez ferme, peu élastique, et de couleur jaunâtre. Leur surface est plus aux moins bosselée en raison de la présence d'élevures de dimensions et d'aspects fort variables dus aux différents stades de développement et d'évolution des follicules ovariens et par les corps jaunes à divers stades. (THIBAUT et al, 1998).

Selon VAISSAIRE, 1977. L'ovaire droit est un peu plus actif que l'ovaire gauche.

II.1.2. Aspect microscopique:

Selon CROSS et MERCER (1993), les ovaires sont des corps de tissu conjonctif, ovoïdes, qui sont revêtus de toutes parts d'un épithélium germinatif (Figure II.3), qui est un épithélium péritonéal stratifié. Au-dessous de cet épithélium germinatif, le tissu conjonctif forme une mince tunique albuginée.

En outre, on distingue une substance corticale (zone parenchymateuse) de tissus très denses dans lesquels se trouvent les follicules ovariens, à divers stades de développement et de dégénération ainsi qu'une substance médullaire (zone vascularisée) de constitution lâche mais richement pourvue en vaisseaux sanguins.

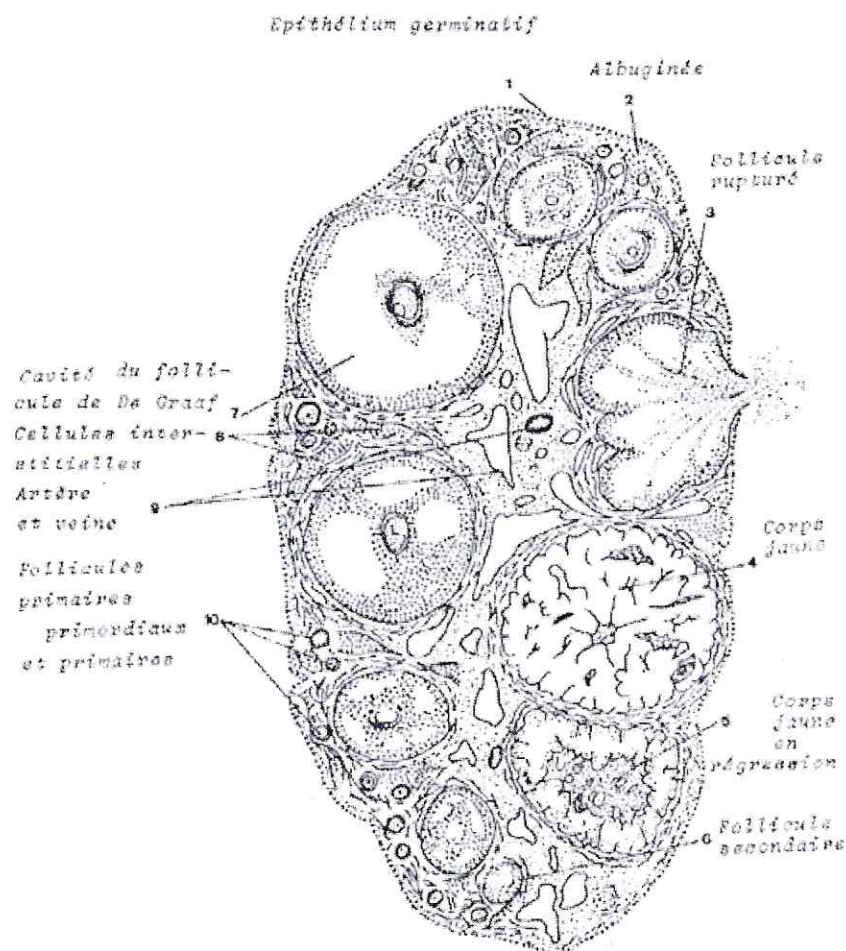


Figure II.3 : Représentation schématique de l'aspect microscopique d'un ovaire fonctionnel.
(DRION PV. et al, 2002-2003)

II. 2. Les voies génitales femelles:

Mesurant environ 40 cm pour une chèvre adulte, et il est enroulé sur lui-même lorsque la chèvre n'est pas en gestation (CORCY, 1991).

II.2.1. L'oviducte ou le salpinx ou la trompe de fallope:

C'est un canal de 12 à 16 cm de long, qui s'étend de l'utérus à l'ovaire, en décrivant plusieurs flexuosités, à lumière étroite, logé dans le ligament large. (DERIVEAUX et al, 1980). Il reçoit les ovocytes libérés par l'ovaire, et le conduit après fécondation vers l'utérus.

Il est composé intérieurement d'une muqueuse formée d'un épithélium cylindrique avec des cellules sécrétrices ciliées, et d'une musculuse. Ces différents types des tissus sont impliqués dans le capteur, le transport, les modifications et la survie des ovules pondus.

En plus de ça, le liquide tubaire permet également la survie et l'activité métabolique des spermatozoïdes "avant et après fécondation". (BARONE, 1990).

L'oviducte comprend quatre (04) parties à savoir :

II.2.1.1. Le pavillon ou infundibulum:

Indépendant de l'ovaire (il n'y a pas de liaison entre l'ovaire et l'oviducte), qui a la forme d'un entonnoir, s'ouvrant dans la bourse ovarique en regard de l'ovaire.

Le pavillon pouvant s'appliquer contre le bord libre de l'ovaire pour recueillir le ou les gamètes femelles lors de l'ovulation. (BONNES et al, 1988).

L'oviducte a la particularité d'établir une communication entre la cavité péritonéale et les voies génitales (via l'infundibulum), elles même ouverts à l'extérieure. (LAFRI, 2003).

II.2.1.2.L'ampoule:

Fait suite à l'infundibulum, et suivie de l'isthme. Elle constitue la partie médiane de l'oviducte. Sa cavité est relativement large et ses parois minces et molles. (LAFRI. 2003).

C'est au niveau de l'ampoule que se déroule la fécondation (la rencontre des gamètes mâles -spermatozoïdes- et des gamètes femelles -ovules-).

II.2.1.3. L'isthme:

L'isthme fait suite à l'ampoule. Sa cavité est étroite, les plis longitudinaux de la muqueuse y sont moins élevés et sa paroi est plus épaisse et plus rigide. (LAFRI, 2003). Elle jouerait un rôle de filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu' à l'ampoule.

II.2.1.4. La portion interstitielle:

Appelée encore portion intra murale, s'ouvrant dans la cavité de l'utérus par l'orifice terminal ou utérin (l'ostium utérin). (VAISSAIRE, 1977).

II.2.2. L'utérus ou matrice:

L'utérus est très petit et de faible volume de la naissance jusqu' à la puberté. Chez l'adulte, il change de consistance et de volume au cours des cycles sexuels, mais ces changements sont de faible importance en regard de ceux qu'il présente au cours de la gestation. (BARONE, 1978).

L'utérus est délimité antérieurement par les trompes utérines et postérieurement par le vagin. C'est l'organe de la gestation, il est destiné à recevoir l'œuf fécondé, en assure la fixation, et en fin à réaliser l'expulsion du nouveau né au cours de l'accouchement. (BARONE, 1990).

L'utérus est constitué de trois parties à savoir :

II.2.2.1. Les deux cornes utérines:

De longueur de 10 à 12 cm, elles prolongent le corps de l'utérus. Elles sont allongées et grêles. Ces cornes sont accolées l'une contre l'autre dans toute la partie postérieure de leur segment libre et elles sont circonvolutionnées à leur sommet. (BRESSOU, 1978). Les deux cornes se prolongent par les deux oviductes. (SOLTNER, 1993).

Le caractère essentiel de la conformation intérieure de l'utérus est la présence sur sa paroi des caroncules, qui sont polymorphes chez la chèvre, les gros sont plats et les petits se rapprochent de ceux de la brebis qui sont excavés en cupule. (Figure. II.4).

Ces caroncules sur lesquels se fixe l'enveloppe extérieure de l'œuf pour former le placenta, destiné à assurer les échanges nutritifs entre le fœtus et la mère.

Ils existent (les caroncules) dès la naissance, mais il peut s'en former d'autre au moment de la gestation. (THIBAUT et al, 1978).

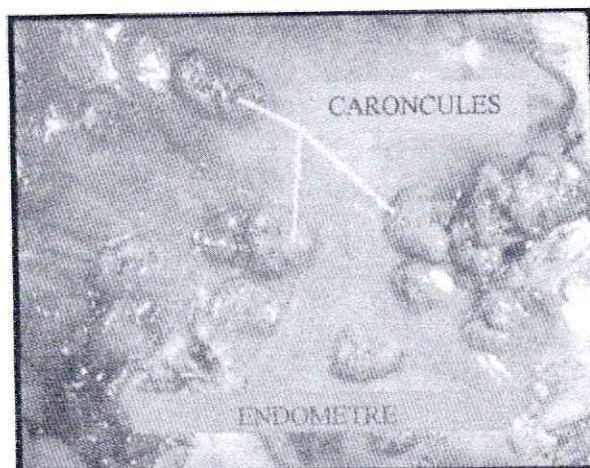


Figure II.4 : Conformation intérieure de l'utérus
(Représentant l'endomètre et les caroncules). (BECKERS, 2002).

II.2.2.2. le corps de l'utérus:

Le corps de l'utérus est le résultat de la fusion sur une plus ou moins grande longueur des deux cornes utérines donc c'est une continuité des cornes et qui est délimité postérieurement par le col utérin ou cervix. Chez la chèvre le corps utérin est court (1 – 2 cm de long).

La conformation intérieure du corps utérin est identique à celle des cornes quoique le nombre de caroncules existant sur sa paroi soit réduit par rapport à celui des cornes.

II.2.2.3. Le col utérin ou cervix:

Le col de l'utérus ou cervix (figure II.5) et (Photo II.2) est proportionnellement plus long que chez la vache. Il présente à sa surface interne 6 à 8 plis circulaires proéminents et irréguliers (BARONE. 1978). Cette conformation interne du col de l'utérus le rend très peu pénétrable en dehors des périodes d'oestrus. (NICKEL et *al*, 1973).

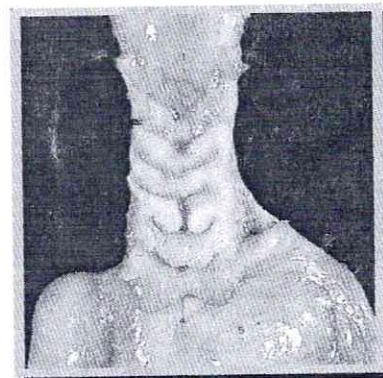
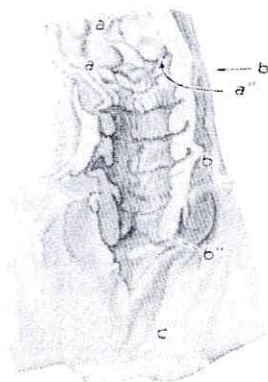


Figure II.5 : (NICKEL et *al*, 1973). et **Photo II.2** (CLAYTON et *al*, 1996)
Déterminent le col utérin de chèvre ouvert dorsalement. a: corps de l'utérus; a': corne utérine gauche ouverte; a'': entrée de la corne utérine droite désignée par une flèche; b: cervix ouvert avec plis circulaires; b': ostium interne; b'': ostium externe; c: vagin. 1: endomètre; 2: ostium interne; 3: pli circulaire; 4: ostium externe; 5: muqueuse vaginale.

Le col utérin est situé sur le plancher de la cavité pelvienne. Mesuré de 4 -10 cm de long.

C'est la partie de l'appareil reproducteur qui fait suite au vagin, constituée par un fort épaissement de la paroi du conduit génital, et sépare la cavité utérine de celle du vagin. Un étroit canal axial (canal cervical) relie ces deux cavités. (VAISSAIRE, 1977).

Le col est dur et rigide, mais cette rigidité s'atténue à la fin de la gestation, à l'approche de la parturition. Il fait une saillie de 3 à 4 cm dans le vagin en forme d'une fleur épanouie double, quelque fois triple ou quadruple, (Figure II.6). Formé d'autant de replis muqueux concentriques découpés en franges plus ou moins nettes sur leur bord. (BRESSOU, 1978).

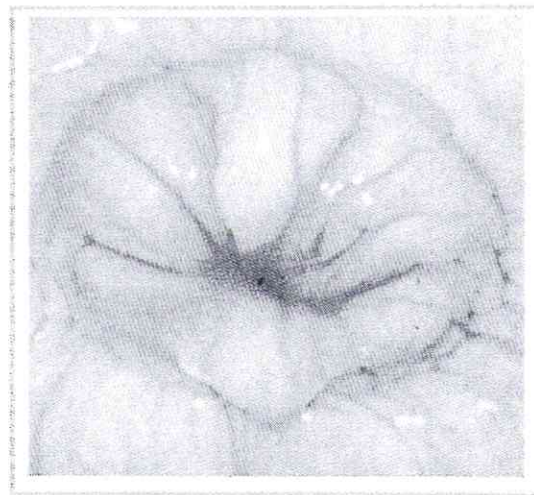


Figure II.6: Col de l'utérus qui fait saillie le vagin en forme d'une fleur épanouie. (BECKERS, 2002).

Selon BONNES et al, 1988. La paroi des cornes et de corps de l'utérus est formée de trois tissus :

- une muqueuse ou endomètre épaisse, molle, présentant des plis longitudinaux fragmentés en caroncules.
- la muqueuse joue un rôle fondamental dans la gestation en participant à la formation du placenta.
- Une musculuse ou myomètre, composée de trois couches inégales de fibres musculaires lisses. Ces fibres permettent les contractions utérines et l'expulsion du fœtus à la mise bas.
- Une séreuse ou adventice assure la jonction de l'utérus avec le ligament large.

II.2.3 Le vagin:

Entièrement logé dans la cavité pelvienne, le vagin est un conduit cylindroïde musculo-membraneux s'étendant du col de l'utérus à la vulve ou sinus uro-génital.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Le vagin mesure 8 à 10 cm de long, et son vestibule 2 à 3 cm. Les lèvres vulvaires de la chèvre sont peu développées (BARONE, 1978)

La limite entre le vagin et la vulve est délimitée par une cloison mince, incomplète et de développement variable : l'hymen. Selon BRESSOU (1978), la longueur du vagin chez les petits ruminants est de 8 à 10 cm de long.

Avec la vulve, il constitue l'organe copulateur de la femelle et passage libre du fœtus lors de la parturition. (VAISSAIRE, 1977).

Il est en rapport avec le rectum, en bas avec la vessie et le canal de l'urètre et avec les deux coxaux. (DERIVEAUX *et al*, 1980).

II.2.4 La vulve:

La cavité vulvaire constitue le vestibule commun aux voies génitales et urinaires. (BRESSOU, 1978) (Figure II.7).

Elle est située immédiatement sous l'anus dont elle est séparée par le pont ano-vulvaire. La vulve se termine par canal génital et elle a une forme ovale. (DERIVEAUX *et al*, 1980).

Morphologiquement la vulve est constituée de :

- Le vestibule vaginal ou cavité vulvaire.
- L'orifice extérieur ou l'ouverture vulvaire qui forme une fente ovale limitée par deux lèvres épaisses flasques et poilues, dont la commissure inférieure aigüe est plus ou moins prolongée en bas et garnie d'un bouquet de poils. (BRESSOU, 1978).

La commissure supérieure répond à l'anus par le périnée. (DERIVEAUX *et al*, 1980). La commissure inférieure de la vulve loge le clitoris qui est petit chez la chèvre (long mais replié sur lui-même), étroitement encapuchonné à son extrémité dans une petite cavité muqueuse. (BRESSOU, 1978).

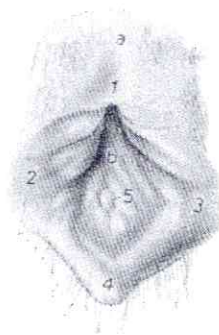


Figure II.7: Vulve de la chèvre. Les lèvres ont été écartées pour exposer le vestibule.
a : région périnéale ventrale ; b : vestibule du vagin ; 1 : commissure dorsale ; 2 : lèvre gauche ; 3 : lèvre droite ; 4 : commissure ventrale ; 5 : clitoris.

(NICKEL, *et al*, 1973)

CHAPITRE III

**RAPPELS SUR LA PHYSIOLOGIE
SEXUELLE CHEZ LES CAPRINS**

INTRODUCTION :

La femelle non gestante possède une activité sexuelle cyclique à partir de la puberté; cette activité sexuelle se traduit par une succession d'événements précis se produisant à intervalles constants, selon un rythme propre à chaque espèce. Dans certaines espèces et dans certaines conditions, par exemple liées aux variations de la durée du jour, cette activité cyclique peut être suspendue temporairement chez la plupart des femelles.

Au contraire de la production spermatique du mâle, la femelle ne produit pas continuellement des ovules et le stock n'est pas en renouvellement permanent, mais est fixé lors de l'ovogenèse, pendant la vie embryonnaire. (BARIL *et al*, 1993).

La particularité de la production des gamètes femelles chez les mammifères réside dans le fait qu'elle est la résultante de trois événements: l'ovogenèse, la folliculogénèse et l'ovulation.

L'évolution d'un gamète femelle ou ovogenèse se fait en partie à l'intérieur d'un massif cellulaire, le follicule, dont l'évolution ou folliculogénèse aboutit à sa maturité à son éclatement et à l'expulsion de l'ovule ou ovulation. Ovogenèse et folliculogénèse sont donc partiellement simultanées.

Après l'ovulation, les corps jaunes se forment à la place des follicules ayant ovulé.

III.A.1. L'ovogenèse:

L'ovogenèse est l'ensemble des processus de multiplication et différenciation cellulaire des cellules de la lignée germinale femelle à partir des cellules initiales ou gonocytes. Elle aboutit à la production des ovules, cellules aptes à être fécondées.

L'ovogenèse commence pendant la vie fœtale, peu après la différenciation sexuelle. Elle se poursuit pendant une partie de la vie intra-utérine, subit une longue interruption jusqu'à la puberté où elle reprend de manière cyclique. (THIBAUT *et al*, 1978).

L'ovogenèse comprend trois phases dont les deux premières ont lieu dans l'ovaire fœtal (La multiplication, L'accroissement, La maturation), (Figure III.1).

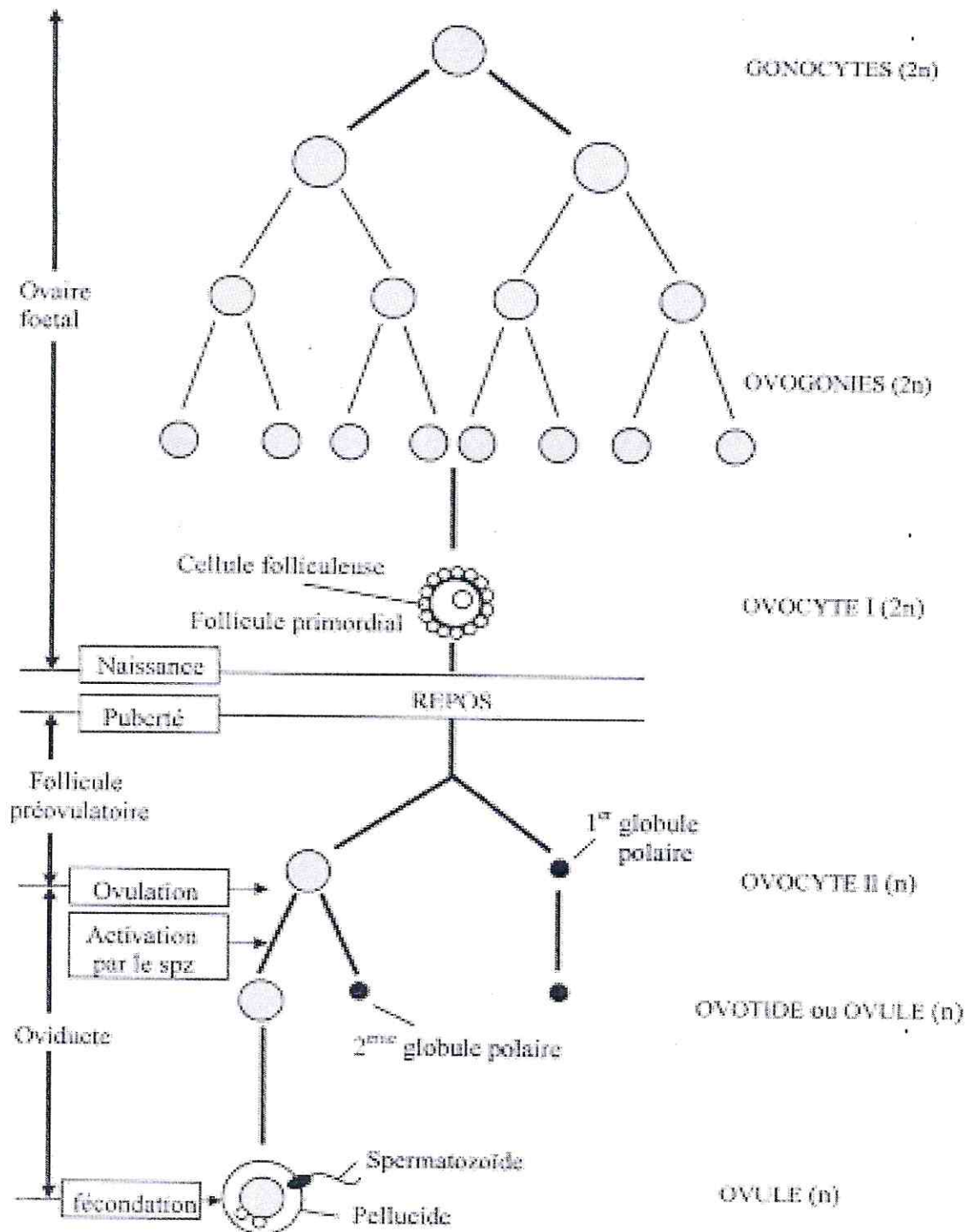


Figure III.1 : L'ovogenèse chez les mammifères. (BONNES et al, 1988).

III.A.2. Folliculogénèse:

La folliculogénèse est la succession des différentes étapes du développement du follicule depuis le moment où il sort de la réserve, constituée pendant la vie embryonnaire lors de l'ovogenèse, jusqu'à sa rupture au moment de l'ovulation ou à son involution. C'est un phénomène continu puisque chaque jour, des follicules entrent en phase de croissance.

L'ovaire est en remaniement constant, parallèlement à la croissance du follicule ovulatoire qui se transformera en corps jaune, des follicules plus petits se développent ou entrent en involution. (DRIANCOURT *et al*, 2001).

III.A.2.1. Folliculogénèse « précoce»:

A partir du stock d'environ 50000 follicules primordiaux, trois à quatre commencent leur croissance chaque jour en augmentant la taille de l'ovocyte et le nombre de cellules qui l'entourent (cellules de la granulosa). (BARIL *et al*, 1993).

Le follicule primordial se transforme en follicule intermédiaire, puis en follicule primaire lorsqu'il présente une couche de cellules cuboïdes, et en follicule secondaire à partir de 02 couches de cellules de la granulosa.

Le follicule secondaire devient préantral, possédant des récepteurs de LH dans la thèque interne et à FSH dans la granulosa, il est potentiellement capable de répondre à une stimulation gonadotrope. On le qualifie de tertiaire à partir de la différenciation de l'antrum. Cette partie de la folliculogénèse est indépendante des gonadotropines.

III.A.2.2. Folliculogénèse« terminale»:

III.A.2.2.1. Croissance folliculaire terminale:

La croissance folliculaire terminale regroupe l'ensemble des processus de croissance et de maturation du follicule dominant depuis sa sélection jusqu'à l'ovulation ainsi que la régression (atrésie) des follicules dominés.

III.A.2.2.1.1. Le recrutement:

Il provoque la croissance de follicules primordiaux qui vont quitter le stock pour évoluer jusqu'au stade de follicules à antrum et est appelé initial, il est aussi appelé « recrutement cyclique » des petits follicules à antrum.

Avant la puberté, le devenir des follicules dépendants des gonadotrophines est l'atrésie. Après la puberté, la stimulation cyclique par des gonadotrophines permet la survie et la poursuite de la croissance de ces follicules jusqu'au stade follicule préovulatoire.

III.A.2.2.1.2 La sélection:

Le follicule destiné à ovuler continue sa croissance tandis que les autres follicules de la cohorte dégènèrent par atrésie. Les mécanismes contrôlant cette sélection ne sont pas connus à l'heure actuelle. L'hypothèse la plus probable aujourd'hui est basée sur la combinaison d'un mécanisme endocrinien et local. La production d'E2 par le follicule dominant (GINTHER *et al*, 2000), ainsi que celle de l'inhibine conduisent à une diminution de la sécrétion de FSH. La diminution des taux circulants de FSH bloque la croissance et la maturation des follicules les plus sensibles (MONNIAUX *et al*, 1996).

Le follicule sélectionné est caractérisé par une augmentation de l'expression des récepteurs à LH et de l'aromatase par les cellules de la granulosa entraînant une augmentation de la production d'œstradiol. Ce dernier qui va exercer un rétrocontrôle négatif sur l'axe hypothalamo-hypophysaire induit la chute de la concentration sérique en FSH. La FSH atteindrait alors un niveau trop faible pour permettre la survie des autres follicules de la cohorte et seul le follicule sélectionné, le plus physiologiquement mature, pourrait continuer sa croissance.

Lors de la régression du corps jaune, les concentrations circulantes élevées de FSH permettent la croissance d'un groupe de follicules en développement terminal. En début de phase folliculaire, la pulsativité de LH s'accélère alors que les concentrations en FSH diminuent en réponse au rétrocontrôle négatif, sur l'hypophyse, de l'œstradiol et de l'inhibine sécrétés par ces follicules en croissance. Dans cet environnement endocrinien qui devient alors limitant, seul le follicule fonctionnellement le mieux adapté, qui a acquis des récepteurs à la LH et peut donc s'affranchir de la baisse de FSH, poursuit son développement. Les autres follicules débutent un processus d'atrésie.

III.A.2.2.1.3 La dominance:

La dominance est caractérisée par la croissance et la maturation du follicule préovulatoire, la régression par atrésie des follicules subordonnés et le blocage du recrutement de nouveaux follicules. Malgré le taux réduit de FSH circulante, le follicule dominant continue sa croissance.

Les niveaux de FSH nécessaires à la survie du follicule dominant sont d'environ 50% inférieurs à ceux qui sont nécessaires au recrutement. Des régulateurs intraovariens amplifient la réponse folliculaire à FSH et LH.

III.A.2.2.1.4. L'atrésie:

L'atrésie se définit comme étant la régression du follicule jusqu'à sa disparition dans le stroma ovarien (THIBAUT et LEVASSEUR, 2001). La majorité des follicules sont voués à l'involution (ou atrésie folliculaire), soit 99.9% (Gordon, 1994). Le follicule peut régresser à n'importe quel stade de son développement. L'atrésie folliculaire est le processus normal qui permet d'éliminer les cellules inutiles, qui ne se sont pas développées correctement et/ou qui sont endommagées (GUTHRIE et *al*, 1995).

III.A.2.2.2. Régulation de la croissance folliculaire terminale:

La croissance folliculaire terminale est strictement dépendante des hormones gonadotropes mais également des facteurs paracrines (entre thèque et granulosa, entre granulosa et ovocyte) tels que les facteurs de croissance (EGF, TGF...), les stéroïdes, l'inhibine, l'activine, la follistatine et les composants de la matrice extracellulaire qui viennent moduler l'action de ces hormones.

Dans les follicules à antrum, les récepteurs de FSH sont exprimés exclusivement par les cellules de la granulosa et les récepteurs de LH sont exprimés par les cellules de la thèque. La FSH stimule *in vivo* la prolifération des cellules de la granulosa des petits follicules à antrum, et la différenciation cellulaire des follicules de plus grande taille. Au niveau des cellules de la granulosa, la FSH stimule l'expression de ses propres récepteurs, des récepteurs à LH et des enzymes de la stéroïdogénèse (P450_{scc}, P450_{arom} et 3 β HSD) permettant la sécrétion d'E2 et de P4. La FSH stimule aussi la production d'inhibine et de follistatine.

Au niveau des cellules thécales, la LH stimule l'expression de ses propres récepteurs et des enzymes de la stéroïdogénèse (P450_{scc}, P450_{17 α} et 3 β HSD). La matrice extracellulaire sécrétée par les cellules endothéliales stimule la prolifération des cellules de la granulosa ainsi que la différenciation de ces cellules en cellules stéroïdogènes (GOSPODAROWIEZ et *al*, 1980).

Pour définir l'atrésie folliculaire, deux types de critères sont généralement utilisés :

1. Les critères morphologiques tels la taille du follicule, le nombre et l'aspect des cellules de la granulosa, le nombre de pycnoses (point noir de nécrose).
2. Les critères fonctionnels tels que la production d'œstrogène, d'androgène et de progestérone, et liaison de LH et FSH sur les récepteurs.

Le mécanisme le plus probable par lequel s'opère l'atrésie est l'apoptose (HIRSHFIELD, 1991; TILLY, 1996). Environ 55% des follicules antraux iront vers la dégénérescence de façon normale, alors que 15% des follicules survivront exceptionnellement lors des 3 jours précédant l'oestrus (GUTHRIE et GARETT, 2001). L'atrésie folliculaire qui

se produit au cours de ces 3 jours a été associée à la baisse de 60 à 70% du taux de sécrétion de FSH (GUTHRIE et GARETT, 2001). Au summum de son involution, le follicule antral s'écrase sur lui-même et va rejoindre les fibres conjonctives.

Une vague folliculaire est définie comme la croissance d'un ou plusieurs follicules suivie de leur régression. Le diamètre de départ mesurant environ 3 mm et le diamètre avant régression supérieur à 5mm. Chaque cycle, comportait de 2 à 5 vagues folliculaires avec une moyenne de $3,6 \pm 0,2$ (Figure III.2). Ces vagues folliculaires ont aussi été mises en évidence dans la période la plus précoce de la gestation. Ceci signifie que l'activité ovarienne continue en début de gestation. (RUBIANES et *al*, 2003).

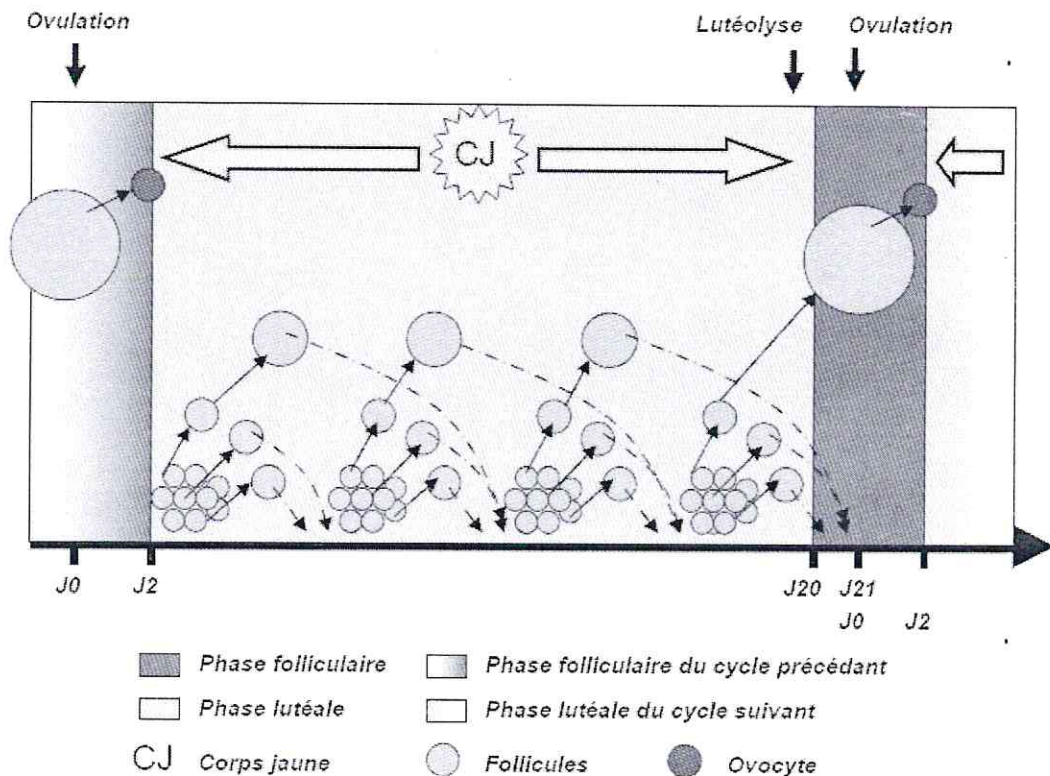


Figure III.2: Diagramme du cycle oestral typique de la chèvre avec 4 vagues folliculaires. (MAIZEL, C. 2006)

Tous les follicules gonado-dépendants présents sur les ovaires entrent alors en croissance terminale c'est le recrutement. A mi-phase folliculaire, une sélection se produit et la taille de la cohorte est réduite au nombre d'ovulations. Le (les) follicule (s) destiné à ovuler, reconnaissable par la taille, est appelé «follicule dominant».

Pendant la période de dominance sont observés la croissance et la maturation terminale du (ou des) follicule pré ovulatoire, la régression par atrophie des autres follicules de la cohorte, et le blocage du recrutement de nouveaux follicules (Figure III.3) (DRIANCOURT et *al*, 2001).

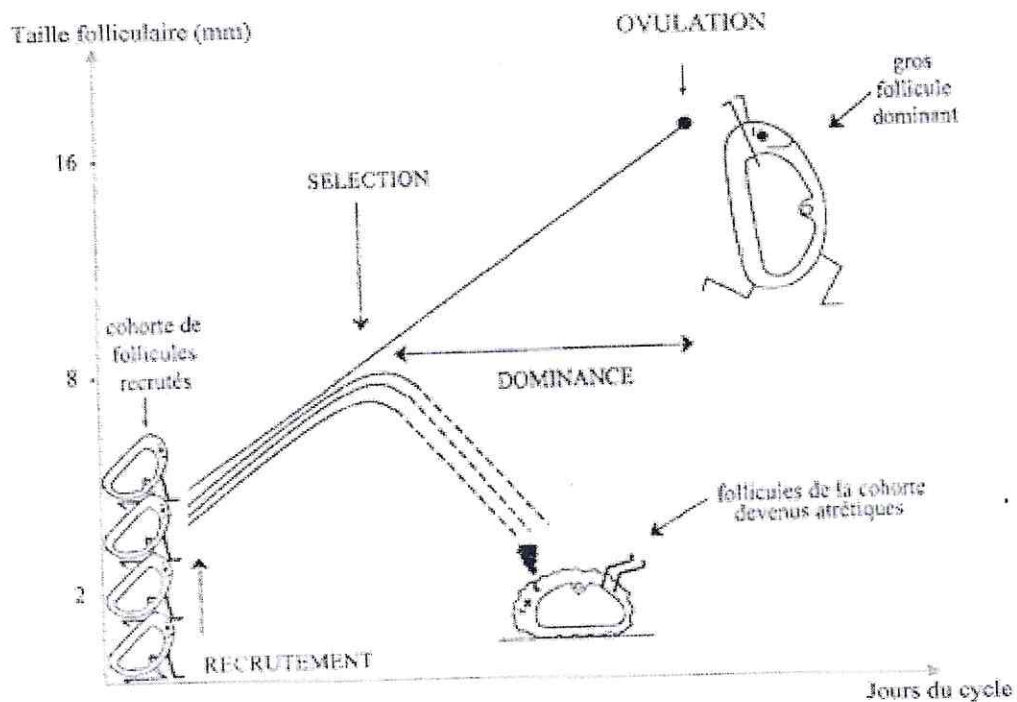


Figure III.3: principaux événements de la folliculogénèse terminale au cours de la phase folliculaire. (DRIANCOURT *et al.*, 2001).

Des résultats récents démontrent que la croissance folliculaire n'est pas seulement contrôlée par des facteurs sécrétés à «longue» distance, comme LH et FSH, mais également par des facteurs locaux, intra ovariens, provenant du follicule lui-même ou d'autres parties de l'ovaire (DRIANCOURT *et al.*, 2001).

III.A.3. Régulation de la croissance folliculaire:

Les vagues folliculaires, sont associées à des variations d'hormones qui sont influencées par la présence ou l'absence du follicule dominant. Certaines études suggèrent que le follicule exerce sa dominance en réduisant le support gonadotrope des autres follicules antraux par l'augmentation du rétrocontrôle négatif de la sécrétion de FSH (FINDLAY *et al.*, 1991).

En effet, le follicule dominant libère de grandes quantités d'œstradiol (STAIGRNILLER *et al.* 1982) et d'inhibine (FINDLAY *et al.* 1991) qui vont agir au niveau de l'axe hypothalamo-hypophysaire pour diminuer la sécrétion de FSH (FINDLAY *et al.*, 1991 ; ADAMS *et al.*, 1993; GINTHER *et al.*, 1996). Ceci limite le recrutement d'une nouvelle vague folliculaire (IRELAND et ROCHE, 1983; MARTIN *et al.*, 1991). La dominance est également établie par des régulateurs intra- et interovariens qui modifient les réponses des follicules antraux au support gonadotrope, en faveur du follicule dominant (Findlay *et al.*, 1991).

De nombreux travaux ont montré que :

- Lorsque les niveaux de FSH diminuent, les autres follicules antraux régressent alors que le follicule dominant continue sa croissance (IRELAND et ROCHE, 1983; ZELEZNIK, 1993).
- Lorsque le follicule dominant acquiert des récepteurs LH en fin de cycle, il devient alors dépendant de la LH plutôt que de la FSH (SAVIO et *al*, 1993; GINTHER et *al*, 1996; ROCHE, 1996). En effet, le follicule dominant semble être sous l'influence de la LH qui stimule la production d'androsténone par les cellules de la thèque et son aromatisation en œstradiol par les cellules de la granulosa.

× En phase lutéale, le corps jaune sécrète de fortes concentrations de progestérone qui exercent un rétrocontrôle négatif sur la libération de LH. La diminution de LH induit la régression du follicule dominant et permet l'augmentation des niveaux de FSH résultant en l'émergence d'une nouvelle vague folliculaire (SIROIS et FORTUNE, 1990; STOCK et FORTUNE, 1993; TAYLOR et RAJAMAHENDRAN, 1994).

Cependant, en phase folliculaire, alors que les concentrations de la progestérone sont faibles, la pulsativité de la LH augmente entraînant une augmentation des concentrations d'œstradiol libérées par le follicule dominant et indirectement provoque le pic préovulatoire de LH. Ceci cause l'ovulation du follicule dominant (LAVOIR et FORTUNE, 1990; TAYLOR et RAJAMAHENDRAN, 1994).

Des travaux antérieurs ont démontré que l'administration de progestérone à un niveau sublutéal favorise le maintien et la croissance du follicule dominant en empêchant son ovulation (SIROIS et FORTUNE, 1990; STOCK et FORTUNE, 1993). Ce résultat est associé à l'augmentation de la pulsativité et des niveaux circulants de LH durant la phase folliculaire.

Ces travaux suggèrent donc que la LH stimule les cellules de la thèque à produire des androgènes qui sont transformés par les cellules de la granulosa en œstradiol. Le follicule dominant ainsi maintenu, peut cependant régresser suite à l'administration de progestérone en quantité comparable à celle retrouvée pendant la phase lutéale.

Les follicules en fin de croissance sont dépendants des gonadotropines. La taille folliculaire. La folliculogénèse terminale débute dès ce stade et s'achève avec l'ovulation. (BARIL et *al*, 1993).

III.A.4. L'ovulation:

Arrivé au terme de son développement, en réponse à une forte élévation de gonadotrophines (la décharge ovulante), le follicule s'ouvre et libère l'ovocyte. Lors de l'ovulation, il y a éclatement du follicule non pas par suite d'une augmentation de la pression interne mais en raison de la fragilisation de la paroi du follicule (DRIANCOURT et *al*, 2001).

C'est principalement la décharge de LH qui provoque la rupture des follicules préovulatoires et l'ovulation. Le pic de sécrétion de LH qui précède l'ovulation est fréquemment appelé de ce fait décharge ovulante de LH.

Chez les femelles à ovulation spontanée, vache, brebis, chèvre c'est le taux de plus en plus élevé d'œstrogènes ovariens produits par les follicules mûrs qui exerce un rétrocontrôle positif sur l'hypothalamus et l'hypophyse pour déclencher la production de GnRH et de LH (Figure III.4). (BONNES et *al*, 1988).

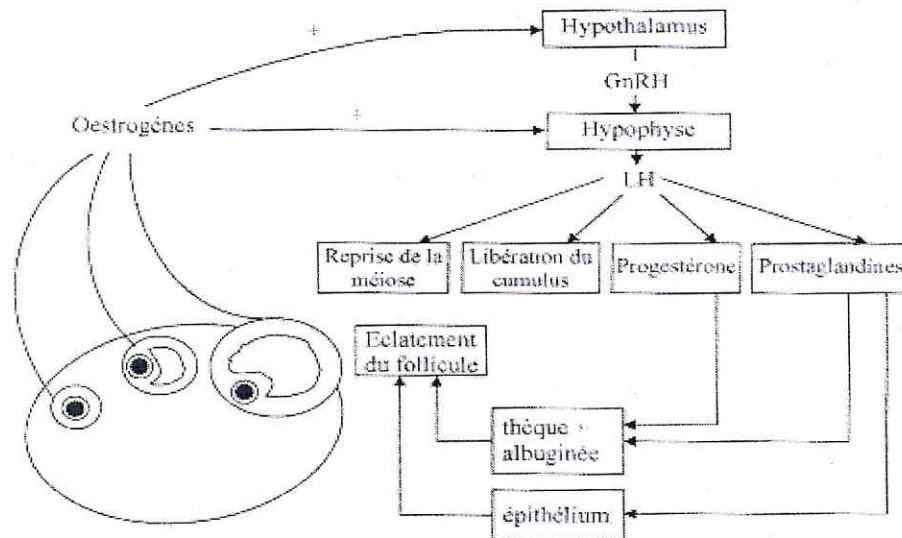


Figure III.4: Mécanisme hormonal de l'ovulation. (BONNES et *al*, 1988).

La LH provoque au niveau du follicule préovulatoire la reprise de la méiose, la libération du cumulus et la synthèse de progestérone et prostaglandines intra folliculaires dont l'action conjuguée aboutit à l'éclatement des follicules. La progestérone est alors une hormone faible; en effet, elle n'est pas libérée dans la circulation sanguine mais mobilisée en oestradiol excrété dans le sang. (BECKERS, 2002).

III.A.5. Le corps jaune:

L'activité stéroïdogène des cellules folliculaires ne cesse pas avec l'ovulation, elles continuent à en sécréter plusieurs jours, en se transformant en une glande endocrine, plus ou moins structurée, le corps jaune.

Le corps jaune (corpus luteum), correspond à une transformation morphologique et fonctionnelle du follicule après libération de l'ovocyte.

Pendant la saison sexuelle, le corps jaune persiste si la femelle n'est pas gestante, jusqu'à la lutéolyse (quelques jours avant l'ovulation) ou bien jusqu'à mise-bas si la femelle a été fécondée.

Chez les mammifères, le rôle du corps jaune est la synthèse et la sécrétion de la progestérone principalement qui permet le développement et la relaxation de l'utérus et contribue à freiner la croissance folliculaire. Ainsi que le maintien de la gestation. (THIBAUT et *al*, 1978).

On distingue trois phases dans l'évolution du corps jaune: la phase de croissance ou lutéogénèse, la phase du maintien ou lutéotrophie, la phase de régression ou lutéolyse.

III.A.5.1 La lutéogénèse:

Après l'ovulation, la cavité folliculaire se remplit d'un caillot de sang, les cellules de la granulosa encerclent le caillot, s'hypertrophient: leur noyau devient polyploïde tandis que le tissu formé se vascularise abondamment (c'est la lutéinisation des cellules de la granulosa). (BONNES et *al*, 1988).

Les cellules thécales contribuent eux aussi à la formation du corps jaune, elles se mélangent intimement avec les cellules de la granulosa et s'en différencient par leur petite taille (petites cellules lutéales par opposition aux grandes cellules lutéales issues de la granulosa) (THIBAUT et *al*, 1978), elles représentent environ 75% du total des cellules sécrétrices. Ces dernières produisent de petites quantités de progestérone mais sont très sensibles aux pulses de LH. Par contre les grandes cellules sécrètent de grandes quantités de progestérone, mais ne sont pas directement sensibles aux pulses de LH. (BARIL et *al*, 1993).

III.A.5.2. La lutéotrophie:

C'est la période pendant laquelle le corps jaune maintient son développement et son activité endocrine. Chez la majorité des mammifères, le maintien d'un corps jaune fonctionnel après l'ovulation, en l'absence de gestation, nécessite un soutien hormonal lutéotrope, LH. (BONNES et *al*, 1988).

III.A.5.3. La lutéolyse:

S'il n'y a pas fécondation de l'ovocyte pendue, le corps jaune régresse rapidement mais reste cependant présent pendant plusieurs semaines sous forme d'un organe de petite taille. Parallèlement, le taux de progestérone diminue brutalement. (BONNES et *al*, 1988).

Le contrôle de la durée fonctionnelle du corps jaune est exercé par la sécrétion de la prostaglandine F2 α qui provient des cellules endométriales de la corne utérine du même côté que l'ovaire portant le corps jaune. Cette sécrétion passe directement de l'utérus à l'ovaire, par le moyen de l'anastomose existante entre l'artère ovarienne et la veine utérine. Si l'utérus est enlevé chirurgicalement, le corps jaune persiste pour à peu près la même durée que celle de la gestation, indiquant que l'utérus est essentiel dans le contrôle de la durée de la vie du corps jaune. Ce dernier est sensible aux facteurs lutéolytiques.

C'est l'oestradiol ovarien qui stimule la sécrétion de prostaglandine F2 α par l'endomètre utérin et son action est facilitée par l'influence de la progestérone et de l'ocytocine sécrétées par le corps jaune. (BARIL et al, 1993).

S'il y a gestation, la lutéolyse n'a pas lieu; le corps jaune évolue en un corps jaune de gestation. La cyclicité est arrêtée par un signal provenant de l'utérus et indiquant la présence d'un embryon (BONNES et al, 1988). Les sécrétions de ce dernier provoquent un blocage de l'activité lutéolytique de la prostaglandine F2 α utérine et le corps jaune est maintenu jusqu'à la fin de gestation (BARIL et al, 1993).

III.B.1. Le cycle sexuel:

Un cycle sexuel est une répétition d'œstrus accompagnés d'ovulations à intervalles de temps régulier, variant selon les espèces.

À la puberté (maturité sexuelle), la femelle commence à présenter des cycles sexuels, qui sont l'ensemble des modifications structurales et fonctionnelles de l'appareil génital femelle, revenant à intervalles périodiques suivant un rythme bien défini pour chaque espèce et interrompu seulement pendant la gestation ou la période qui suit la mise bas (post-partum), et pendant l'anoestrus saisonnier chez les femelles à cycles saisonniers (chèvres, brebis, jument). Les cycles sexuels se traduisent par l'apparition des chaleurs (œstrus) dans le cycle œstral ou des ovulations lors du cycle ovarien.

Le cycle sexuel des femelles des mammifères se caractérise par deux composantes:

- le cycle ovarien.
- le cycle oestrien.

Le cycle œstral chez la chèvre (Figure III.5) dure 21 jours, la phase lutéale a une durée moyenne de 18 jours. En début et fin de saison, des phases lutéales plus courtes (5 ou 6 jours) peuvent apparaître. La phase folliculaire possède une durée plus fixe qui est de 3 jours, répartie en proestrus qui dure en moyenne 24h et œstrus (12 à 24 heures). L'ovulation a lieu entre 12 et 36 heures après le début de la détection de l'œstrus par chevauchement (YOUNGQUIST, 1997).

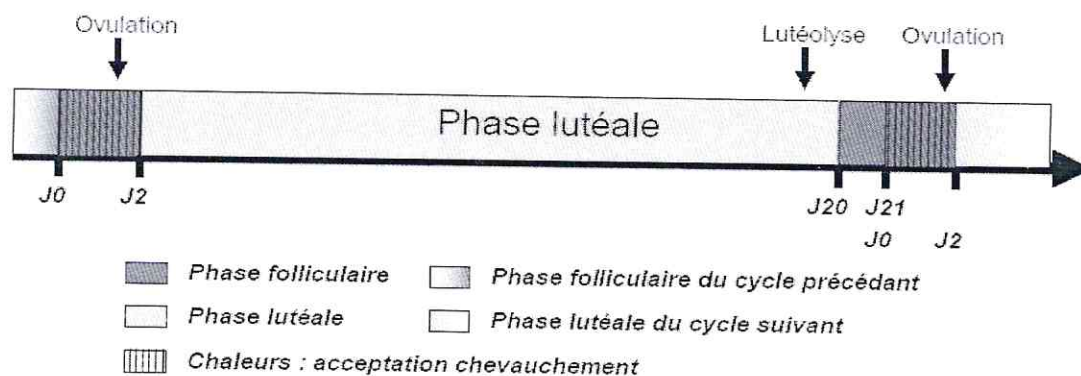


Figure III.5 : Diagramme représentant le cycle oestral de la chèvre. (MAIZEL, C. 2006)

Pour cela il est commode de le définir comme étant l'ensemble des modifications. Au niveau de l'ovaire et du comportement, qui se succèdent du début d'un œstrus au début de l'œstrus suivant.

III.B.1.1. Le cycle ovarien:

Il est défini comme l'intervalle entre deux ovulations successives à une durée caractéristique propre à chaque espèce.

En prenant l'ovulation comme point de départ du cycle ovarien, on constate une succession de deux phases caractéristiques, une phase de prédominance du ou des corps jaunes, dite phase lutéale, et une phase de régression des corps jaunes mais surtout de croissance folliculaire, dite phase folliculaire ou pré ovulatoire.

III.B.1.1.1. La phase lutéale:

Elle s'étend de l'ovulation jusqu'à la régression fonctionnelle du corps jaune, d'une durée moyenne de 16 jours. (DRIANCOURT et *al*, 1991).

Chez la chèvre avec des écarts allant de 15 à 17 jours et le corps jaune formé est actif 4 jours après sa formation. (ZARROUK et *al*, 2001).

La phase lutéale correspond à la lutéogénèse et la lutéotrophie, elle s'achève par le début de la lutéolyse et la différenciation des follicules cavitaires qui ovuleront au cycle suivant. Parallèlement pendant cette période, la croissance folliculaire évolue par vagues au nombre de 4 à 3 - 4 jours d'intervalle. Les vagues folliculaires sont qualifiées de majeures ou mineures selon la taille du follicule. Les vagues majeures se produisent au début ou à la fin du cycle œstral et donnent naissance à un follicule de 9 à 10 mm de diamètre à demi-vie longue. La persistance du follicule serait due à l'absence d'inhibition de la LH induite par la progestérone. (GITHER et *al*, 1994). Durant cette phase, de nombreux follicules subissent l'atrésie.

III.B.1.1.2. La phase folliculaire:

Cette période, au cours de laquelle on assiste à une croissance brutale d'un ou plusieurs follicules à antrum destinés à ovuler, est beaucoup plus courte d'une durée de 2 jours en moyenne avec des écarts allant de 2 à 3 jours.

Elle correspond à la période recrutement - sélection - dominance de la fin de la croissance folliculaire jusqu'à l'ovulation. C'est aussi au cours de cette phase que se déroule la lutéolyse.

III.B.1.2. Le cycle oestrien:

III.B.1.2.1. Définition:

Le cycle oestrien correspond à la période délimitée par deux œstrus consécutifs; plus précisément c'est l'intervalle entre le premier jour de deux œstrus ou chaleurs consécutifs. (BONNES *et al*, 1988).

Il s'agit d'une succession d'événements précis, déterminés, se renouvelant toujours de la même façon à intervalles sensiblement constants et propres à chaque espèce. Cette cyclicité apparaît à la puberté.

III.B.1.2.2. Les différentes phases du cycle:

Le cycle oestral est divisé en quatre phases qui se succèdent l'une après l'autre à savoir: le proœstrus, l'œstrus, le métoœstrus et le dioœstrus. (Figure III.6).

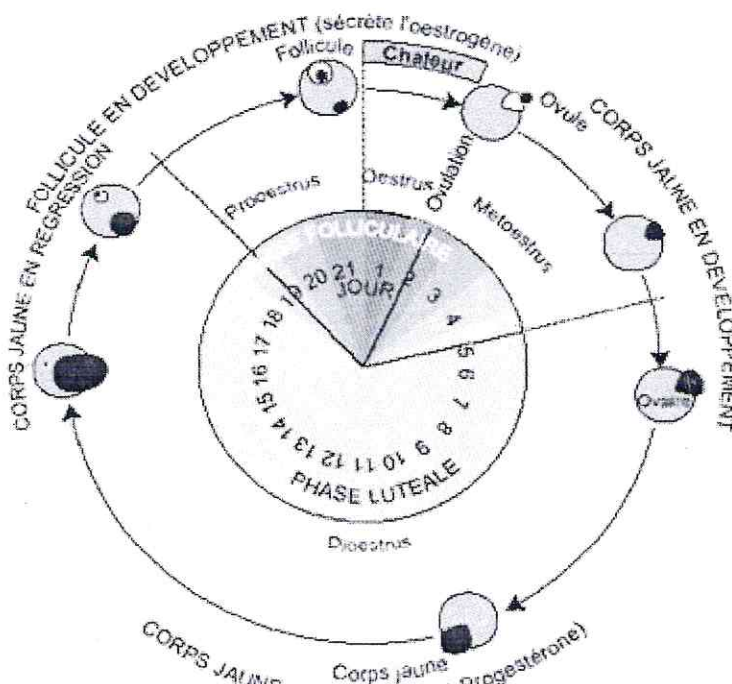


Figure III.6: Le cycle oestral. D'après MICHEL et WATTIAUX. (MICHEL *et al*, 1996).

III.B.1.2.2.1.Le prooestrus:

Il correspond à la phase de croissance folliculaire et dure de 3 à 4 jours. Il se termine par la formation d'un ou de plusieurs follicules pré ovulatoires pouvant atteindre 12 à 15 mm de diamètre. (BUGGIN, 1990).

Au cours du proœstrus la vulve se congestionne, les lèvres vulvaires sont plus faciles à écarter que pendant le dioestrus. Un mucus filant, transparent apparaît entre les lèvres vulvaires. On observe également, au cours de cette période, une très nette augmentation non seulement de l'activité générale mais aussi du comportement agressif à l'égard des congénères. La femelle se tient plus fréquemment debout, ce signe est davantage identifiable en stabulation entravée que libre, et recherche la présence d'autres animaux. Elle s'alimente moins souvent et présente une diminution de sa production lactée.

On constate également une augmentation du nombre de mictions et de la fréquence des beuglements. L'animal en état d'excitation sexuelle dépose et frotte son menton sur la croupe d'un partenaire.

Ce dernier type d'attitude constitue souvent un prélude au comportement de monte active (mounting activity) auquel fait suite le comportement de monte passive seul signe caractéristique de l'état œstral. (HANZEN, 2004).

III.B.1.2.2.2.L'œstrus:

Il est appelé communément chaleurs. Il dure en moyenne 36 heures avec des variations extrêmes de 22 à 48 heures. L'ovulation a lieu en fin des chaleurs entre la 24^{ème} et la 36^{ème} heure. (HENDERSON et *al*, 1988) et (LEMELIN, 2002).

A la fin du cycle œstral, la femelle entre en œstrus son comportement est modifié ainsi que ses organes de reproduction: (BRICE, 2003)

- La chèvre est nerveuse, elle s'agite anormalement
- Chevauche et accepte d'être chevauchée par d'autres femelles.
- Elle bêle et remue fréquemment la queue.
- Sa vulve humide laisse s'écouler un mucus, permettant à l'éleveur d'identifier les chaleurs de son animal sans trop d'erreur.
- Son appétit diminue.
- Elle s'immobilise dans une posture caractéristique en présence du mâle.

En absence de mâle, les chaleurs sont difficiles à détecter. Les phéromones jouent un rôle majeur chez la chèvre particulièrement lors du rapprochement sexuel. (JAINUDEEN et *al*, 2000).

L'œstrus doit être strictement et uniquement défini comme la période où la femelle accepte le chevauchement par le mâle ou d'autres congénères; le réflexe d'immobilisation au chevauchement est le seul signe certain des chaleurs. (BONNES et *al*, 1988).

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

D'autres signes moins caractéristiques, variables selon les espèces, accompagnent et suivent l'œstrus proprement dit; ces signes accessoires et irréguliers s'ajoutant à l'acceptation du chevauchement peuvent faciliter la détection des chaleurs.

Selon DERIVEAUX et ECTORS, 1980. L'œstrus est généralement plus court en début et en fin de la saison sexuelle, comme aussi lorsque le mâle est constamment maintenu au sein du troupeau.

III.B.1.2.2.3. Le métoestrus:

C'est la phase d'installation du corps jaune; elle se traduit par une colonisation du caillot sanguin, consécutif à l'ovulation par les cellules de la granulosa et des thèques pour donner des cellules lutéales. (GRESSIER, 1999).

III.B.1.2.2.4. Le Dicestrus:

Il correspond à la phase de fonctionnement du corps jaune, c'est-à-dire sa croissance, sa phase d'état et sa régression. Le corps jaune atteint sa taille maximale au 12^{ème} jour et débute sa régression au 15^{ème} jour du cycle en absence de gestation.

L'ensemble du métoestrus et dicestrus dure entre 14 et 17 jours. (BUGGIN, 1990).

En cas de gestation, le corps jaune reste fonctionnel pendant toute la durée de la gestation.

III.B.2. Action hormonales:

Le déroulement du cycle sexuel nécessite l'intégrité du fonctionnement de l'axe hypothalamo-hypophysio-ovarien sous l'influence du système nerveux et du stimulus externe. Plusieurs hormones sont associées au cycle sexuel. Ces hormones sont d'origine hypothalamiques (GnRH), hypophysaires (FSH, LH), ovariennes (œstrogène, progestérone) et utérines (prostaglandines).

III.B.2.1. Les hormones hypothalamiques:

Le rôle principal de l'hypothalamus dans la reproduction est la sécrétion de la GnRH (RIBADY et al, 1994). La GnRH est synthétisée au niveau de la zone antérieure de l'hypothalamus. Sa production s'effectue à un niveau tonique avec des décharges cyclique préovulatoires. Elle est déversée dans les capillaires du système porte hypothalamo-hypophysaire, pour gagner l'hypophyse (HANSEL, 1988).

Les récepteurs à la GnRH ont été mis en évidence au niveau de l'hypophyse, de l'ovaire. La GnRH agit essentiellement sur les cellules hypophysaires responsables de la synthèse et de la libération des hormones FSH et LH.

La GnRH exerce une double action sur les cellules hypophysaires, d'une part elle provoque la libération rapide et transitoire des gonadotropes (FSH et LH), et d'autre part elle exerce une action à long terme et de longue durée sur la synthèse hormonale de ces hormones (TIXIER, 1981 ; HANSEL et EDWARDS, 1983).

III.B.2.2. Les hormones hypophysaires:

L'antéhypophyse situé en dessous de l'encéphale, dont le rôle principale est le contrôle de la fonction ovarienne et sous le contrôle de l'hypothalamus, elle élabore les trois hormones suivantes (ROUX, 1986) :

III.B.2.2.a. FSH :

C'est une glycoprotéine, responsable de la croissance des follicules ovariens chez la chèvre (RUCK BUSCH, 1981). Elle stimule aussi les cellules de la granulosa, elle ne peut exercer pleinement son action pour la maturation folliculaire et l'ovulation qu'en liaison avec la LH (SCHAETZ, 1977).

La sécrétion de FSH existe sous deux formes, une sécrétion basale continue tout au long du cycle, et une sécrétion cyclique caractérisée par les pics au moment des chaleurs et l'ovulation (DUPOUY et *al*, 1992). La production de la FSH dans le lobe antérieur de l'hypophyse peut être inhibée par la progestérone du corps jaune (Rotten, 1991).

III.B.2.2.b. LH :

Hormone glycoprotéine, formée de deux sous unités α et β (COMBANOUS, 1991), la LH est une hormone luteinsante, qui provoque l'ovulation. Elle est responsable de la transformation du follicule mûr en corps jaune et stimule la sécrétion de progestérone à partir de cholestérol au niveau des cellules.

La mesure de la LH plasmatique dans la circulation générale indique un mode de sécrétion presque exclusivement pulsatile; une augmentation rapide au niveau hormonale pendant 5 à 10 minutes et suivie d'une diminution progressive en fonction de demi-vie d'hormone, les concentrations de LH sont situées dans l'échelle de ng / ml (CALDANI et *al*, 1991). Pour ce qui concerne le mode de sécrétion, une sécrétion tonique continue tous le long du cycle sexuel et une sécrétion cyclique (Pic de LH) qui vient à la fin de chaque cycle œstral pour induire l'ovulation et la luteinisation (DUPOUY et *al*, 1992).

III.B.2.2.c. La prolactine ou LTH :

La prolactine n'est pas considérée comme une hormone gonadotrope. Son rôle principal est la stimulation de la sécrétion lactée. Cependant elle joue un rôle important dans la reproduction des animaux domestiques. Elle est responsable de la sécrétion de progestérone par le corps jaune et de son maintien lors de la gestation. Le pic de LH dans le sang précède celui de LH et se prolonge plus longtemps (DERIVEAUX et *al*, 1976).

III.B.2.3. Les hormones ovariennes:

III.B.2.3.a. Les œstrogènes:

L'œstradiol (œstrogène) est synthétisé et libéré surtout au cours de la phase folliculaire du cycle, alors que la progestérone est libérée par le corps jaune au cours de la phase lutéale. La synthèse des œstrogènes nécessite, chez la plupart des espèces, la présence simultanée de la thèque interne et de la granulosa des follicules. Sous l'effet de la LH, les cellules de la thèque synthétisent des androgènes à partir du cholestérol. Ces androgènes sont ensuite aromatisés en œstradiol par les cellules de granulosa sous le contrôle des hormones gonadotropes.

III.B.2.3.b. La progestérone:

La progestérone est sécrétée essentiellement au niveau des ovaires par les cellules lutéales mais elle peut être sécrétée en faible quantité par les cellules granuleuses des follicules ovariens (LENNOZ, 1987).

La progestérone va assurer le début et le maintien de la gestation et sa diminution aboutit à l'avortement ou à l'accouchement (ROUX, 1986).

III.B.2.3.c. L'inhibine:

L'inhibine est une hormone non stéroïdienne, d'origine gonadique, de nature glycoprotéine. Chez la femelle l'inhibine est synthétisée par les cellules de granulosa, une partie s'accumule dans le liquide folliculaire, l'autre est sécrétée dans le plasma (ROTTEN, 1991).

L'action de l'inhibine semble se dérouler à différents niveaux : hypophyse, hypothalamus, et gonade (SOUILEUR et *al*, 1992).

L'inhibine avec l'œstradiol est l'un des facteurs importants régulant de façon négative la sécrétion de FSH chez la femelle (HUMBBOT, 1990).

III.B.2.4. Les facteurs utérins (prostaglandines):

La prostaglandine (PgF₂α) est synthétisée à partir d'acide arachidonique, au niveau de nombreuses cellules sécrétrices. La libération est contrôlée par l'ocytocine d'origine lutéale. En effet l'ocytocine favorise la production de PgF₂α (NISURCUDER et NETT, 1988).

La PgF₂α par sa double action lutéolytique (lyse de corps jaune) et musculotrope, permet le contrôle du cycle (maîtrise), de la gestation (avortement) et des parturitions (induction) (FONTAINE et CADORE, 1995).

III.B.3. Régulation du cycle sexuel:

Peu après le début de l'œstrus, se produit une décharge de gonadotropine qui entraîne l'ovulation. Ce pic sépare la phase folliculaire de phase lutéale.

Au début de la phase folliculaire, la concentration en œstradiol est très faible et la pulsativité de LH limitée (1 pulse d'amplitude moyenne, toutes les 3 heures) (DRAIN COURT et *al*, 1991).

La maturation du follicule qui va ovulé s'accompagne d'une élévation de sa production d'œstradiol (d'un facteur 5 ou 10). L'augmentation de la pulsativité de LH (1 pulse / h d'amplitude faible) permet l'élévation d'œstradiol preovulatoire et augmente la production de testostérone (androgène) par la thèque (DRANCOURT et *al*, 1991).

La production d'inhibine s'élève également lors de la maturation folliculaire, mais moins nettement que pour l'œstradiol, car à l'inverse de l'œstradiol qui est produit à 90 % par le follicule mature, la production d'inhibine est également assurée par les follicules les plus petits ou atresiques. La production combinée d'œstradiol et d'inhibine par le follicule mature est responsable de la chute de FSH observé au cours de la phase folliculaire.

En revanche, une fois le niveau maximum d'œstradiol atteint, celui-ci déclenche par rétroaction positive, le pic ovulatoire de gonadotropine (FSH, LH) qui induit l'ovulation 24 – 28 heures plus tard, l'ovulation est suivi d'une seconde élévation de FSH (2^{ème} pic) et de l'installation du corps jaune. L'hormone principale sécrétée par celui-ci est la progestérone dont les niveaux maxima (DRANCOURT et *al*, 1991).

Pendant cette période d'activité du corps jaune, la pulsativité de LH est faible (1 pulse / h) mais les pulses présentent une grande amplitude (DRANCOURT et *al*, 1991).

Des fluctuations de FSH existent à intervalle plus ou moins régulier, elles sont d'amplitudes variables selon les animaux. En fin de phase lutéale, l'endomètre amorce un secretion pulsatile de prostaglandine PgF₂α induisant aussi la régression rapide du corps jaune. Une nouvelle phase folliculaire débute alors.

Le mécanisme d'action de la PgF₂α reste incomplètement élucidé. Deux mécanismes non exclusifs l'un de l'autre ont été proposés : une réduction du débit sanguin dans le corps jaune et une action directe sur la cellule lutéale. Cette dernière résulterait à la fois d'une diminution de la synthèse de l'AMP cyclique induit par LH et d'une inhibition de l'action stéroïdogène de l'AMP cyclique. Ces effets inhibiteurs sont amplifiés par une diminution du récepteurs à LH.

CHAPITRE IV

**UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE
EN GYNECOLOGIE CAPRINE**

INTRODUCTION :

Depuis quelques années, l'échographie s'est fortement développée en tant que technique d'investigation diagnostique, maintenant largement utilisée en clientèle vétérinaire aussi bien canine que rurale. (Fricke, 2002), (Hinkeldey et *al*, 1996), (Mialot et *al*, 2002).

L'échographie présente les avantages de permettre, avec une grande exactitude, de visualiser les organites ovariens, d'évaluer le stade physiologique de l'utérus et enfin d'établir des diagnostics de gestation précoces. (Mialot et *al*, 2002).

IV.A. FONCTIONNEMENT DE L'ECHOGRAPHIE :

L'échographie est une méthode d'imagerie médicale couramment utilisée en médecine vétérinaire. Cette technique d'investigation complémentaire non invasive utilise la réflexion (ou écho) des ultrasons dans les organes et s'apparente ainsi au « SONAR » (Sound Navigation and Ranging), méthode de détection employée en navigation (Legrand et Carlier 1981; CARNIEL, 1987).

IV.A.1. Emission et réception des ultrasons :

L'émission des ultrasons utilise l'effet piézo-électrique inverse : l'application d'un courant alternatif sur le cristal piézo-électrique contenu dans la sonde entraîne la formation d'ultrasons. L'effet piézo-électrique direct est mis en jeu, lors de la réception des ultrasons, pour transformer les échos qui reviennent à la sonde en signal électrique qui sera analysé par le logiciel de l'échographe et transcrit à l'écran (PENNINCK et CUVELLIEZ, 1985).

L'excitation du transducteur s'effectue en régime pulsé, un seul élément piézo-électrique suffit (MORETTI, 1982). Au cours d'un cycle, ce dernier se comporte comme un émetteur pendant la période d'émission et comme un récepteur, c'est à dire que le cristal (ou céramique) est « à l'écoute » pour capter les ultrasons, durant la période de réception.

La sonde n'émet donc pas les ultrasons en continu, mais en salve. Chaque cycle dont la durée est d'environ une milliseconde se compose d'une période d'émission d'1 μ s et d'une période de réception de 999 μ s (BARTHEZ, 2001).

IV.A.2. Modes échographiques :

Les modes échographiques représentent la manière dont sont traités les signaux électriques issus des échos captés par la sonde. (Cros, 2005).

IV.A.2.1. Mode A = Amplitude :

L'intensité du faisceau ultrasonore réfléchi (écho) sera appréciée par l'amplitude des «pics» sur l'écran. La profondeur, quant à elle, sera évaluée par les ordonnées respectives des différents pics, chaque pic correspondant donc à la rencontre de l'onde ultrasonore avec une interface acoustique (Figure IV.1), (Figure IV.2)

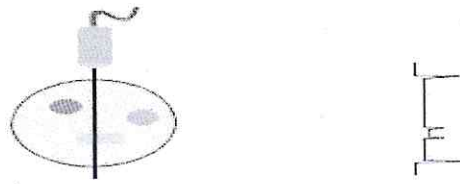


Figure IV.1: Mode A (Barthez ,2001)

IV.A.2.2. Mode B = Brillance :

Les pics du mode B sont remplacés par des points lumineux, dont la brillance est proportionnelle à l'intensité de réflexion (Figure IV.2), (Figure IV.3)

En pratique, on obtient à l'écran toute une gamme de gris allant du noir pour les densités liquidiennes au blanc pour les densités osseuses. On parlera d'échelle de gris. (JAUDON et al, 1991).

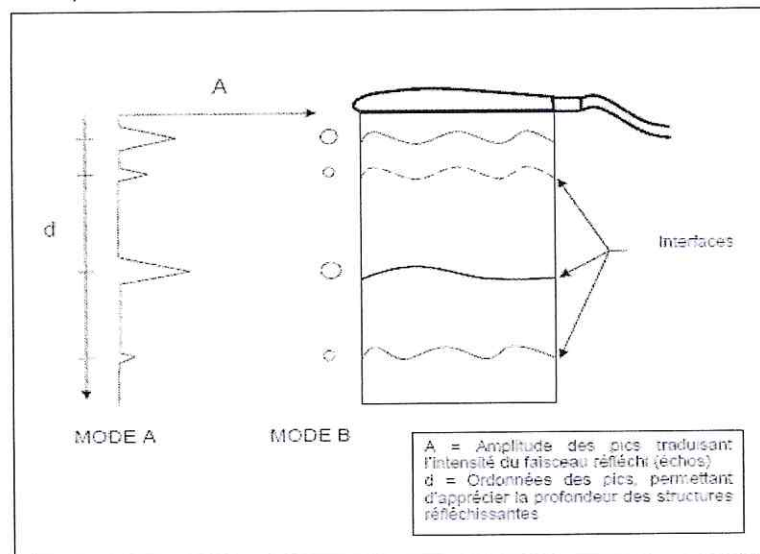


Figure IV.2 : Représentation schématique des modes A et B d'après. (POLLET, 1993).

Dans ce mode aussi, un seul faisceau, dans une direction unique, est utilisé. Il est possible d'obtenir une image dite « image en temps différé » après avoir déplacé la sonde manuellement. L'appareil mémorise tous les points représentant des échos et reconstruit ensuite une image. (Cros, 2005).

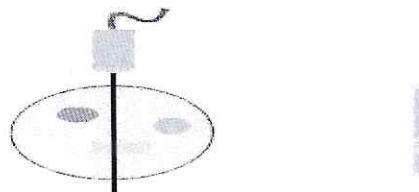


Figure IV.3: Mode B (BARTHEZ ,2001)

IV.A.2.3. Mode TM = Temps Mouvement :

Ce mode consiste à faire défiler sur l'oscilloscope le mode brillance à vitesse constante le plus souvent horizontalement, et de gauche à droite. L'intérêt de ce mode réside dans l'étude des structures en mouvement (cardiologie). En effet, celles-ci apparaîtront comme des structures ondulantes à l'écran alors que les structures fixes apparaîtront comme des droites horizontales. (Figure IV.4), (MAI et *al*, 1994).

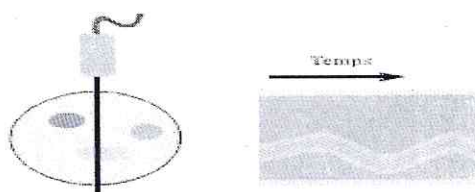


Figure IV.4: Mode TM (BARTHEZ, 2001)

IV.A.2.4. Mode BD = Bidimensionnel = en temps réel :

A partir d'un mono faisceau en mode B, l'image obtiendra sa deuxième dimension grâce à un balayage. Il existe 2 modalités de balayage. (Figure IV.5), (MAI et *al*, 1994) :

- **Balayage manuel:**

La sonde est déplacée lentement par le manipulateur, et chaque image est enregistrée par l'appareil. A la fin du balayage, l'appareil effectue la synthèse des images et reconstitue un plan de coupe. Cette méthode n'est pas utilisée en médecine vétérinaire car elle nécessite l'immobilité totale du patient.

- **Balayage électronique:**

C'est un balayage interne à la sonde échographique. Le mode bidimensionnel est le mode le plus utilisé. L'image obtenue est celle d'un plan de coupe anatomique.

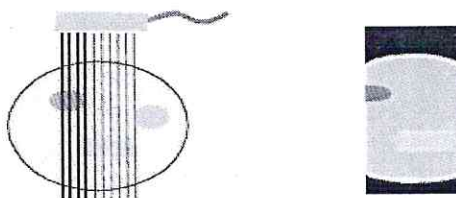


Figure IV.5: Mode BD (BARTHEZ, 2001)

IV.A.3. Les types de sondes échographiques :

En échographie vétérinaire, il existe différents types de sondes qui ont chacun des avantages et des inconvénients. Selon la zone de l'organisme examinée, un certain type de sonde peut être préféré. (CROS, 2005).

Les sondes échographiques sont généralement classées en fonction du mécanisme de balayage du plan de coupe : il existe des sondes mécaniques et des sondes électroniques (CROS, 2005).

IV.A.3.1. Sondes mécaniques :

Les sondes mécaniques, encore appelées sondes sectorielles, sont constituées soit d'un élément piézo-électrique qui oscille autour d'un axe, soit de plusieurs éléments (généralement trois) en rotation autour d'un axe (Figure IV.6). Ce mouvement est souvent perceptible lorsqu'on place la main sur la sonde (CROS, 2005).

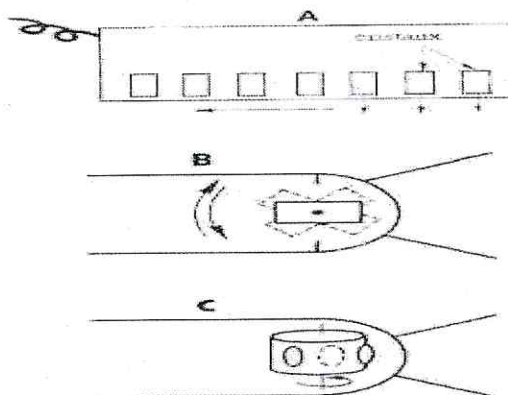


Figure IV.6: Différents types de sonde : A = sonde linéaire (barrette);
B = sonde mécanique monocristal; C = sonde mécanique à plusieurs cristaux.
(CARNIEL, 1987)

Dans ce type de sonde, une faible surface de contact permet une grande surface d'exploration (Figure IV.7). Leur utilisation est donc privilégiée quand la fenêtre acoustique est réduite, c'est le cas de l'échocardiographie où la fenêtre acoustique correspond à un espace intercostal.

Les sondes mécaniques ont un balayage sectoriel et donnent une image en cône. La finesse de l'image est améliorée en plaçant devant l'élément piézo-électrique une lentille acoustique convergente (GINTHER, 1995).

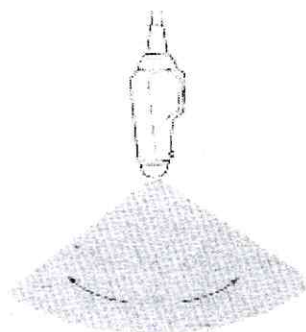


Figure IV.7 : Sonde sectorielle (REEF, 1998)

IV.A.3.2. Sondes électroniques :

Les sondes électroniques sont constituées de plusieurs éléments piézo-électriques identiques juxtaposés en ligne droite (sonde linéaire ou barrette), sur un arc de cercle (sonde linéaire courbe) ou en cercles concentriques (sonde annulaire) (CROS, 2005).

IV.A.3.2.1. Les sondes linéaires :

Les cristaux sont juxtaposés côte à côte sur une longueur d'environ 10 cm (Figure VI.8). Ils sont excités électroniquement de proche en proche.

Les sondes linéaires présentent l'avantage d'explorer une grande longueur d'un seul coup et d'utiliser des ultrasons tous dans la même direction (Figure IV.9). Ceci est déterminant pour l'examen de structures anisotropiques comme les tendons dont l'échogénicité est fortement influencés par l'orientation des ultrasons. L'échogénicité des tendons est maximale lorsque le faisceau ultrasonore est perpendiculaire à l'axe des tendons. Ce type de sonde est donc à privilégier pour l'exploration des tendons. Les sondes linéaires sont également très utilisées pour l'échographie par voie trans-rectale des grands animaux. En revanche, ce type de sonde est difficile à employer en échocardiographie ou échographie abdominale des carnivores domestiques (GINTHER, 1995).

L'image sur l'écran est rectangulaire. En effet, le plan de coupe est constitué de lignes d'échos toutes parallèles entre elles; la résolution latérale est bonne et constante sur toute la profondeur d'exploration. Il n'y a pas de perte d'information sur les premiers centimètres contrairement aux sondes sectorielles, ce qui est très important pour l'examen d'organes proches de surface cutanée. La finesse de l'image est généralement meilleure que celle de l'image obtenue à l'aide d'une sonde sectorielle (MAI, 1999).

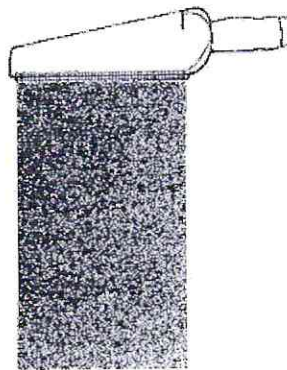


Figure IV.8: Sonde linéaire (REEF, 1998)

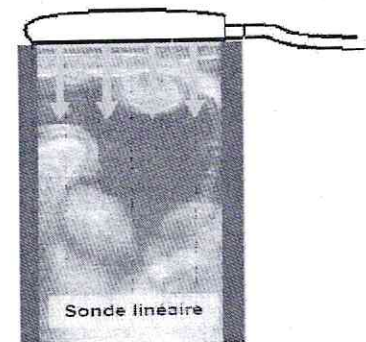


Figure IV.9: Forme des images obtenues à partir d'une sonde linéaire. (BOIN, 2001)

IV.A.3.2.2. Sondes linéaires courbes :

Pour ce type de sonde, les cristaux alignés en arc de cercle sur quelques centimètres, sont également excités électroniquement de proche en proche.

Les sondes linéaires courbes permettent d'avoir un champ d'exploration plus large qu'avec les sondes linéaires. Elles donnent à l'écran une image en cône comme les sondes sectorielles. (Figure IV.10). Cependant, elles ont une plus grande surface de contact que ces derniers, sauf pour les sondes dites « micro convexes » dont la surface de contact est réduite (REEF, 1998; BARTHEZ, 2001).

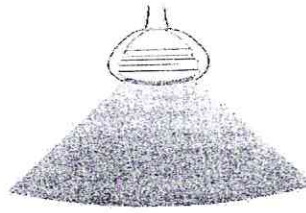


Figure IV.10: Sonde linéaire courbe (REEF, 1998)

IV.A.3.2.3. Sondes annulaires :

Les éléments piézo-électriques des sondes annulaires sont assemblés en cercles concentriques pour former un réseau annulaire. Chaque élément est connecté à un module d'émission/réception. Ainsi, la fréquence d'émission des cristaux est différente d'un cercle à l'autre, ce qui permet d'obtenir une image d'une très bonne définition sur toute la profondeur d'exploration.

Avec ce type de sonde, l'image affichée à l'écran est un cône (Figure IV.11) (LORIOT et *al*, 1995 ; REEF, 1998).

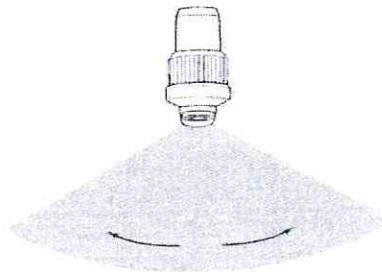


Figure IV.11 : Sonde annulaire (REEF, 1998)

IV.A.3.2.4. Les sondes sectorielles :

C'est un matériel polyvalent dont l'utilisation peut être mise en oeuvre dans plusieurs espèces.

Cependant l'apprentissage de la manipulation de cette sonde et de la matérialisation du plan de coupe est plus délicat du fait de l'image en « part de tarte ». (LEVEILLE et *al*, 1995).

De plus, les lignes d'échos n'étant pas parallèles, la résolution latérale change en fonction de la profondeur d'exploration. Contrairement à la sonde linéaire, les grandes structures seront donc plus difficiles à visualiser à proximité de la sonde. (BOIN, 2001).

En avantage, la fenêtre acoustique nécessaire, correspondant à l'aire de contact, est petite. (Figure IV.12)

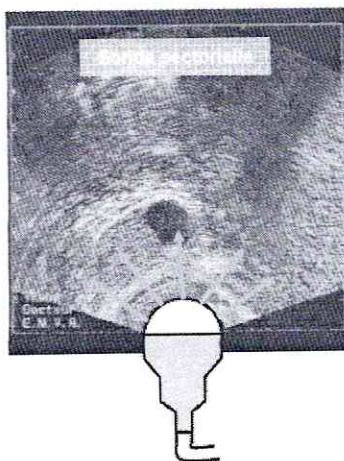


Figure IV.12: Forme des images obtenues à partir d'une sonde sectorielles. (BOIN, 2001)

IV.A.3.2.5. Les sonde microconvexes :

Ces sont des sondes dont le principe de construction est le même que celui des sondes linéaires, mais dont la petite taille (longueur) et la forme incurvée (convexe) les font ressembler à des sondes sectorielles. Elles forment une image en « part de tarte » avec un besoin de fenêtre acoustique petite et cependant les avantages électroniques de la sonde linéaire. Leurs indications sont les mêmes que celles des sondes sectorielles.

IV.A.4. Choix de la sonde:

Nous nous attacherons ici au choix de la sonde dans le cadre de son utilisation en gynécologie des ruminants.

IV.A.4.1. Choix de la sonde par espèce :

Pour les chèvres, le type linéaire est fréquemment employé mais l'utilisation d'une sonde de type sectoriel est également possible. L'examen se faisant debout, les sondes sectorielles sont par ailleurs d'utilisation très pratique en raison de leur facilité de manipulation et de leur faible surface de contact nécessaire. En effet, l'ergonomie de la sonde permet de mieux appuyer sur l'abdomen où les poils peuvent être très fournis et gêner le contact. (KAHN, 1994), (MIALOT *et al*, 1991).

Lors de l'utilisation d'une sonde linéaire aussi bien chez les bovins par voie transrectale que chez les petits ruminants par voie transabdominale, il est nécessaire de souligner qu'il est impératif de prendre grand soin de la jonction entre le câble et la sonde. En effet, il est fréquent, vue la courbure prise par le câble en pratiquant une échographie transabdominale, de voir apparaître un faux contact nécessitant la réparation de cette jonction.

C'est pourquoi, lors du choix d'une sonde, si celle-ci n'est destinée qu'à être utilisée chez la brebis ou la chèvre par voie transabdominale, mieux vaut opter pour les sondes linéaires dont le câble et la sonde sont en « T » ou en « L », ou encore pour une sonde sectorielle. (LEVY *et al*, 1990).

IV.A.4.2. Choix de la fréquence :

Il dépend du type d'examen à réaliser, de la profondeur des structures à visualiser et de la résolution attendue (nous avons vu auparavant que la résolution est d'autant meilleure que la fréquence est élevée). Il faut donc trouver un compromis entre qualité et profondeur : en effet, la sonde de 7,5 MHz a une pénétrance de 4 à 5 cm, celle de 5 MHz, de 8 à 10 cm et celle de 3,5 MHz, de 12 à 15 cm. (BOIN, 2001).

Pour les caprins, une sonde de 3,5 MHz est préférée. Toutefois s'il n'est pas nécessaire de dénombrer les chevreaux et qu'aucun diagnostic de gestation ne doit être effectué avant 40 jours, une sonde de 5 MHz suffira. (MIALOT *et al*, 1991).

IV.B. SEMIOLOGIE DE L'IMAGE ECHOGRAPHIQUE :

Dans cette partie, nous abordons l'interprétation de l'image échographique, afin de permettre aux personnes non initiées de se familiariser avec l'échographie.

IV.B.1. Interprétation de l'image échographique :

L'interprétation des images échographiques obtenues avec un appareil en mode bidimensionnel nécessite de connaître des bases sémiologiques.

IV.B.1.1. Terminologie :

L'interprétation des images ultrasonores repose sur l'observation de structures d'échogénicités différentes. L'échogénicité d'un tissu ou d'une interface est sa faculté à générer un écho (BARTHEZ, 2001). Nous distinguons :

- Des structures anéchogènes, ou vides d'écho, qui apparaissent noires à l'écran,
- Des structures hypoéchogènes qui apparaissent relativement sombres (gris foncé),
- Des structures hyperéchogènes qui sont à l'origine d'une réflexion importante des ultrasons et qui forment une image claire sur l'écran.

La notion d'hypo ou hyperéchogène est relative par rapport aux structures avoisinantes. Lorsque deux structures ont la même échogénicité, elles sont isoéchogènes (CROS, 2005).

IV.B.1.2. Les images de contour :

IV.B.1.2.1. Image d'interface :

Une interface représente la limite entre deux milieux d'impédances acoustiques différentes. L'image d'interface se traduit sur l'écran par une ligne blanche (Échogène) délimitant le contour de l'organe, qui est d'autant plus visible que le faisceau ultrasonore incident est perpendiculaire à l'interface.

Lorsque le faisceau incident aborde l'interface de manière non perpendiculaire, l'interface se matérialise sur l'écran, non pas par une ligne échogène mais par l'affrontement des échos structures internes de chacun des milieux concernés (JAUDON *et al*, 1991).

IV.B.1.2.2. Image de paroi :

Contrairement à une interface, une paroi possède une « réalité biologique » (SIGOGNAULT, 1992). Elle est limitée par deux interfaces et est représentée par une ligne échogène continue, quelle que soit l'incidence des ultrasons. Une paroi est visible même si les deux milieux qu'elle sépare ont des impédances acoustiques voisines.

Une paroi traversée par un faisceau incident perpendiculaire apparaît très échogène alors qu'une paroi tangente au faisceau n'est pas toujours visible sur l'écran, d'où la nécessité de déplacer la sonde pour vérifier l'intégrité de toute la paroi de l'organe considéré.

IV.B.1.3. Les images tissulaires :

Les images tissulaires proviennent des échos de structure qui sont composés d'échos de faible amplitude correspondant à une réflexion non spéculaire des ultrasons dans les milieux relativement homogènes. L'échogénicité d'un tissu dépend principalement de son homogénéité tissulaire, de sa vascularisation et de sa teneur en graisse et en tissu fibreux (BARTHEZ, 2001).

IV.B.1.3.1. Les images des liquides :

IV.B.1.3.1.a. Les liquides homogènes :

Les ultrasons traversant des liquides purs et homogènes ne rencontrent pas d'interface. Ils sont donc anéchogènes (noirs) sur l'écran.

L'atténuation du faisceau ultrasonore étant minimale, les liquides homogènes constituent donc de bonnes fenêtres acoustiques qui permettent d'examiner les structures en profondeur.

L'urine, le liquide amniotique, le sang, la bile et le liquide folliculaire sont des liquides homogènes (CARNIEL, 1987 ; BARTHEZ, 2001).

IV.B.1.3.1.b. Les liquides non homogènes :

Dans le cas de liquides non homogènes, présentant une cellularité élevée et/ou contenant des particules en suspension (pus, débris nécrotiques), les ultrasons vont rencontrer de multiples petites interfaces.

Lorsque le gain est élevé, les liquides non homogènes apparaissent sur l'écran sous forme de plages anéchogènes (noires) piquetées de points échogènes (blancs) correspondant aux échos des particules en suspension (JAUDON et *al*, 1991, LORIOT et *al*, 1995).

Ce type d'image est entre autre mis en évidence lors de métrite et de cystite (CROS, 2005).

IV.B.1.3.2. Les images des tissus mous :

Il s'agit des muscles et de parenchymes organiques. Ces tissus mous apparaissent sur l'écran comme une image de texture granuleuse (alternance de taches blanches, grises et noires) plus ou moins fine et plus ou moins contrastée. Cette texture, appelée « speckle » est due à la réflexion multidirectionnelle des ultrasons au sein du tissu (JAUDON et *al*, 1991 ; LORIOT et *al*, 1995).

L'aspect de l'image dépend de nombreux facteurs (LORIOT et *al*, 1995) :

- des caractéristiques structurales du tissu, de la répartition des réflecteurs (Unité structurale au niveau de laquelle a lieu la réflexion des ultrasons), de leur densité et leur nature,
- des caractéristiques de la sonde : la dimension des taches dépend de la résolution de l'appareil,
- des caractéristiques de l'échographe (réglage du gain, du contraste...). L'utilisation d'un gain trop faible peut faire apparaître vide d'écho un parenchyme seulement hypoéchogène et la confusion avec un liquide est possible.

Généralement, l'étalonnage des échographes est tel que les tissus mous apparaissent dans la gamme des gris.

Le réglage du gain est très important puisqu'il permet de distinguer des structures différentes d'échogénicités voisines. Ainsi, il est possible de différencier des tissus mous de structure hétérogène dont l'image est régulière et homogène, des tissus mous de structure hétérogène, souvent compatible avec un processus pathologique, dont l'image présente des îlots de réflectivités diverses et de taille variable (SIGOGNAULT, 1992)

IV.B.1.3.3. Les images de tissus gras :

Les tissus gras présentent deux types d'échostructures différents. Ils peuvent être :

- Transparents (tissu adipeux sous-cutané, graisse périrénale),
- Echogènes (mésentère, sinus rénal).

Ces variations sont dues à la teneur de la graisse en fibre de collagène, ceci expliquant par ailleurs les variations individuelles d'échogénicité (JAUDON et *al*, 1991).

IV.B.1.3.4. Les images de tissus osseux et de calculs :

L'os est un tissu à forte cohésion moléculaire avec une impédance acoustique élevée. La différence d'impédance acoustique entre l'os et les tissus avoisinants est telle que la réflexion spéculaire des ultrasons au niveau de son interface est très importante. Le tissu osseux apparaît ainsi sur l'écran sous forme d'une plage hyperéchogène délimitant la surface de l'os, associée à une zone sous-jacente anéchogène.

Les calculs sont des tissus calcifiés qui présentent les mêmes caractéristiques que l'os (cohésion moléculaire forte, impédance acoustique élevée). Ils apparaissent sur l'écran sous la forme d'un arc hyperéchogène, plus ou moins visible selon l'incidence du faisceau ultrasonore, associée à une zone sous-jacente vide d'écho (Cône d'ombre) (LORIOT *et al*, 1995).

IV.B.1.3.5. Les images de gaz :

Le milieu gazeux a une impédance acoustique réduite par rapport à celle des tissus de l'organisme. A l'interface tissu-gaz, les ultrasons sont totalement réfléchis car la différence d'impédance est élevée.

Comme pour les tissus calcifiés, nous observons sur l'écran une image d'interface hyperéchogène suivie d'une zone anéchogène (cône d'ombre).

Ce type d'image peut être rencontré en début d'examen quand le contact entre la sonde et la peau (ou la sonde et la muqueuse rectale lors échographie trans-rectale) n'est pas suffisant, et en échographie digestive dès que du gaz est présent dans le tube digestif (CROS, 2005).

IV.B.2. Artéfacts :

Les artéfacts sont des altérations de l'image produites artificiellement lors d'un examen. Ils ne correspondent à aucune anomalie ou lésion. Afin d'éviter toute erreur d'interprétation, il est essentiel de les connaître.

Certains artéfacts sont nuisibles car ils dégradent la qualité de l'image et rendent l'interprétation plus compliquée. Ils résultent d'une mauvaise préparation de l'animal, d'un réglage incorrect de l'appareil ou d'une mauvaise méthode d'exploration avec la sonde.

D'autres artéfacts sont utiles car ils résultent d'interactions spécifiques des ultrasons avec la matière et leur reconnaissance apporte des informations sur les structures examinées (KIRBERGER, 1995 ; MAI, 1999).

IV.B.2.1. La réverbération :

La réverbération est un artéfact très fréquent qui se manifeste à l'écran par une succession de lignes hyperéchogènes parallèles, régulièrement espacées les unes des autres et d'échogénicité décroissante (Figure IV.13).

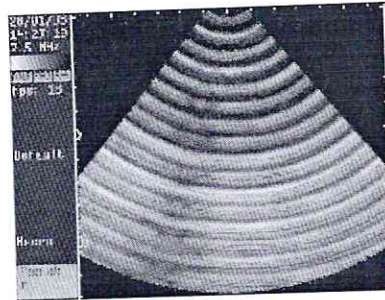


Figure IV.13: Artéfact de réverbération (CROS, 2005)

Elle résulte d'un va-et-vient des ultrasons entre deux interfaces. Cependant, une partie du faisceau retourne à la sonde à chaque aller-retour. Les échos arrivent ainsi 2, 3..., x fois plus tardivement au transducteur. L'appareil calculant la distance de l'écho en fonction du « temps de vol », les échos sont placés 2, 3..., x fois plus profondément sur l'écran. Seul le premier écho est réel, les autres sont des copies d'intensité plus faible (GINTHER, 1995).

Phénomène dégrade l'image et peut se produire :

- Soit entre deux interfaces tissulaires très échogènes (tube digestif, sac péricardique),
- Soit entre le transducteur et une interface très réfléchissante ou très proche de la sonde (peau, côte). C'est par exemple le cas lorsque le contact entre la sonde et l'animal est insuffisant ou lors d'échographie thoracique si la sonde est placée en regard des côtes (tissus très réfléchissants) (MAI, 1999).

En échographie génitale des grands animaux, cet artéfact est observé en présence de pneumo rectum, lorsque la sonde n'est pas bien collée à la muqueuse rectale mais aussi quand le faisceau ultrasonore rencontre des anses intestinales remplies de gaz.

IV.B.2.2. La « queue de comète » :

L'artéfact dit « queue de comète » est un artéfact de réverbération particulier qui est constitué de petites lignes équidistantes d'échogénicité décroissante, mais très rapprochées, situées en région sous-jacente d'une structure très échogène. La « queue de comète » se rencontre principalement quand le faisceau ultrasonore rentre en contact avec des bulles de gaz (dans le tube digestif), ou des petites surfaces minéralisées ou métalliques (KIRBERGER, 1995 ; GINTHER, 1995).

IV.B.2.3. Le cône d'ombre :

Le cône d'ombre, encore appelé ombre acoustique, représente une zone hypo ou anéchogène résultant de l'absence d'échos suite à la réflexion totale des ultrasons au niveau d'une interface entre deux milieux d'impédance acoustique très différente (tissu mou-air ou tissu mou-tissu minéralisé). Il est donc situé juste en deçà de structures atténuant beaucoup les ultrasons (os, calculs, air) (Figure IV.14).

Cet artéfact présente un intérêt, il permet de repérer plus facilement des calculs (vésicaux, rénaux, biliaires) ou des minéralisations dystrophiques (KIRBERGER, 1995 ; PENNINCK, 1995).



Cône d'ombre résultant de l'absence d'échos suite à la réflexion totale des ultrasons au niveau des éléments osseux de la tête du fœtus

Figure IV.14 : Cône d'ombre (CROS, 2005).

IV.B.2.4. Ombre acoustique de bord :

L'ombre acoustique de bord est une zone anéchogène, vide d'écho. Cet artéfact est observé sur le bord des structures arrondies (Figure IV.15). Les ultrasons qui rencontrent la paroi de la structure arrondie de manière tangentielle sont déviés et ne retournent pas au transducteur. La zone en dessous du point de déviation (bord de la structure arrondie) ne reçoit plus d'ultrasons et ne génère pas d'échos. Il en résulte une « ombre de bord », souvent bien visible au niveau du rein, de la vésicule biliaire et du bord crânial de la vessie (KIRBERGER, 1995 ; PENNINCK, 1995 ; MAI, 1999).

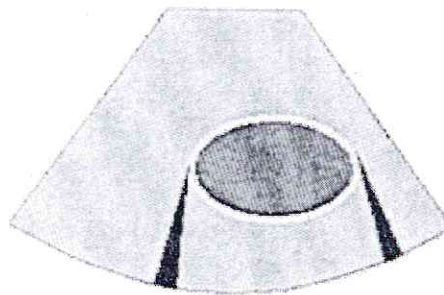


Figure IV.15: Ombre acoustique de bord (BARTHEZ, 2001)

IV.B.2.5. Le renforcement postérieur :

Le renforcement postérieur est observé en aval d'une structure anéchogène (vessie, vésicule biliaire, vésicule embryonnaire...) qui n'atténue pas les échos. Une quantité plus importante d'ultrasons arrive donc dans les tissus situés au-delà de cette structure par rapport aux tissus adjacents situés à la même profondeur (Figure IV.16). A l'écran, il se traduit par une zone plus échogène par rapport à la zone adjacente (Photo 4) (KIRBERGER, 1995 ; MAI, 1999).

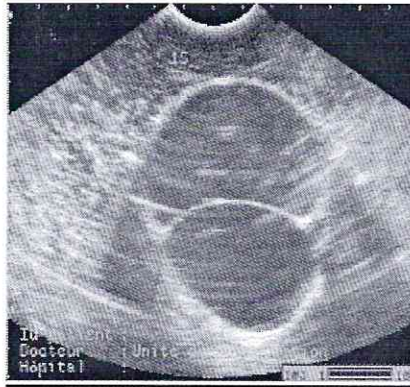


Figure IV.16 : Renforcement postérieur situé en aval de 2 kystes ovariens (Echographie en bain d'eau)(CROS, 2005)

Cet artéfact peut être utilisé pour confirmer la nature kystique d'une lésion anéchogène (BARTHEZ, 2001). Il facilite également la mise en évidence du fœtus dans les liquides fœtaux (SIGOGNAULT, 1992).

IV.B.2.6. L'image en miroir :

L'image en miroir correspond à l'apparition sur l'écran de deux images identiques, symétriques par rapport à une ligne très échogène.

Les ultrasons perpendiculaires à l'interface sont réfléchis et retournent directement à la sonde ; ils laissent apparaître une image réelle du parenchyme traversé et de l'interface rencontrée. Les ultrasons rencontrant l'interface de manière non perpendiculaire sont réfléchis en direction du parenchyme. Ils sont réfléchis dans ce parenchyme et repartent vers le transducteur en se réfléchissant à nouveau sur l'interface très réfléchissante en sens inverse. Le traitement de l'information recueillie par la sonde suppose que les ultrasons circulent en ligne droite et qu'une seule réflexion soit survenue. Le logiciel calcule la position de l'écho (endroit de la réflexion) en multipliant le « temps de vol » par la vitesse moyenne de propagation des ultrasons dans les tissus mous (1540 m/s).

Dans le cas d'un double réflexion, l'écho sera placé improprement dans l'axe d'émission initial des ultrasons à une profondeur correspondant au « temps de vol ». Cet artéfact est très souvent présent lors d'échographie d'organe (ex : utérus) en bain d'eau. C'est la bassine contenant l'organe qui correspond au miroir (Figure IV.17).



Figure IV.17 : Image en miroir (échographie en bain d'eau d'un utérus gravide : on obtient l'image réelle du fœtus et une image artéfactuelle du fœtus dite « image en miroir » ; cette image en miroir est symétrique de l'image réelle par rapport à l'axe représentant le miroir (bassine) (CROS, 2005).

IV.C. MISE EN ŒUVRE PRATIQUE DE L'ECHOGRAPHIE :

IV.C.1. Contention des animaux :

Il existe un seul type de contention utilisé chez la chèvre pour réaliser les diagnostics de gestation : chèvre debout. La position couchée ne sera pas employée dans cette espèce, car l'épine dorsale très saillante et les cornes la rendent difficile. (MIALOT et *al.* 1991). Par ailleurs, la chèvre se défend beaucoup plus que la brebis dans les autres positions. (BRETZLAFF et *al.*, 2001).

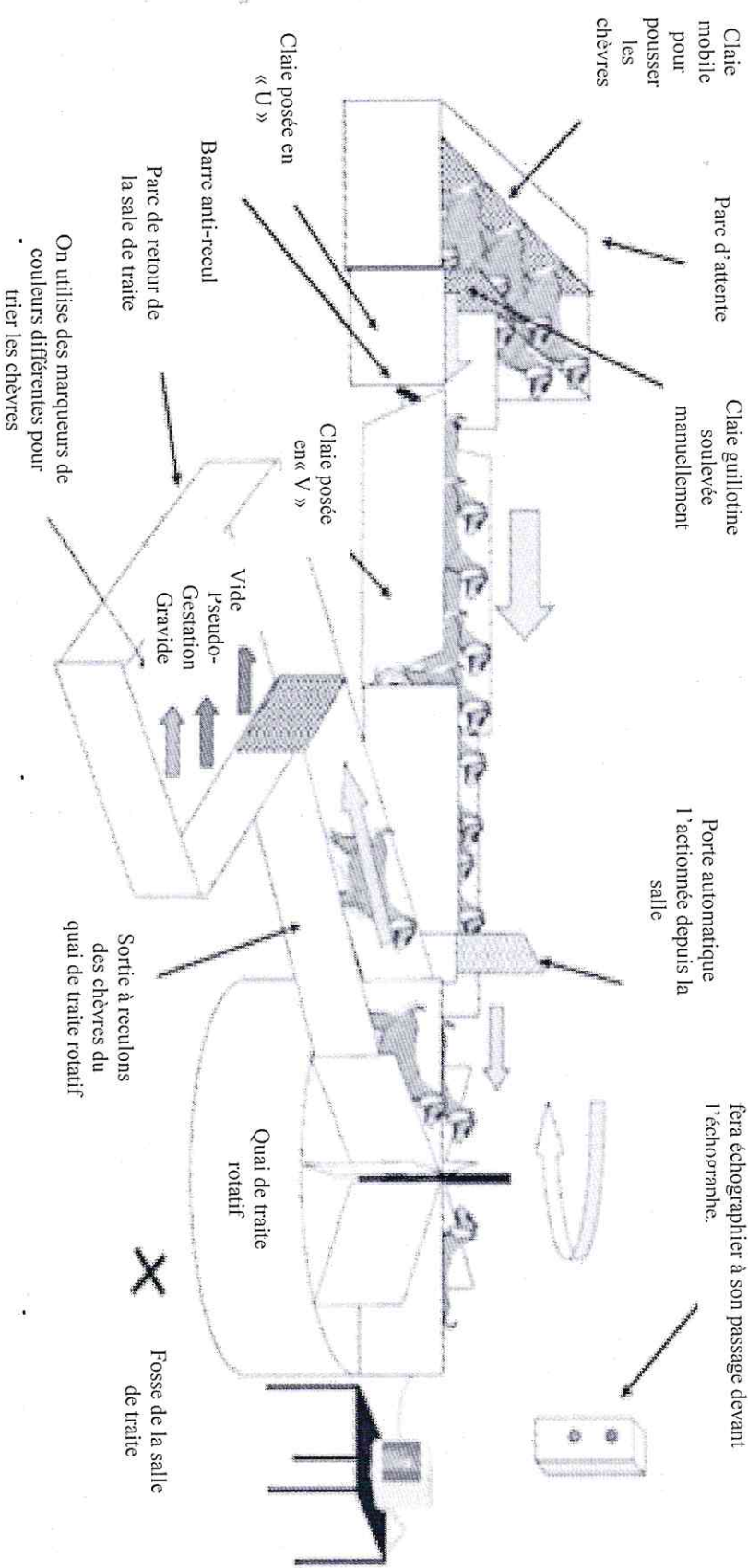
IV.C.2. Circuit des animaux :

En pratique, la majeure partie des échographies se faisant sur des chèvres au cornades, il ne sera pas nécessaire d'utiliser des circuits d'animaux.

Toutefois, si les chèvres ne sont pas dans une structure possédant des cornades, les circuits seront les mêmes que chez la brebis (couloir de contention continu ou parc où les chèvres seront prises une par une). Ici aussi, à l'extrémité du couloir, une porte de triage pourra être installée et les lots répartis en « gestantes », « non gestantes » et « pseudogestantes ».

Il existe des salles de traite rotatives pour lesquelles l'examen est très rapide: l'échographe est fixe dans la fosse de traite donc protégé et, les chèvres passent devant l'opérateur sur le quai de traite (Figure IV.18).

Figure IV.18 : Organisation du chantier lorsque les chèvres sont en salle de traite.



IV.D. UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR DETERMINER L'ETAT PHYSIOPATHOLOGIQUE DE L'APPAREIL GENITAL NON GRAVIDE :

En pratique, l'examen échographique de l'appareil génital des chèvres consiste presque exclusivement à établir un diagnostic de gestation et éventuellement à dénombrer les fœtus. Il est, en effet, rare de faire des échographies d'ovaires sur le terrain. Par ailleurs, il n'est pas possible de mettre en évidence l'utérus non gravide chez la chèvre par échographie transabdominale: l'échogénicité utérine ne contraste pas assez avec les tissus avoisinants (HESSELINK et TAVERNE, 1994).

Pourtant, même si la voie transabdominale est la voie privilégiée chez la chèvre, il est possible de pratiquer par voie transrectale l'échographie des ovaires et de l'utérus non gravide (HESSELINK et TAVERNE, 1994).

IV.D.1. Echographie transrectale :

L'échographie transrectale des chèvres requiert une immobilisation parfaite des animaux afin d'éviter de léser le rectum. L'animal est installé « à cheval » sur une botte de paille.

Ainsi l'élévation de l'abdomen, lors d'un diagnostic de gestation de plus de 35 jours après l'insémination ou la saillie, permettra par ailleurs de repousser l'utérus dans la filière pelvienne et facilitera ainsi la visualisation du fœtus. (HAIBEL, 1990).

L'examen peut être réalisé avec une sonde linéaire courante en pratique bovine (6 cm de long sur 2 cm de large et 1 cm de hauteur) en position debout (Figure IV.19). (HAIBEL, 1990).

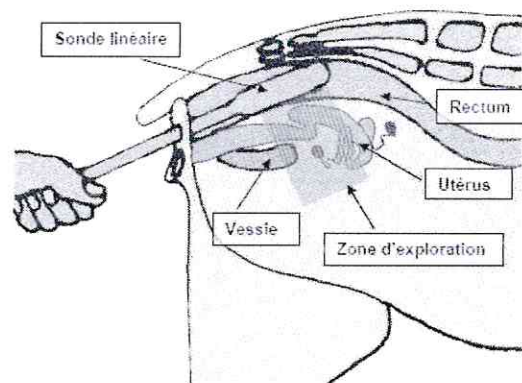


Figure IV.19 : Echographie transrectale chez les chèvres. (CALAIS et *al*, 2004).

La sonde échographique est introduite dans le rectum, après application d'un lubrifiant, et sera mobilisée depuis l'extérieur au moyen d'un câble : si ce dernier est souple, il convient au préalable de le rigidifier en utilisant un tube de guidage (Photo IV.1). Lorsque les fèces sont collés sous la sonde et gênent l'obtention d'images de bonne qualité, il convient de faire un léger mouvement de va et vient avec la sonde ou de la réintroduire de façon répétée dans le rectum. (KAHN, 1994).

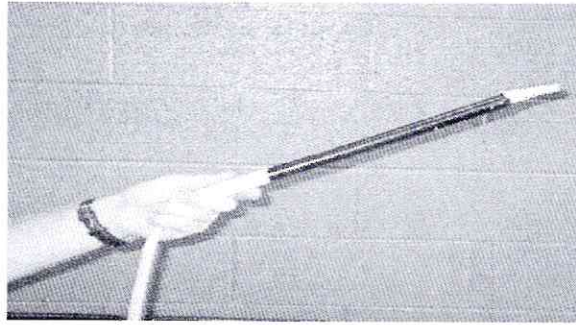


Photo IV.1: Une sonde avec un tube de guidage (NEAL et *al*, 1993).

La sonde est avancée d'environ 15 cm jusqu'à visualisation de la vessie à l'écran. Dès lors, on fera pivoter la sonde de 45° de part et d'autre de cet organe tout en poursuivant la progression de la sonde crânialement. (KAHN, 1994).

Classiquement, aucune blessure grave n'est provoquée par le maniement de la sonde. Néanmoins, on observe de temps en temps de légères irritations de la muqueuse rectale avec des petites hémorragies sans gravité. (KAHN, 1994).

Cette méthode est plus longue que l'échographie transabdominale mais peut être réduite à 1 ou 2 minutes par animal pour un manipulateur expérimenté. (KAHN, 1994).

L'échographie se fait toujours par voie trans-abdominale chez la chèvre. Les mêmes problèmes que ceux rencontrés chez la brebis se retrouveront chez la chèvre: en effet, les poils ne favorisant pas le contact, il sera également impératif de mettre une quantité très importante de gel sur la peau ou de la mouiller et, d'exercer une forte pression de la sonde pour obtenir le meilleur contact possible.

IV.D.1.1. Examen échographique des ovaires :

Les ovaires seront plus particulièrement examinés. Il est alors nécessaire d'évaluer le statut de ces animaux : sont-ils cyclés ou non ? La présence d'un corps jaune sur un des deux ovaires en dehors de la période périovulatoire permettra de déclarer cet animal comme cyclé, et donc d'adapter le traitement.

Les follicules et corps jaunes ne sont pas souvent identifiables chez les chèvres. De plus, leurs corps jaunes cavitaires présentent un liseré échogène périphérique très mince (1 à 2 mm de largeur) et sont donc souvent confondus avec de petits follicules. (KAHN, 1994).

Chez la chèvre, on ne visualise les ovaires, après traitement de superovulation, que lorsque plusieurs follicules de plus de 10 mm de diamètre sont présents. (KAHN, 1994).

IV.D.1.1.a. Follicules :

L'échographie sous-évalue le diamètre anatomique du follicule, car seule la cavité folliculaire est observable de manière précise. (BOIN, 2001 ; HANZEN et *al*, 2004).

Le liquide de la cavité folliculaire apparaît anéchogène (figure IV.20). Néanmoins, il est possible d'y observer quelquefois, avant l'ovulation, des échos ponctiformes. La paroi du follicule est fine et le sépare du reste de l'ovaire, également visible. (CHASTANT-MAILLARD et *al*, 2003).

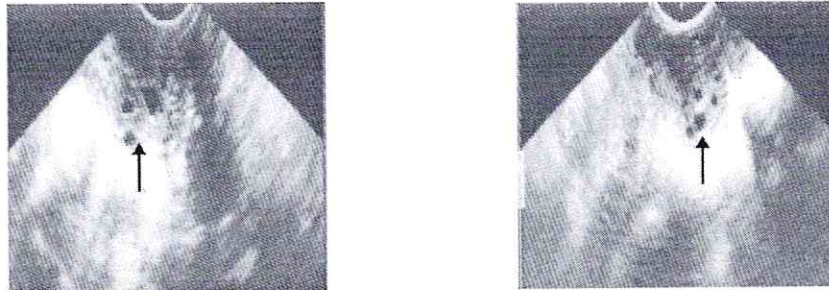


Figure IV.19 : Image échographique des follicules. (TEN'ORIO FILHO, et *al*. 2007)

Par ailleurs, le manque d'atténuation de l'onde ultrasonore par le liquide folliculaire est responsable de la présence d'une zone hyperéchogène de renforcement des échos à la partie ventrale du follicule. (HANZEN et *al*, 2004).

A l'échographie, le stroma des ovaires lisses et petits apparaîtra grisâtre et homogène, éventuellement bordé de follicules.

Cependant, la présence de ces follicules n'est pas suffisante pour conclure à une « activité ovarienne » réelle. (BOIN, 2001).

En effet, même les gros follicules peuvent subir l'atrésie: leur présence permet donc de conclure à l'existence de vagues folliculaires mais on ne sait pas si l'ovulation aura lieu.

IV.C.1.1.b. Corps jaunes :

Le corps jaune fait suite à la lutéinisation des cellules de la granulosa après l'ovulation. En début de formation, on parle de « corps hémorragique » car il se forme un caillot dans la cavité antrale, dont l'aspect est hétérogène. Échographiquement, lorsque la cavité a été comblée par des cellules de la granulosa lutéinisées. (HANZEN et *al*, 2004), (MIALOT et *al*, 2001). Il se présente alors sous la forme d'une surface ovale grise, grossière, granuleuse et nettement délimitée du tissu ovarien (Figure IV.21). Son échogénicité est homogène (moins intense que celle du stroma ovarien) et varie au cours du cycle : elle est plus importante en début et fin de cycle.



Figure IV.21 : Image échographique d'un corps jaune.
(GONZALEZ-BULNES, *et al.* 2004)

Cependant ces variations sont difficiles à évaluer et ne sont pas utilisables pour le diagnostic. Un trait hyperéchogène peut apparaître au centre du corps jaune, correspondant à du tissu conjonctif ramifié. (KAHN, 1994). Le corps jaune peut présenter une excroissance extra ovarienne.

Plusieurs corps jaunes simples ou cavitaires, de même taille et de même échogénicité, peuvent coexister sur un ovaire, lors d'une double ovulation par exemple (MIALOT *et al.*, 2001).

Il est à noter qu'aucune différence n'est observée entre les corps jaunes cycliques et les corps jaunes gestatifs (bien qu'ils soient plus gros en général). (HANZEN *et al.*, 2004).

Lorsqu'il s'agit d'un corps jaune cavitaire, on observe une cavité anéchogène entourée d'une paroi épaisse. Celle-ci est ovale, parfois ronde et centrale. Le volume du corps jaune cavitaire est en général supérieur à celui du corps jaune plein. Les corps jaunes cavitaires représentent 40% des corps jaunes et ne sont pas pathologiques. (CHASTANT-MAILLARD, 2003).

IV.D.1.2. Echographie transrectale de l'utérus non gravide :

Il faut rechercher l'utérus dans la région de l'apex de la vessie. L'échogénicité de sa paroi est homogène et grossièrement granuleuse. Par ailleurs, chez la chèvre superovulée, de petites collections liquidiennes peuvent apparaître au cours du proœstrus et de l'oœstrus (KAHN, 1994).

IV.D.2. Echographie trans-abdominale :

On réalise cet examen avec une sonde, généralement de fréquence 5 Mhz, et linéaire. L'examen précoce d'une chèvre pour un diagnostic de gestation est permis par la rareté du pelage dans la région abdominale intéressée : en effet, pour visualiser l'utérus vide ou en début de gestation, on applique la sonde enduite de gel sur la région inguinale, en avant de la mamelle, de préférence à droite (utérus repousse de ce côté par la panse).

La femelle debout est donc tenue par un aide qui se place à sa gauche et tient le membre postérieur droit en extension pour dégager la région inguinale. La sonde est appliquée en avant de la mamelle, orientée dorso-caudalement, et pressée modérément sur la paroi abdominale; l'application abondante de gel de contact est importante, car la présence d'air provoquerait des artéfacts. On déplace la sonde en avant jusqu'à visualiser la vessie, reconnaissable à son aspect homogène anéchogène. Ensuite, vers l'avant de la vessie, on verra les cornes utérines, vides ou en début de gestation, légèrement ventrales par rapport à l'apex de la vessie. Au fur et à mesure de la gestation, les cornes utérines devront être recherchées plus vers l'avant par rapport à la vessie.

IV.D.3. La pseudogestation ou hydromètre :

L'hydromètre est une affection classiquement rencontrée lors de non gestation chez la chèvre. La pseudogestation intéresse le plus souvent les animaux mis à la reproduction en avance de saison ou à contre saison (MIALOT et *al*, 1991). Cette affection voit son incidence augmenter avec l'âge de la chèvre, récidive fréquemment et enfin, touche souvent les descendantes de femelles pseudogestantes (HANZEN et *al*, 2004 ; ZARROUK et *al*, 1992). C'est pourquoi, il est fortement conseillé d'éliminer les animaux issus de lignées à pseudogestation (BRETZLAFF et *al*, 2001; HAIBEL, 1990 ; HANZEN et *al*, 2004; MIALOT, 1995; MIALOT et *al*, 1994).

La fréquence moyenne de la pseudogestation dans les élevages caprins est d'environ 2 à 3% mais peut atteindre 25% dans certains élevages (MIALOT et *al*, 1991). Cette anomalie s'observe le plus souvent après la mise à la reproduction mais est également possible avant. Dans les élevages où l'incidence est élevée (le facteur de risque principal étant le désaisonnement), il est conseillé de faire un examen échographique avant la mise à la reproduction, en particulier si l'on utilise la synchronisation ou l'insémination.

L'étiologie de cette affection demeure par ailleurs mal connue (BRETZLAFF, 1993). La pseudogestation se caractérise par l'accumulation d'une grande quantité de liquide clair et aseptique dans l'utérus (allant de 100 ml à 8 l), avec la présence d'un corps jaune persistant (HESSELINK et *al*, 1994; MIALOT, 1995; MIALOT et *al*, 1994). La chèvre est alors non cyclée. Cliniquement le volume de l'abdomen augmente, mais si c'est une pseudogestation apparaissant après la mise à la reproduction, cette distension abdominale ne sera pas considérée comme anormale ! Après quelques mois d'évolution (2 à 5 mois) (MIALOT, 1995; MIALOT et *al*, 1994), un écoulement liquidien apparaît au niveau de la vulve suite à la disparition spontanée ou provoquée du corps jaune persistant (HAIBEL, 1990). Le diagnostic différentiel entre les mortalités embryonnaires précoces et l'expulsion du liquide de pseudogestation est difficile car l'éleveur ne retrouve pas d'avorton à ce stade (MIALOT, 1995).

A l'échographie, une pseudogestation ressemble à un début de gestation. Le diagnostic différentiel avec une gestation sera possible à partir de 35 jours de gravidité supposée car le fœtus apparaîtra dans ce cas décollé de la paroi et les placentomes commenceront à se différencier à la périphérie des zones anéchogènes.

En effet, la pseudogestation apparaît sous la forme d'une grande quantité de liquide peu échogène dans l'utérus. Souvent plusieurs poches de liquide, séparées par la paroi utérine échogène très mince, sont observées (HAIBEL, 1990): elles correspondent aux cornes utérines remplies de liquide repliées et comprimées entre elles. L'image caractéristique est donc une zone anéchogène qui apparaît cloisonnée par des membranes lisses (Figure IV.22). Notons évidemment, l'absence de foetus, de membranes foetales et de placentomes (BRETZLAFF *et al*, 2001; HESSELINK, 1994).

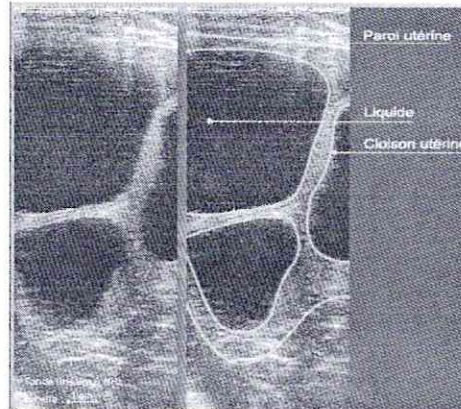


Figure IV.22 : La pseudogestation chez la chèvre (CALAIS *et al*, 2004).

IV.D.4. Le pyomètre :

Chez la chèvre, le pyomètre est caractérisé par une collection importante de liquide dans l'utérus (HAIBEL, 1990). L'échogénicité des sécrétions dépend de leur richesse en cellules. On retrouve comme chez la vache (Figure IV.23), une image à l'aspect floconneux caractéristique (HESSELINK *et al*, 1994 ; KAHN, 1994).

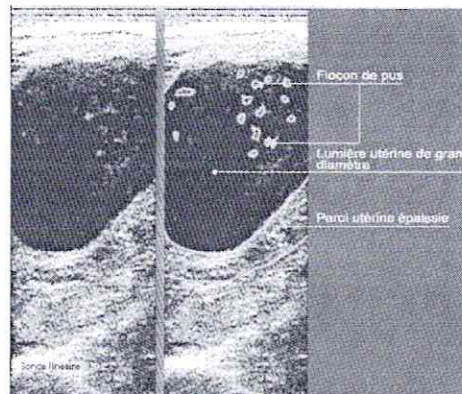


Figure IV.23 : Le pyomètre (CALAIS *et al*, 2004).

Par ailleurs, ni placentomes, ni foetus ne sont mis en évidence et l'animal peut parfois présenter des antécédents tels que dystocie, interventions obstétricales sérieuses ou lacération du col (HAIBEL, 1990).

Sur plus de 2000 investigations chez les caprins en 5 ans, HESSELINK et TAVERNE n'ont observé qu'un seul pyomètre, témoignant de la rareté de cette pathologie (HESSELINK *et al*, 1994).

IV.E. UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR LE SUIVI DE GESTATION :

IV.E.1. Nécessité ou non d'une diète avant l'échographie :

Avant 45 jours de gestation présumée, pour le diagnostic de gestation des chèvres adultes ou le dénombrement des chevreaux, une diète (nourriture et eau), d'une durée de 12 à 24 heures facilitera l'examen. Cette diète totale de 12-24 heures, permet de diminuer la taille du rumen, donc de faciliter la visualisation complète de l'utérus et ainsi d'augmenter l'exactitude du dénombrement (BRETZLAFF, 1993 ; SHARKEY et al, 2001). A partir de 45 jours de gestation, la diète ne sera plus nécessaire (HAIBEL, 1990).

IV.E.2. Echographie transrectale :

L'échographie transrectale est plus exacte que l'échographie transabdominale mais n'est pas exploitable lors de gestation avancée car le fœtus est trop crânial. De plus, elle nécessite une bonne contention de la chèvre pour éviter de léser le rectum (KAHN, 1994).

La sonde (linéaire, 5 MHz) introduite dans le rectum est avancée à 15 cm et orientée de l'extérieur de l'animal : un tube de guidage sert à rigidifier le câble pour permettre cette manipulation. Il faut alors rechercher la vessie puis l'utérus de part et d'autre. L'échographie transrectale demande 1 à 2 minutes par animal selon l'expérience. Elle est intéressante pour un diagnostic de gestation précoce entre 20 et 40 jours après la saillie ou l'insémination. Cependant la fiabilité est abaissée par des mortalités embryonnaires encore possibles. Rappelons que pour l'examen des ovaires, possible en échographie transrectale, cela reste du domaine expérimental et que leur visualisation n'est pas permise à tous les stades du cycle (KAHN, 1994).

Il est possible de mettre en évidence une gestation dès 18 jours, cependant il est alors conseillé de revoir l'animal à 40-45 jours (BRETZLAFF, 2001).

Lors d'une étude, MARTINEZ et al. Ont parfois mis en évidence l'embryon et les battements cardiaques dès 21 jours avec une sonde de 5 MHz et ont toujours visualisé au moins un concept par femelle gestante à partir de 23 jours. Dans cette expérience, les battements cardiaques n'ont pas pu être relevés avec exactitude avant 21 jours de gestation étant donné la petite taille du coeur et la fréquence élevée de ses battements (MARTINEZ, 1998).

IV.E.3. Echographie trans-abdominale :

Les caprins sont la plupart du temps échographiés debout. On utilise classiquement des sondes de 3,5 ou 5 MHz.

Le diagnostic échographique de gestation par voie transabdominale donne de très bons résultats : la sensibilité est de 100% et la spécificité de 97% (HESSELINK et al, 1994).

CHAPITRE V

**UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE
CHEZ LA CHEVRE**

INTRODUCTION :

L'endoscopie est une technique d'exploration interne des cavités corporelles ou des conduits naturels et canaux, incluant un système optique utilisant les propriétés de propagation de la lumière dans une fibre de verre, la source lumineuse étant génératrice de lumière froide. Cela constitue l'équipement de base pour l'endoscopie. La laparoscopie est le terme plus spécifique qui désigne l'exploration de la cavité abdominale préalablement distendue par un pneumopéritoine (insufflation d'air dans la cavité).

V.A. LA TECHNIQUE DE LA LAPAROSCOPIE :

Les chèvres soumises à l'examen laparoscopique doivent être mises à jeun de nourriture et d'eau pendant les 24 heures qui précèdent l'intervention. Cela permet la réduction du volume de la vessie et de la panse qui peut gêner le repérage correct de l'utérus.

La manipulation doit être réalisée dans un lieu propre et sans poussière. Un groupe de deux assistants prépare les chèvres et le matériel d'endoscopie. Il est préférable d'utiliser deux tables de contention, afin de réduire les temps de préparation entre deux interventions. Pour la mise en place, la chèvre est d'abord immobilisée des quatre pattes sur la table de contention. Les poils des chèvres sont alors tondus en avant de l'attache de la mamelle. Cela peut être fait avec une lame de rasoir maintenue dans une pince ou avec une tondeuse électrique pour les animaux. La crasse et la graisse sont enlevées en lavant la peau avec un savon antiseptique ou un détergent (BARIL et BREBION, 1993).

La peau est ensuite stérilisée avec un antiseptique puis un anesthésique local est injecté par voie sous cutanée devant la mamelle, 3 - 4 cm de chaque côté de la ligne médiane. Le choix des sites d'injection doit se faire en évitant les vaisseaux sanguins.

La chèvre est présentée en levant l'arrière train selon un angle de 40° environ par rapport à l'horizontale. Le trocart, la canule et l'endoscope (sauf l'œilleton) sont immergés dans une solution stérilisante non corrosive. Les instruments sont immergés dans cette solution entre deux interventions. L'endoscope est connecté à la source lumineuse par le câble en fibre de verre et la lumière est allumée. La canule de 7 mm est reliée à la bonbonne de gaz (air ou gaz carbonique) ou à la pompe.

Munie de son trocart, la canule de 7 mm est insérée dans la cavité abdominale à gauche de la ligne médiane. Le trocart est retiré puis remplacé par l'endoscope. Le pneumopéritoine peut alors commencer; seul un petit volume d'air ou de gaz est nécessaire pour rendre le contenu abdominal visible, car un pneumopéritoine excessif provoque une gêne pour l'animal. Le trocart et la seconde canule recevant une pince atraumatique est alors insérée à droite de la ligne blanche.

L'utérus est situé immédiatement en dessous ou devant la vessie. Dans certains cas, le volume de la vessie ne permet pas l'accès direct aux cornes utérines. Il est donc nécessaire

d'avoir recours à une pince atraumatique, introduite dans la seconde canule et permettant la manipulation de la vessie et l'accès au tractus génital.

V.B. UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE EN REPRODUCTION CAPRINE :

L'endoscopie peut avoir plusieurs intérêts en reproduction caprine :

- Exploration de l'activité ovarienne.
- Insémination artificielle.
- Collecte d'embryons.
- Transfert d'embryons.

V.B.1. Exploration de l'activité ovarienne :

L'endoscopie permet d'estimer la taille des structures sur la base des graduations gravées sur le palpeur ou pince atraumatique, qui maintient l'ovaire (en mm) (Photo V.1). L'ovaire des petits ruminants est un organe ovoïde ou en forme de haricot. Les follicules émergent légèrement de la paroi de l'ovaire. Le corps jaune est une structure généralement beaucoup plus proéminente, de couleur rouge vif en période d'activité. (JEAN LOUP BISTER, 2002)



Photo V.1: Examen endoscopique d'un ovaire.
(JEAN-LOUP BISTER, 2002).

V.B.2. L'insémination artificielle :

V.B.2.1. Technique laparoscopique : (YOUNGQUIST, 1997).

La technique endoscopique d'insémination intra-utérine est la plus efficace. Elle permet d'utiliser tous les types de semence et en quantité bien moindre (20 millions de spermatozoïdes). Cependant, elle nécessite le plus de matériel et de dextérité de la part de l'opérateur: 2 incisions abdominales sont effectuées 5 à 7 cm crânialement à la mamelle et 3 à 4 cm latéralement à la ligne blanche. La chèvre est alors placée tête en bas (avec un angle de

40- 45°) et 2 trocarts sont introduits dans les incisions afin de pouvoir utiliser la laparoscopie et un pistolet d'insémination. La semence est ensuite déposée lentement dans la corne utérine du même côté que le ou les corps jaunes observés en essayant toujours de ponctionner la paroi utérine à angle droit (Figure V.1)

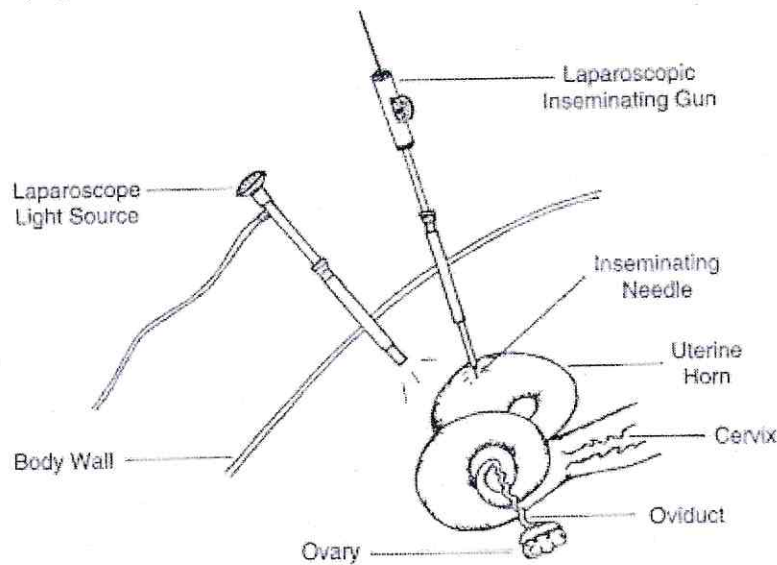


Figure V.1: Insémination intra-utérine sous endoscopie chez la chèvre.
(YOUNGQUIST, 1997)

V.B.2.2. Pratique de l'I.A intra utérine :

Deux techniques différentes ont été développées depuis plusieurs années.

V.B.2.2.a. I.A intra utérine avec une pipette de verre et de plastique : (technique Australienne).

L'équipement de base pour l'insémination est une pipette de verre ou de plastique qui a un diamètre interne de 2 mm, externe de 4,5 mm et 30 cm de long. Si une pipette en verre est utilisée, elle doit être étirée en pointe et son diamètre extérieur est d'environ 0,4 mm. Les pipettes en plastique ont une aiguille hypodermique de 5 mm, reliée à une seringue de 1,0 ml.

Un assistant prépare une pipette d'I.A en prenant environ 0,3 ml d'air, suivi du volume requis de semence. L'opérateur peut guider alors l'extrémité de la pipette vers une corne utérine. La pipette est introduite en ponctionnant la paroi utérine à mi chemin entre la bifurcation des cornes utérines et la jonction uterotubaire. Le piston de la seringue est alors poussé afin d'expulser la semence dont le mouvement peut être observé dans la pipette. La pipette est retirée et la même opération est répétée sur l'autre corne utérine.

V.B.2.2.b. I.A intra utérine avec équipement spécial : (technique Française)

Le matériel d'insémination spécifique est composé d'un « transcap », un « palpeur » et un « aspic ».

➤ **Le transcap** est composé de deux parties :

- Une poignée en plastique qui permet son maintien et qui est traversée longitudinalement par un jonc de faible diamètre, de 34 cm de long et qui est actionnée par une roue dentée.
- Un tube creux en acier inoxydable, de 3,5 mm de diamètre et de 23 cm de longueur qui vient se visser à la base de la poignée pour écraser un joint torique assurant l'étanchéité.

➤ **Le palpateur** recouvre le corps du « transcap », il est constitué d'une tubulure en inox de 28 cm de long et de 5 mm de diamètre, évasée à son extrémité proximale et présentant une fenêtre à son extrémité distale.

➤ **L'aspic** prend place à l'intérieur du corps du « transcap ». C'est une tubulure en plastique, à usage unique, de 3 mm de diamètre et de 31 cm de long. Ouvert à son extrémité proximale, l'aspic est équipé d'une aiguille très fine à son extrémité distale, de 5 mm de long et de 0,7 mm de diamètre, qui permet la ponction de la corne utérine. Cette aiguille est protégée par un manchon en plastique. L'aspic qui est maintenu dans le corps du « transcap » par l'écrasement du joint entre la poignée et le corps du « transcap » reçoit la paillette d'insémination de 0,25 ml. Le jonc permet de positionner correctement la paillette dans l'extrémité distale de « l'aspic ». Le « transcap » est introduit à l'intérieur de la cavité abdominale à travers un trocart de 5 mm de diamètre.

V.B.2.3. Avantages et limites de l'I.A laparoscopique :

L'I.A intra utérine est avantageuse sous plusieurs aspects. Elle assure un taux de fertilité élevé (60 pour cent) avec la semence congelée, et permet d'augmenter le pouvoir de diffusion des mâles de haute valeur génétique et le nombre des descendants par jeune mâle dans un schéma de testage sur descendance. Elle autorise également l'utilisation dans de tels schémas, de mâles dont la production spermatique était insuffisante. Elle permet aussi la dispersion de la semence d'animaux rares, et lorsqu'elle est utilisée sur des femelles superovulées dans le cadre d'un programme de transfert d'embryons, elle augmente le taux de fécondation des ovocytes

V.B.3. Collecte d'embryons *in vivo* :

V.B.3.1. Technique laparoscopique: (Vallet et al, 1991)

V.B.3.1.a.Préparation de l'animal :

Comme dans la technique chirurgicale, la mise à la diète hydrique de la chèvre donneuse est nécessaire. Il est possible de réaliser une collecte laparoscopique sous anesthésie générale, mais le plus souvent on utilisera une tranquillisation à base de xylazine (0,1 mg/kg)

par voie intraveineuse associée à une anesthésie locale traçante. La préparation du site d'introduction des trocarts d'endoscopie est la même que pour la technique chirurgicale.

L'animal est ensuite placé en décubitus dorsal en l'inclinant la tête en bas avec un angle de 30°- 40° afin de dégager l'accès à l'appareil génital.

V.B.3.1.b. Collecte des embryons :

Une canule de 7 mm de diamètre est introduite 8 à 10 cm craniâlement à la mamelle et 2 à 3 cm à la gauche ligne blanche afin de recevoir l'optique et de créer un pneumopéritoine en insufflant du CO₂. Une première canule de 5 mm est introduite à la même hauteur à droite de la ligne blanche, afin d'y introduire une pince atraumatique permettant de manipuler l'utérus et de vérifier la bonne réponse des ovaires au traitement de synchronisation/superovulation.

Enfin, une seconde canule de 5 mm est mise en place sur la ligne blanche 2 cm plus craniâlement que les 2 autres, on y passera d'abord une aiguille de 25 cm de long afin de ponctionner la paroi utérine juste en avant de la bifurcation, puis une sonde 3 voies (du même type que celle utilisée en collecte d'embryons chez la vache) (Figure V.2). Le ballonnet est alors gonflé, le cathéter flexible de la seconde voie est poussé jusqu'au tiers supérieur de la corne. On injecte 40 à 50 ml de milieu de collecte dans la corne avant de les récupérer via la 3ème voie de la sonde.

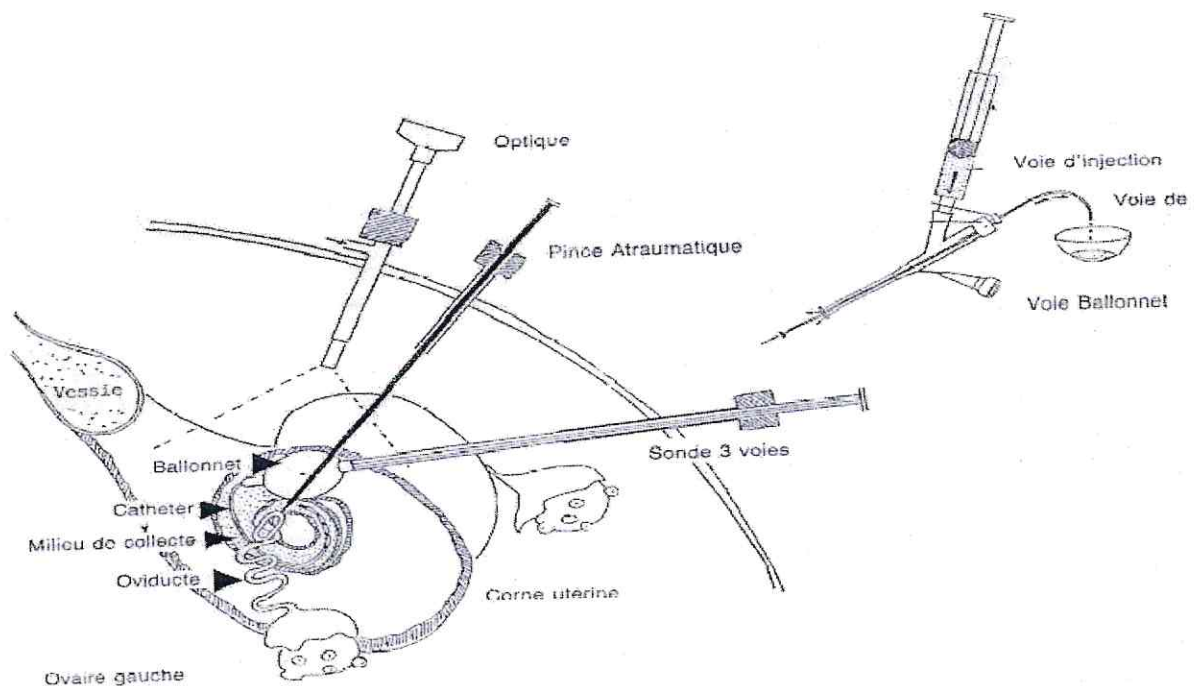


Figure V.2: Collecte par technique laparoscopique avec sonde 3 voies.
(VALLET et *al*, 1991)

Afin d'éviter la remontée du milieu de collecte vers l'oviducte, on placera par précaution la pince atraumatique juste au niveau de la jonction utéro-tubaire avant de flusher. Si on ne dispose pas d'une sonde 3 voies, on peut utiliser une sonde de Foley pédiatrique, mais une canule supplémentaire est nécessaire afin d'introduire un cathéter 18 gauges de 3,5 pouces (9 cm) de long. On introduit ce cathéter au niveau de la jonction utéro-tubaire et on le bloque à l'aide de la pince atraumatique. Il est alors possible d'injecter le milieu de collecte qui sera récupéré via la sonde de Foley placée à la place de la sonde 3 voies (Figure V.3) (YOUNGQUIST, 1997).

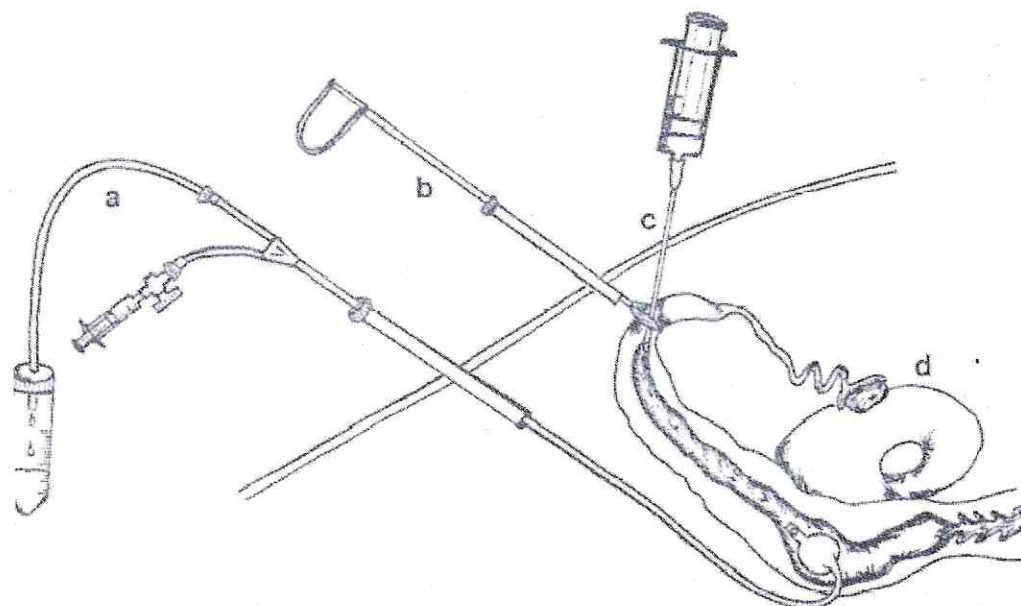


Figure V.3: Collecte par technique laparoscopique avec sonde de Foley.

a : sonde de Foley et tubulure pour la récolte ; **b :** pince atraumatique ; **c :** cathéter veineux (18 gauges, 5 pouces et demi) ; **d :** corne utérine.
(YOUNGQUIST, 1997)

V.B.3.2. Avantages et inconvénients :

L'avantage principal de cette technique est sa répétabilité. De plus, les chèvres récupèrent rapidement après cette intervention. Les taux de récolte sont en moyenne inférieurs de 10 à 15% par rapport à la technique chirurgicale, soit de l'ordre de 60 à 65%. Le matériel nécessaire est bien plus important, et la technicité de l'opérateur doit être bonne. De plus, il est possible que la muqueuse utérine ressorte au travers du site de ponction de la sonde à 3 voies, il n'y alors pas de prévention possible et la suite de la reproduction de la chèvre peut être compromise (D'après YOUNGQUIST, 1997).

V.B.4. Transfert laparoscopique d'embryon: (YOUNGQUIST, 1997)

La préparation de l'animal et son anesthésie/tranquillisation sont les mêmes que celles décrites dans la méthode de collecte laparoscopique. Une fois la chèvre en décubitus dorsal avec la tête placée vers le bas, un pneumopéritoine est créé en insufflant du CO₂. Puis deux incisions sont effectuées 2 à 3 cm de part et d'autre de la ligne blanche crânialement à la mamelle. Une incision servira à l'introduction de l'optique et l'autre pour une pince atraumatique qui permet de saisir la corne ipsilatérale au corps jaune fonctionnel repéré. Pour ponctionner la paroi utérine, une aiguille de 14 gauges est insérée à travers la paroi abdominale juste crânialement à la pince atraumatique et va traverser la paroi utérine dans le dernier tiers de la corne. Un cathéter de type Tomcat de 16 gauges contenant les embryons est passé à l'intérieur de l'aiguille de ponction. Ce cathéter, relié à une seringue à insuline est alors inséré dans la lumière utérine et les embryons sont déposés. Les instruments sont ensuite retirés et les 2 incisions de la paroi abdominale suturées. (Figure V.4).

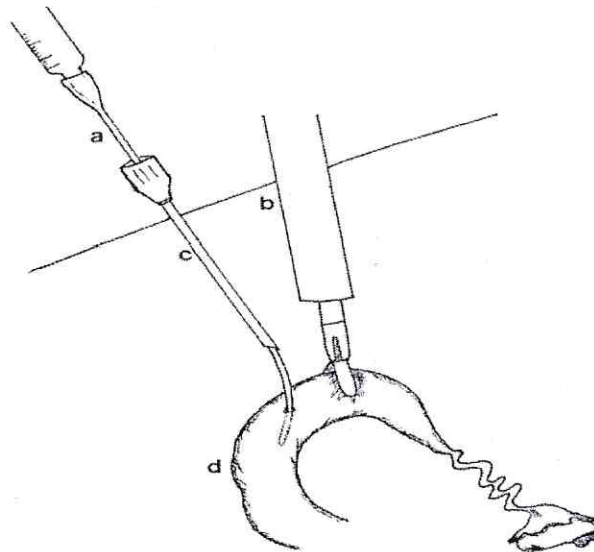


Figure V.4: Transfert embryonnaire chez la chèvre par méthode laparoscopique.
a : cathéter Tomcat de 16 gauges ; b : pince atraumatique ; c : aiguille de 14G servant de canule pour le cathéter ; d : corne utérine.
(YOUNGQUIST, 1997).

PARTIE

EXPIRIMENTALE

OBJECTIFS

L'échographie et l'endoscopie sont des techniques qui peuvent être utilisées pour le contrôle de l'activité ovarienne chez les petits ruminants. En effet, ces techniques sont moins stressantes, permettent de répéter les observations chez le même animal et peuvent être utilisées dans les élevages.

En Algérie, l'utilisation de l'échographie et de l'endoscopie est peu employée chez les caprins. Dans cette perspective, les objectifs visés par ce travail sont :

- La maîtrise de la technique de l'échographie in-vitro.
- La maîtrise de la technique de l'échographie transrectale.
- La maîtrise de la technique de l'endoscopie.

CHAPITRE I

**UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE
IN VITRO (SOUS EAU) CHEZ LA
CHEVRE**

I-A-LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION:

Cette partie du travail s'est déroulée dans la clinique du département des sciences vétérinaire de l'université Saad Dahleb de Blida du 12/03/2006 au 14/05/2007.

I-B- MATERIEL ET METHODES:

I-B-1-MATERIEL:

I-B-1-a-Matrices:

Quatorze matrices ont été récoltées à partir des chevrettes et des chèvres (gestantes et non gestantes) au niveau de l'abattoir municipal de Boufarik.

I-B-1-b-Appareillage et instruments:

- Un échographe pie médical type 100 Lc pourvu d'une sonde linéaire Bifréquence 6/8 Mhz (Photo I-1).



PHOTO I-1 Echographe Pie Médical 100 LC.

- Un seau d'eau, une pince à préhension.
- Des gants.
- Un bistouri et des lames de bistouri, des ciseaux.
- Une règle.
- Une glacière et des petits sachets en plastique pour le transport des matrices.
- Des disquettes pour enregistrer les images échographiques.
- Un appareil photo numérique.

I-B-2-METHODES:

I-B-2-a-Prélèvements, transport et conservation des matrices:

La récolte des matrices a été réalisée le matin entre 06h: 30 et 08h: 30. Après l'abattage et l'éviscération des femelles, a l'aide d'un couteau, la matrice est coupé au niveau du col puis mise dans un sachet en plastique contenant de l'eau tiède afin d'éviter l'altération des ovaires et surtout des follicules. Les sachets contenant les matrices sont acheminées dans une glacière à la clinique du département vétérinaire de l'université Saad Dahleb de Blida.

I-B-2-b-Préparation des ovaires:

Les ovaires sont isolés à partir des matrices afin de faciliter leur manipulation. La position des ovaires, le dénombrement et la mesure de la taille par la règle des différentes structures ovariennes étaient effectués et enregistrer sur des fiches de renseignement.

I-B-2-c-Examen échographique:

Une fois l'échographe installé et placé sur une table dans une chambre sombre, le seau d'eau et les instruments (ciseaux, pinces) sont alors placés juste à côté de ce dernier. (Photo I-2)



Photo I-2 Installation de l'échographe

A l'aide d'une pince à préhension ou un ciseau, chaque ovaire est fixé puis trempé dans le seau d'eau. Avec une autre main qui tien la sonde réglé à une fréquence de 8 MHz fait un balayage de la totalité de la surface de l'ovaire (Photo I-3, Photo I-4).

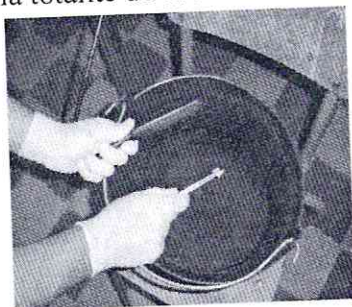


Photo I-3: Fixation d'un ovaire.

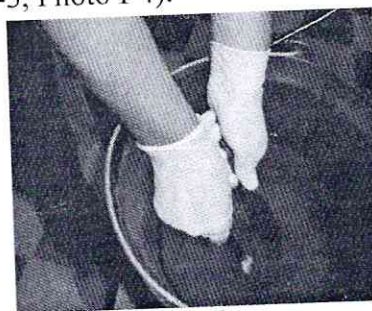


Photo I-4 : Trempage et examen échographique d'un ovaire.

Les images échographiques présentant les différentes structures ovariennes (follicules ou corps jaunes), sont gelés sur l'écran de l'échographe afin de dénombrer et de mesurer la taille de ces dernières. Un enregistrement de toutes les données est ensuite réalisé sur des fiches de renseignements et sur des disquettes.

I-B-2-d-L'interprétation des images échographiques et analyse des données:

Pour l'interprétation des images échographique obtenus lors de la visualisation des ovaires, nous avons considéré que:

- Les follicules sont les structures (sphériques) qui apparaissent noires à l'écran.
- Les corps jaunes sont les structures qui apparaissent relativement sombres (gris foncé),

Les résultats de dénombrement et de mesure de la taille des structures ovarienne sont exprimés par la moyenne et pourcentage.

I-C-RESULTATS:

I-C-1-Dénombrement des structures ovariennes (observations visuels, observations échographiques):

Les résultats du dénombrement des différentes structures ovariennes obtenus durant cette étude montrent que sur les 14 matrices récoltées (soit 28 ovaires), le nombre total des follicules et des corps jaunes sont respectivement de 171 et 11. Le nombre moyenne par matrice des :

- Follicules est de 6.11 (il varie de 03 à 08 follicules).
- Corps jaunes est de 0.71 (il varie de 00 à 02 Corps jaunes).

Ces structures sont réparties selon le tableau ci dessous:

Tableau I-1: Taux des structures ovariennes (Follicules et Corps jaunes).

| Ovaire \ Nombre | Follicules | | Corps jaune | |
|-----------------|------------|-------------|-------------|-------------|
| | Nombre | Pourcentage | Nombre | Pourcentage |
| droit | 84 | 49.12 % | 5 | 45.46 % |
| gauche | 87 | 50.88 % | 6 | 54.54 % |
| Total | 171 | 100 % | 11 | 100 % |

Les résultats montrent que le nombre des :

- Follicules est de : - 84 soit un taux de 49.12 % pour les ovaires droits.
- 87 soit un taux de 50.88 % pour les ovaires gauches.
- Corps jaunes est de : - 05 soit un taux de 45.46 % pour les ovaires droits.
- 06 soit un taux de 54.54 % pour les ovaires gauches.

La répartition des différentes structures est illustrée dans la figure ci-dessous :

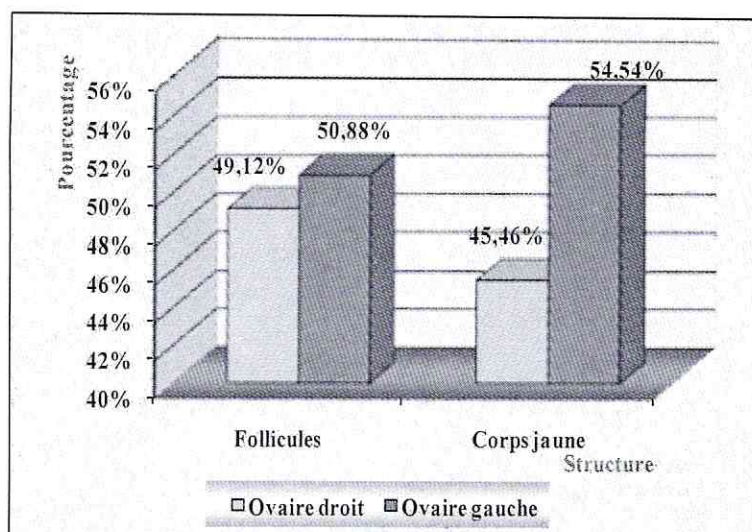


Figure I-1: Répartition des structures ovariennes durant l'étude.

I-C-1-a- LES CORPS JAUNES:

La répartition des corps jaunes selon leur nombre est présentée dans le tableau ci-dessous :

Tableau I-2 : Répartition des corps jaunes selon leur nombre.

| Ovaire Présentation C.J. | Ovaire droit | | Ovaire gauche | | Total | |
|-----------------------------|--------------|-------------|---------------|-------------|--------|-------------|
| | Nombre | Pourcentage | Nombre | Pourcentage | Nombre | Pourcentage |
| Sans C.J | 9 | 64.29% | 8 | 57.14% | 17 | 60.71% |
| Avec 1 C.J | 4 | 28.57% | 5 | 35.71% | 9 | 32.14% |
| Avec 2 C.J et plus | 1 | 7.14% | 1 | 7.14% | 2 | 7.14% |
| Totale | 14 | 100% | 14 | 100% | 28 | 100% |

Les résultats du tableau montrent que le nombre des ovaires :

- Sans corps jaunes est de 17 soit un taux de 60.71%.
- Ayant 1 seul corps jaune est 09 soit un taux de 32.14%.
- Ayant 2 corps jaunes est de 02 soit un taux de 7.14%.

Cette répartition des résultats est illustrée dans la figure ci-dessous :

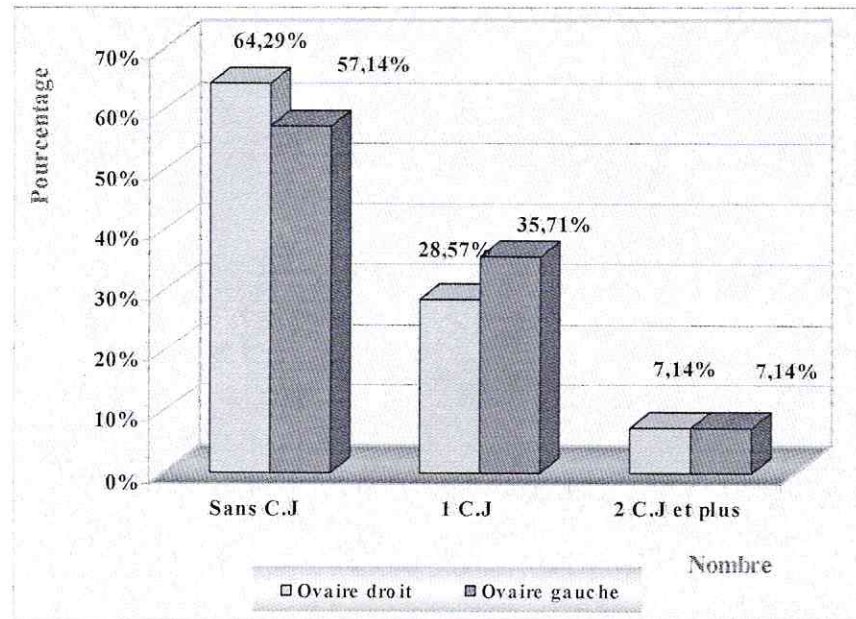


Figure I-2: Répartition des corps jaunes selon leur nombre.

I-C-1-a-1-Résultats de mensuration de taille des Corps Jaunes:

Les mesures de taille prises par examen échographique et par la règle des corps jaunes présents sur la surface des ovaires nous ont permis de distinguer deux classes :

- Corps jaunes avec une taille inférieure ou égale à 8 mm.
- Corps jaunes avec une taille supérieure à 8 mm.

La répartition des tailles des corps jaunes par les deux méthodes est présentée dans le tableau ci-dessous :

Tableau I-3: La classification des corps jaunes selon leur taille.

| Position de l'ovaire | Taille | | | | | | | |
|----------------------|---------|--------|------|--------|---------|------|------|------|
| | C.J ≤ 8 | | | | C.J > 8 | | | |
| | Règle | | Echo | | Règle | | Echo | |
| | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) |
| Ovaire droit | 3 | 42.86% | 3 | 42.86% | 2 | 50% | 2 | 50% |
| Ovaire gauche | 4 | 57.14% | 4 | 57.14% | 2 | 50% | 2 | 50% |
| Total | 7 | 100% | 7 | 100% | 4 | 100% | 4 | 100% |

Les résultats du tableau ci-dessus montrent que les mesures de taille sont identiques quelque soit la méthode utilisée.

I-C-1-b- LES FOLLICULES:

Les résultats de dénombrement des follicules sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau I-5: Résultats de dénombrement des follicules.

| | Follicules | |
|--------------|--------------|---------------|
| | Ovaire droit | Ovaire gauche |
| Nombre total | 84 | 87 |
| Moyenne | 6 | 6,21 |

Ce tableau montre que le nombre moyen des follicules est de 6 et 6,21 pour les ovaires droits et gauches respectivement. Cette répartition des résultats est illustrée dans la figure ci-dessous :

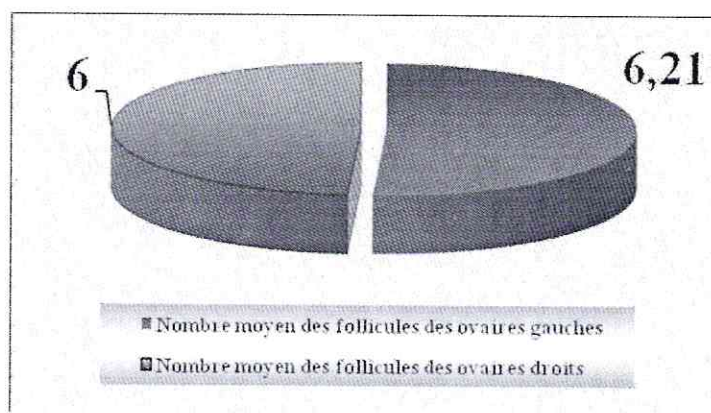


Figure I-4: Nombre moyen des follicules pour chaque ovaire.

I-C-1-b-1- Résultats de mensurations de taille des follicules:

Les mesures de taille prises par examen échographique et par la règle des follicules présents sur la surface des ovaires nous ont permis de distinguer six classes :

- Follicules ayant une taille ≤ 2 mm
- Follicules ayant une taille > 2 et $\leq 2,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 3 et $\leq 3,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 4 et $\leq 4,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 5 et $\leq 7,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 8 mm.

La répartition des tailles des follicules par les deux méthodes est présentée dans le tableau ci-dessous :

Tableau I-6 a: Classification des follicules selon leur taille.

| | Taille | | | | | | | | | | | |
|---------------|--------|-------|------|-----|-------------|-------|------|-------|-------------|-------|------|-------|
| | F ≤ 2 | | | | 2 < F ≤ 2.9 | | | | 3 ≤ F ≤ 3.9 | | | |
| | Règle | | Echo | | Règle | | Echo | | Règle | | Echo | |
| | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) |
| Ovaire droit | 2 | 66.67 | 0 | 0 | 15 | 57.69 | 36 | 52.94 | 30 | 50.85 | 22 | 48.89 |
| Ovaire gauche | 1 | 33.33 | 0 | 0 | 11 | 42.31 | 32 | 47.06 | 29 | 49.15 | 23 | 51.11 |
| total | 3 | 100 | 0 | 0 | 26 | 100 | 68 | 100 | 59 | 100 | 45 | 100 |

Tableau I-6 b: Classification des follicules selon leur taille.

| | Taille | | | | | | | | | | | |
|---------------|-------------|-------|------|-------|-------------|-------|------|-------|-------|-----|------|-----|
| | 4 ≤ F ≤ 4.9 | | | | 5 ≤ F ≤ 7.9 | | | | F ≥ 8 | | | |
| | Règle | | Echo | | Règle | | Echo | | Règle | | Echo | |
| | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) | Nbr | (%) |
| Ovaire droit | 16 | 45.71 | 12 | 46.15 | 20 | 43.48 | 14 | 43.75 | 1 | 50 | 0 | 0 |
| Ovaire gauche | 19 | 54.29 | 14 | 53.84 | 26 | 56.52 | 18 | 56.25 | 1 | 50 | 0 | 0 |
| total | 35 | 100 | 26 | 100 | 46 | 100 | 32 | 100 | 2 | 100 | 0 | 0 |

Cette répartition des résultats est illustrée dans la figure si dessous :

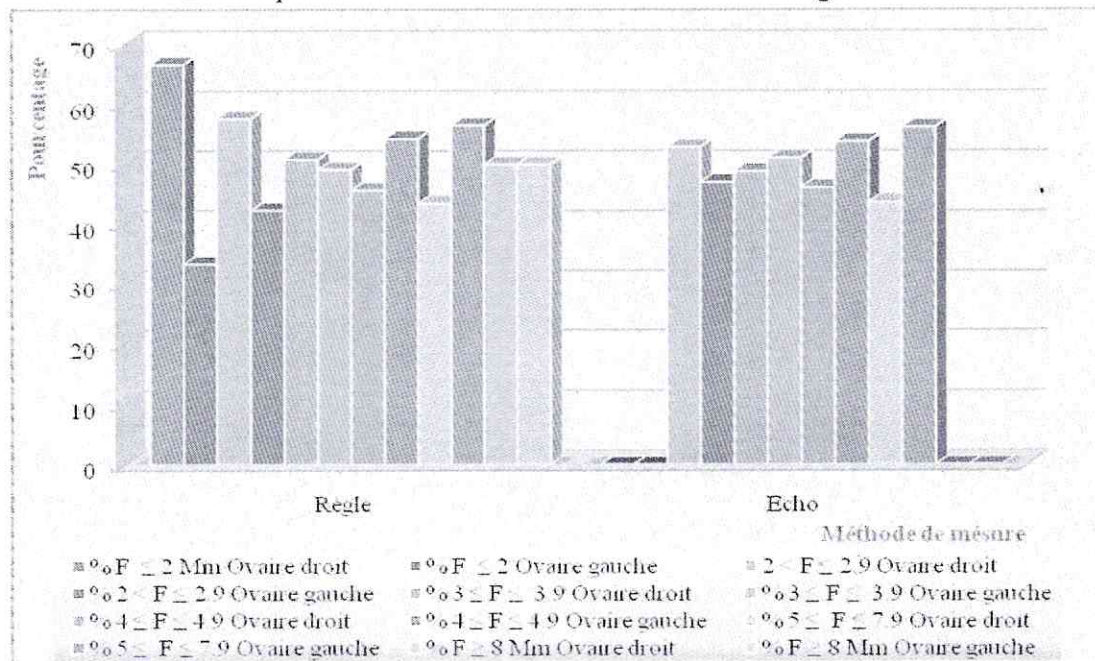


Figure I-5 : Répartition des follicules selon leur taille, mesurée par l'échographie et par la règle.

La figure ci-dessous montre la ressemblance des tailles des corps jaune prises par les deux méthodes de mesure.

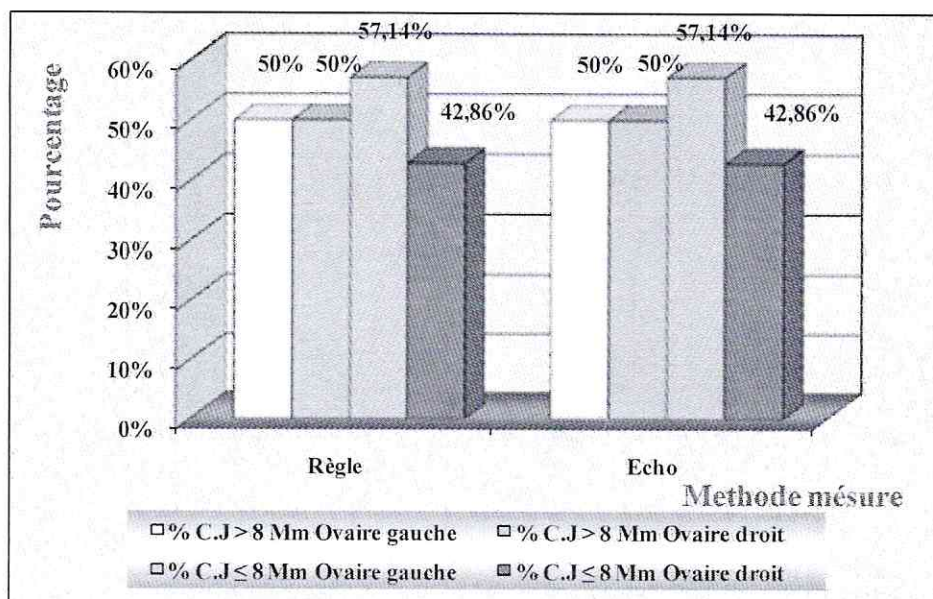


Figure I-3: Répartition des corps jaunes mesuré par l'échographie et la règle.

Le tableau ci-dessous illustre certaines images observées lors d'examen échographique des ovaires présentant des corps jaunes de différentes tailles:

Tableau I-4: Images échographiques des corps jaunes de différentes tailles.

| | C.J ≤ 8 | C.J > 8 |
|-----|--------------------------|----------------------------|
| OVD | <p>C.J de 5.8 mm</p> | <p>C.J de 8.1×6.7 mm</p> |
| OVG | <p>C.J de 4.3×3.4 mm</p> | <p>C.J de 11.2× 8.6 mm</p> |

Le tableau ci-dessous illustre certaines images observées par examen échographique et lors de mesure par la règle des follicules de différentes tailles:

Tableau I-7-a: Images échographiques des follicules de différentes tailles.

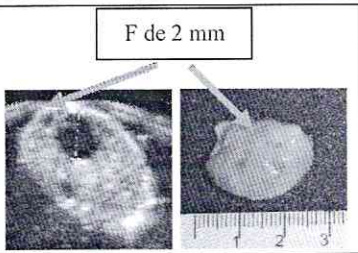
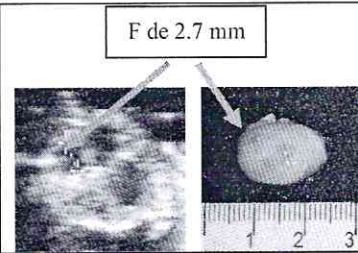
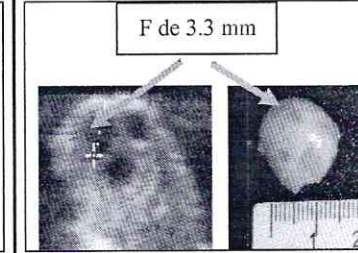
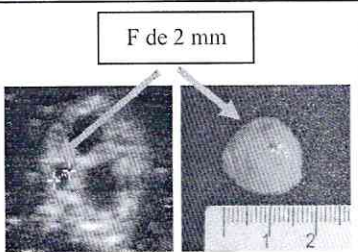
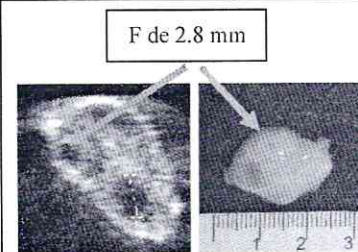
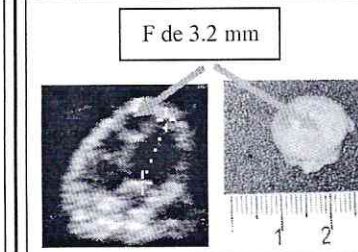
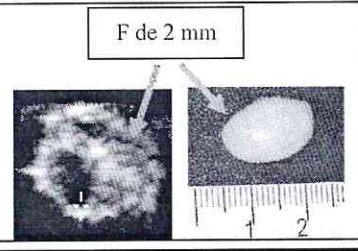
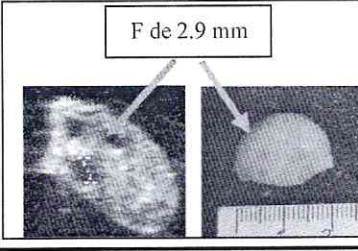
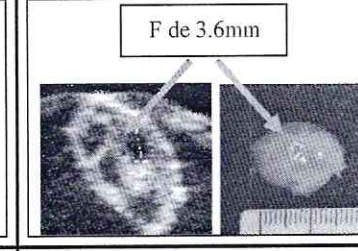
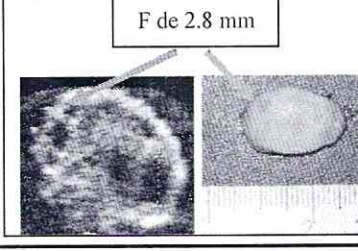
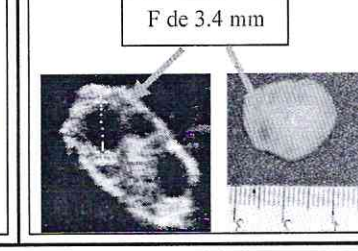
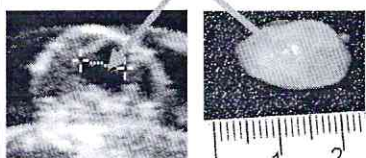
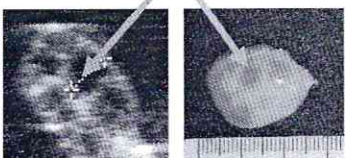
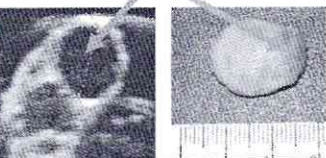

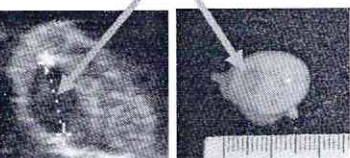
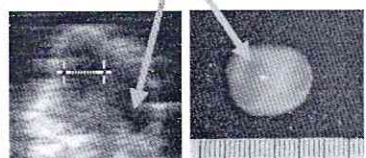
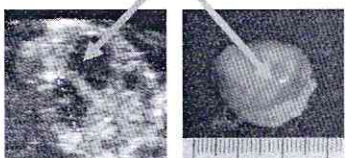
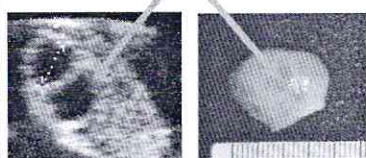
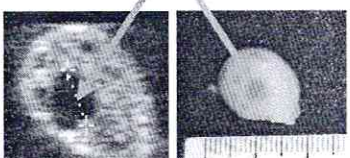
| Ovaire | $F \leq 2$ | $2 < F \leq 2.9$ | $3 \leq F \leq 3.9$ |
|----------|--|---|--|
| D | F de 2 mm  | F de 2.7 mm  | F de 3.3 mm  |
| | F de 2 mm  | F de 2.8 mm  | F de 3.2 mm  |
| G | F de 2 mm  | F de 2.9 mm  | F de 3.6 mm  |
| | / | F de 2.8 mm  | F de 3.4 mm  |

Tableau I-7-b: Images échographiques des follicules de différentes tailles.

| ovaire | $4 \leq F \leq 4.9$ | $5 \leq F \leq 7.9$ | $F \geq 8$ |
|----------|--|---|---|
| D | <p>F de 4.6 mm</p>  | <p>F de 5.1mm</p>  | <p>F de 8.1mm</p>  |
| | <p>F de 4.3 mm</p>  | <p>F de 6.1mm</p>  | / |
| G | <p>F de 4.9 mm</p>  | <p>F de 6.8 mm</p>  | / |
| | <p>F de 4.7 mm</p>  | <p>F de 5.4 mm</p>  | / |

CHAPITRE II

**UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE
POUR LE CONTROLE DE
L'ACTIVITE OVARIENNE**

II-A-LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION :

Cette partie du travail s'est déroulée dans la station expérimentale de l'université de Saad dahleb de Blida du 10/04/2007 jusqu'au 02/05/2007.

II-B-MATERIEL ET METHODES :

II-B-1-MATERIEL :

II-B-1-1-Animaux :

Un échantillon composé de 06 chèvres vides a été choisi au hasard du cheptel caprin de la station expérimentale de l'université de Blida. Nous signalons que les chèvres :

- Ont un âge moyen de 2,5 ans. Elles présentaient un poids moyen de 32.5 Kg et une note d'état corporel moyen de 2,25 points.
- Recevaient une alimentation à base de paille, de concentré, et elles étaient mises au pâturage durant la période de l'étude.
- Le déparasitage du cheptel caprin a été fait auparavant par le vétérinaire de la station, avec les antiparasitaires suivants (VALBENZEN^{ND (1)}) et (IVOMECS^{ND (2)}).

II-B-1-2-Appareillage et produits :

Pour l'examen échographique nous avons utilisés :

- Un échographe de type pie médicale 100 Lc pourvu d'une sonde bi fréquence 6/8 Mhz. (Photo II-1)



Photos II-1 Echographe Pie Médical 100 LC.

- Une cage de contention et de pesée des chèvres.
- Un tube de guidage (PVC).
- Des gants.
- Un gel lubrifiant.

II-B-2-METHODEES :

II-B-2-1-Examen échographique :

Nous avons utilisé la technique décrite par KHAN (1994). Les chèvres en position debout ont été placées dans un couloir de contention. La sonde bifréquence 6/8 MHz a été fixée à un tube de guidage (support en PVC) ce qui permet l'introduction de la sonde et sa manipulation externe. Après avoir été recouverte de gel la sonde est introduite délicatement dans le rectum jusqu'à l'observation de la vessie. Ensuite, le faisceau ultrasonore est dirigé vers la gauche puis la droite de la vessie, les ovaires peuvent ainsi être visualisés alternativement.

Pour l'interprétation des images échographique obtenus lors de la visualisation des ovaires, nous avons considéré que :

- Les follicules sont les structures anéchogènes, qui apparaissent noires à l'écran.
- Les corps jaunes sont les structures hypoéchogènes qui apparaissent relativement sombres (gris foncé).

A chaque observation, le nombre, et le diamètre de la cavité folliculaire et la position relative des follicules sont enregistrés sur une fiche de renseignement et sur disquettes et/ou un micro-ordinateur portable. Dans les cas où les follicules ne sont pas sphériques le plus grand diamètre est pris en considération. Les follicules sont rangés selon leurs tailles en six classes :

- Follicules ayant une taille ≤ 2 mm
- Follicules ayant une taille > 2 et $\leq 2,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 3 et $\leq 3,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 4 et $\leq 4,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 5 et $\leq 7,9$ mm.
- Follicules ayant une taille ≥ 8 mm.

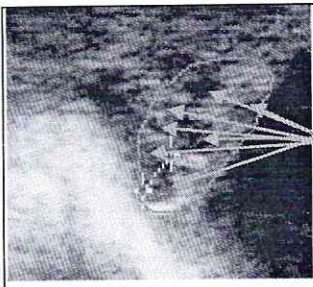

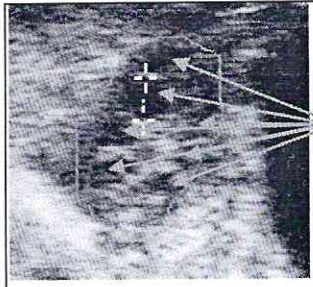
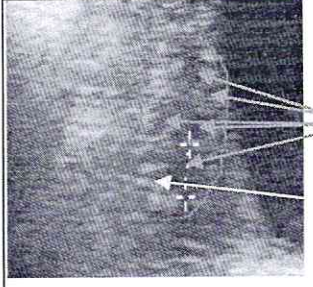


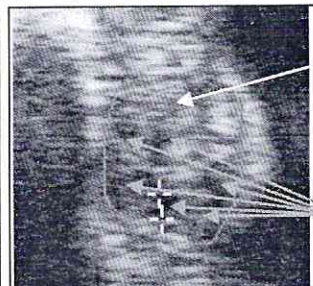
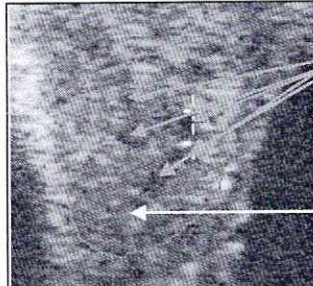

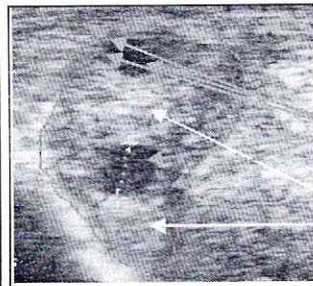
II-C-ANALYSE STATISTIQUES DES DONNEES :

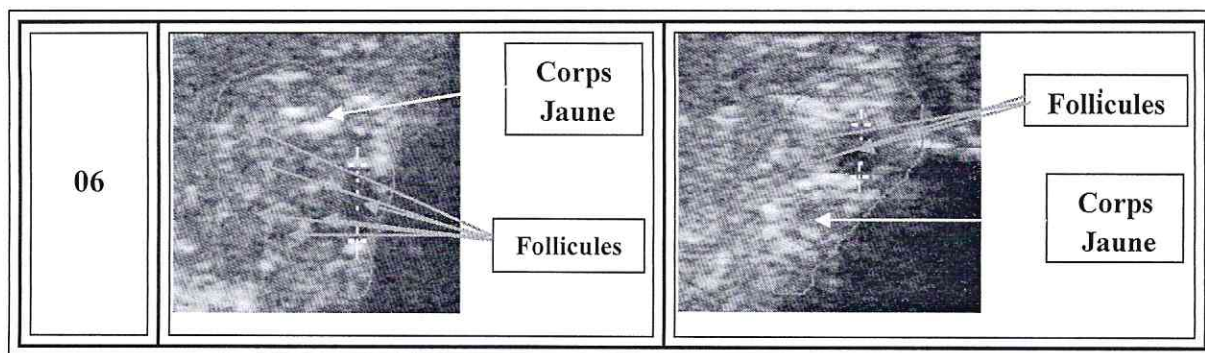
Les résultats de dénombrement et de mesure de la taille des follicules sont exprimés par la moyenne et l'écartype.

II-C-RESULTATS:

Les images obtenues lors des observations échographiques chez les chèvres sont reportées dans le tableau ci-dessous :

Tableau II-1 : Images échographiques chez les chèvres.

| | OVD | OVG |
|----|--|---|
| 01 |  <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> |
| 02 |  <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> <p>Corps Jaune</p> |
| 03 |  <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> |
| 04 |  <p>Corps Jaune</p> <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> <p>Corps Jaune</p> |
| 05 |  <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> <p>Corps Jaune</p> |



II-C-1-Détermination de la taille des structures ovariennes :

Les résultats de mesure de la taille des structures ovariennes (follicules et corps jaunes) sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau II-2 : résultats de mesure de taille des follicules et des corps jaunes.

| Numéro de chèvre | Follicules | | | | | | | | | | | | Corps jaune | |
|------------------|------------|-------------------|------------------|-------------------|---------------------|-------------------|---------------------|-------------------|---------------------|-------------------|------------|----------------|---------------------|-------------------|
| | $F \leq 2$ | | $2 < F \leq 2.9$ | | $3 \leq F \leq 3.9$ | | $4 \leq F \leq 4.9$ | | $5 \leq F \leq 7.9$ | | $F \geq 8$ | | $\geq 4 \text{ mm}$ | |
| | N | M, E | N | M, E | N | M, E | N | M, E | N | M, E | N | M, E | N | M, E |
| 1 | 2 | 1,85 ± 0,07 | 1 | 2,7 ± 00 | 4 | 3,35 ± 0,96 | 1 | 4,3 ± 00 | 6 | 5,98± 1,29 | 0 | 0 | 0 | 00 |
| 2 | 3 | 1,87 ± 0,06 | 1 | 2,7 ± 00 | 6 | 3,33 ± 0,87 | 4 | 4,65 ± 1,09 | 1 | 6,8 ± 00 | 0 | 0 | 1 | 4,2 ± 00 |
| 3 | 1 | 1,7 ± 00 | 5 | 2,58 ± 0,26 | 5 | 3,22 ± 0,90 | 5 | 4,48 ± 0,92 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 00 |
| 4 | 2 | 1,7 ± 00 | 4 | 2,63 ± 0,22 | 3 | 3,03 ± 0,06 | 2 | 4,3 ± 0,28 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 6 ± 0,99 |
| 5 | 3 | 1,73 ± 0,38 | 4 | 2,45 ± 0,35 | 1 | 3,4 ± 00 | 0 | 0 | 2 | 5,5 ± 0,57 | 1 | 8,1 ± 00 | 2 | 4,86 ± 0,92 |
| 6 | 2 | 1,45 ± 0,07 | 4 | 2,55 ± 0,3 | 4 | 3,43 ± 0,43 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 2 | 7 ± 2,69 |
| Total | 13 | 1,81 ± 0,18 | 19 | 2,57 ± 0,25 | 23 | 3,32 ± 0,29 | 12 | 4,49 ± 0,25 | 9 | 5,97 ± 0,94 | 1 | 8,1 ± 00 | 7 | 5,66 ± 1,46 |

Les résultats montrent que chez les chèvres, la taille moyenne des :

- Follicules ≤ 2 mm est de $1,81 \pm 0,18$ mm, cette taille varie de 1,45mm à 1,87mm.
- Follicules > 2 mm et $\leq 2,9$ mm est de $2,57 \pm 0,25$ mm, cette taille varie de 2,45mm à 2,7mm.
- Follicules ≥ 3 mm et $\leq 3,9$ mm est de $3,32 \pm 0,29$ mm, cette taille varie de 3,03mm à 3,43mm.
- Follicules ≥ 4 mm et $\leq 4,9$ mm est de $4,49 \pm 0,25$ mm, cette taille varie de 4,3mm à 4,65mm.
- Follicules ≥ 5 mm et $\leq 7,9$ mm est de $5,97 \pm 0,94$ mm, cette taille varie de 5,5mm à 6,8mm.
- Follicules ≥ 8 mm est de $8,1 \pm 0,0$ mm.
- Corps jaune ≥ 4 mm est de $5,66 \pm 1,46$ mm, cette taille varie de 4,2mm à 7mm.

La taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes pour les chèvres est illustrée dans la figure ci-dessous :

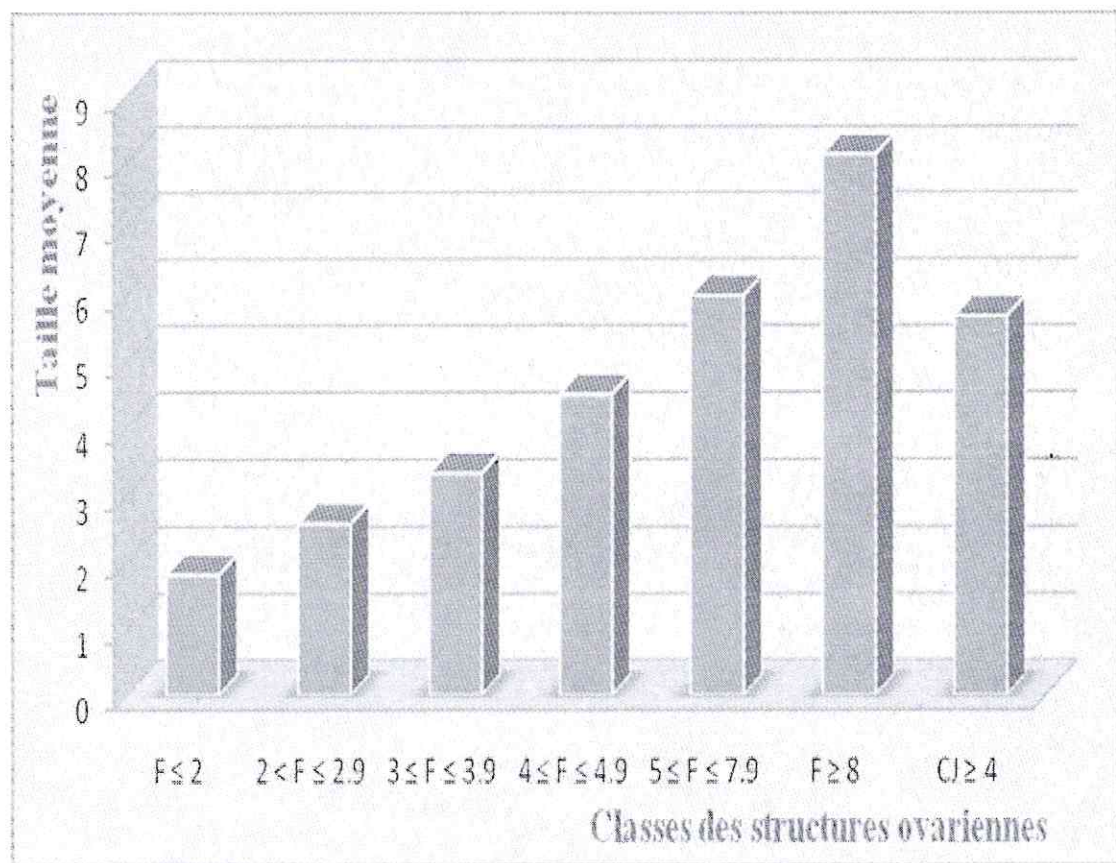


Figure II-1: Taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes.

II-C-2-Détermination du nombre des follicules :

Les résultats de dénombrement des follicules sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau II-3 : Résultats de dénombrement des structures ovariennes.

| Numéro de chèvre | follicules | | | | | | | | | | | | | |
|------------------|------------|-------|-------------|-------|-------------|-------|-------------|-------|-------------|-------|-----------|------|------------|-----|
| | F ≤ 2 | | 2 < F ≤ 2.9 | | 3 ≤ F ≤ 3.9 | | 4 ≤ F ≤ 4.9 | | 5 ≤ F ≤ 7.9 | | F ≥ 8 | | total | |
| | N | % | N | % | N | % | N | % | N | % | N | % | .N | % |
| 1 | 2 | 14,3 | 1 | 7,14 | 4 | 28,57 | 1 | 7,14 | 6 | 42,86 | 0 | 00 | 14 | 100 |
| 2 | 3 | 20 | 1 | 6,67 | 6 | 40 | 4 | 26,66 | 1 | 6,67 | 0 | 00 | 15 | 100 |
| 3 | 1 | 6,25 | 5 | 31,25 | 5 | 31,25 | 5 | 31,25 | 0 | 00 | 0 | 00 | 16 | 100 |
| 4 | 2 | 18,18 | 4 | 36,36 | 3 | 27,3 | 2 | 18,18 | 0 | 00 | 0 | 00 | 11 | 100 |
| 5 | 3 | 27,28 | 4 | 36,36 | 1 | 9,09 | 0 | 00 | 2 | 18,18 | 1 | 9,09 | 11 | 100 |
| 6 | 2 | 20 | 4 | 40 | 4 | 40 | 0 | 00 | 0 | 00 | 0 | 00 | 10 | 100 |
| Total | 13 | 16,88 | 19 | 24,78 | 23 | 29,87 | 12 | 15,58 | 9 | 11,69 | 1 | 1,29 | 77 | 100 |
| Moyen Ecartype | 2,17±0,75 | | 3,17±1,72 | | 3,83±1,72 | | 2±2,10 | | 1,5±2,35 | | 0,17±0,41 | | 12,83±2,48 | |

Les résultats montrent que chez les chèvres, le nombre moyen des :

- Follicules ≤ 2 mm est de 2,17±0,75, soit un taux de 16,88% (ce taux varie de 6,25% à 27,28%).
- Follicules > 2 mm et ≤ 2,9 mm est de 3,17±1,72, soit un taux de 24,78% (ce taux varie de 3,13 % à 40%).
- Follicules ≥ 3 mm et ≤ 3,9 mm est de 3,83±1,72, soit un taux de 29,87% (ce taux varie de 3,13% à 40%).
- Follicules ≥ 4 mm et ≤ 4,9 mm est de 2±2,10, soit un taux de 15,58% (ce taux varie de 00 % à 26,66%).
- Follicules ≥ 5 mm ≤ 7,9 mm est de 1,5±2,35, soit un taux de 11,69% (ce taux varie de 00% à 42,86%).
- Follicules ≥ 8mm est de 0,17±0,41, soit un taux de 1,29% (ce taux varie de 00% à 9,09%).

Le taux des follicules de différentes classes de taille est illustré dans la figure ci-dessous :

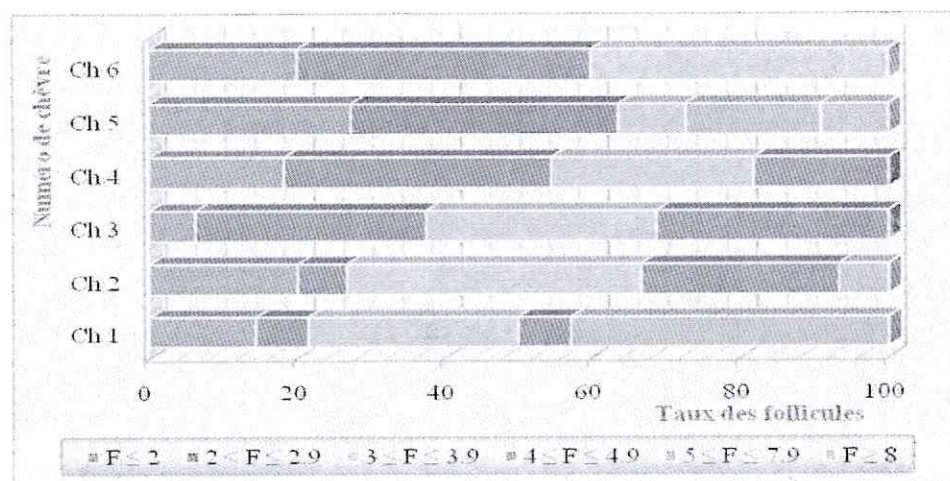


Figure II-2: Taux des follicules de différente classe de taille chez les chèvres.

CHAPITRE III

**CONTROLE DE L'ACTIVITE
OVARIENNE PAR L'ECHOGRAPHIE
APRES UN TRAITEMENT DE
SUPEROVULATION A BASE DE
PMSG**

III-A-LIEU DE L'EXPERIMENTATION :

Cette partie du travail s'est déroulée dans la station expérimentale de l'université de Saad dahleb de Blida du 06/05/2007 jusqu'au 04/06/2007.

III-B-MATERIEL ET METHODES :

III-B-1-MATERIEL :

III-B-1-1-Animaux :

Un échantillon composé de 03 chèvres vides et 02 boucs a été choisi au hasard du cheptel caprin de la station expérimentale de l'université de Blida. Nous signalons que :

1- Les chèvres :

- Ont un poids qui varie entre 24 kg et 37 kg avec une moyenne de 30,5 kg et une note d'état corporel moyen de 2,50.

2- Les boucs :

- Ont un poids qui varie entre 31 kg et 45 kg avec une moyenne de 38 kg et une note d'état corporel moyen de 3.

Les animaux étaient identifiées, séparées du troupeau et isolées pendant toute la période de l'étude et recevaient une alimentation constituée d'une ration de base composée de foin d'avoine et d'une ration complémentaire à base de concentré. Le déparasitage du cheptel caprin a été fait auparavant par le vétérinaire de la station, avec des antiparasitaires (*VALBENZEN*^{ND (1)} et (*IVOMEC*^{ND (2)}).

III-B-1-2-Produits et matériels :

III-B-1-2-1- Produits

III-B-1-2-1-1-Eponges vaginales :

Les éponges vaginales utilisées sont imprégnées chacune de 40 mg d'Acétate Fluro Gesterone (FGA), commercialisées sous le nom du (chronogest^{ND (3)}). Ces éponges en mousse de polyuréthane présentent à l'une de ses extrémités un fil qui permet leur retrait à la fin du traitement.

III-B-1-2-1-2-PMSG :

La PMSG (Prégnant Mare Sérum Gonadotropin) conditionnée dans des boîtes contenant des flacons de lyophilisat de dose 750 UI et des flacons de solvant, ce produit est commercialisé sous le nom du (folligon^{ND (4)}).

III-B-1-2-1-3-Antibiotiques et désinfectants :

Nous avons utilisés de la (terramycine^{ND (5)}) sous forme de spray et de la *Permanganate de potassium*.

VALBENZEN^{ND (1)} et *IVOMEC*^{ND (2)}: Laboratoire MERIAL. Pays-Bas.
CHRONOGEST^{ND (3)}: Laboratoire INTERVET. Pays-Bas

III-B-1-2-2-Matériels :

Pour l'examen échographique nous avons utilisés :

- Un échographe de type pie médical 100 muni d'une sonde bi fréquence 6/8.
- Une cage de contention et de pesée des chèvres.
- Un tube de guidage (PVC)

Pour la détection des chaleurs, deux tabliers ont été conçus pour les boucs.

III-B-2-METHODES :**III-B-2-1-Protocole de synchronisation et de superovulation :****III-B-2-1-a-La synchronisation des chaleurs :**

Consistait en la pose des éponges vaginales imprégnées de 40 mg de FAG pendant une durée de 11 jours.

III-B-2-1-a-1-Mode d'application des éponges :

Avant la mise en place de l'éponge vaginale pulvérisée avec de la terramycine dans le tube de l'applicateur celui-ci est nettoyé et désinfecté avec une solution a base de *Permanganate de potassium* (cf Photos III-1, III-2).

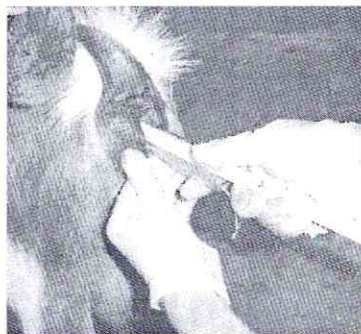


Photos III-1 pulvérisation de l'éponge vaginale.



Photos III-2 mise en place de l'éponge dans l'applicateur.

Après contention de la chèvre et désinfection de la vulve, l'applicateur lubrifier avec un gel et muni de l'éponge est introduit jusqu'au fond du vagin tout en évitant le traumatisme du méat urinaire (cf photo III-3). L'éponge est ainsi déposée. L'applicateur est ensuite retiré soigneusement lissant le fil lier a l'éponge entre les deux lèvres vulvaires permettant ainsi sont retrait ultérieur (cf photo III-4).



Photos III-3 Introduction de l'applicateur.



Photos III-4 le fil de retrait de l'éponge.

FOLLIGON ^{ND(4)}: Laboratoire INTERVET. Pays-Bas
TERRAMYCINE ^{ND(5)}: PFIZER animal Health S.A Belgique.

III-B-2-1-b- la superovulation :

24h avant le retrait des éponges vaginales chaque chèvre a reçu en intramusculaire une dose de 750 UI de PMSG. Le protocole de synchronisation et de superovulation est illustré dans le schéma ci-dessous, (Figure III-1).

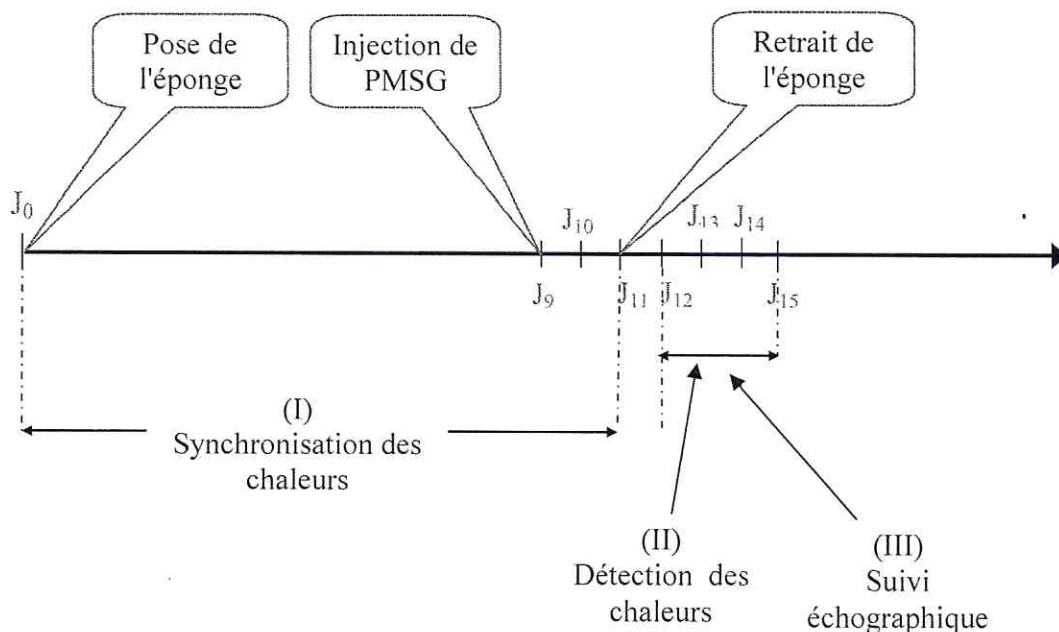


Figure III-1 : schéma représentative du protocole de synchronisation des chaleurs et de superovulation.

III-B-2-2-La détection des chaleurs :

La détection a débuté 24 h après le retrait des éponges soit J_{12} (à 7H : 00 du matin) et s'est terminée le J_{14} (à 14H : 00 du soir), a raison de deux détections par jours. La durée de l'observation été de 30 à 40 minutes. Le schéma ci-dessous montre les moments de détection des chaleurs, (Figure III-2).

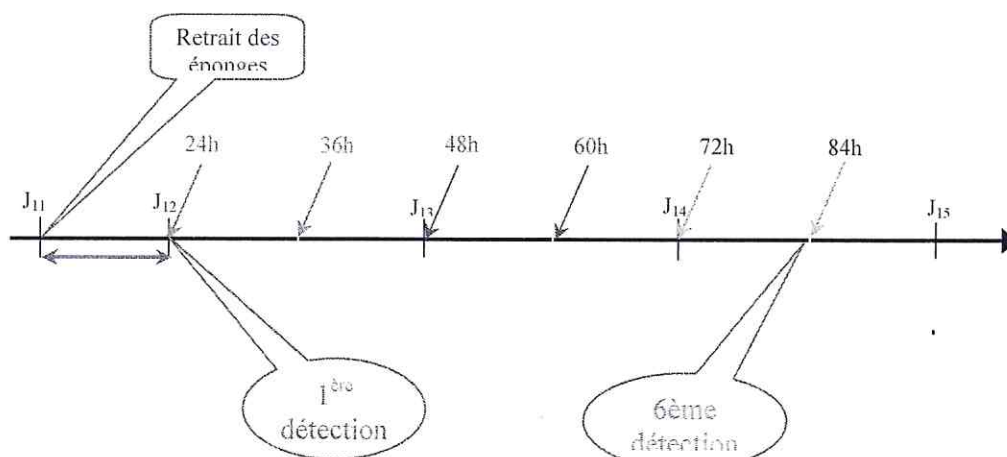


Figure III-2 Schéma représentatif des moments de détection des chaleurs.

La détection des chaleurs consistait à introduire un bouc muni d'un tablier. Toute femelle restant immobile lors du chevauchement par le bouc était considérée en chaleurs (cf photo III-5). Les chèvres détectées en chaleur sont isolées afin d'éviter la saillie.



Photo III-5 Acceptation du chevauchement.

III-C-LE SUIVI ECHOGRAPHIQUE :

Des observations échographiques transrectale ont été réalisées durant la même période de détection des chaleurs c'est-à-dire 24 h ,48 h et 72h après le retrait des éponges soient J₁₂, J₁₃, J₁₄

Les chèvres en position debout ont été placées dans un couloir de contention. La sonde bi fréquence 6/8 MHz a été fixée a un tube de guidage (support en PVC) ce qui permet l'introduction de la sonde et sa manipulation externe. Après avoir été recouverte de gel la sonde est introduite délicatement dans le rectum jusqu'à l'observation de la vessie. Ensuite, le faisceau ultrasonore est dirigé vers la gauche puis la droite de la vessie, les ovaires peuvent ainsi être visualisés alternativement.

A chaque observation, le nombre, diamètre de la cavité folliculaire et la position relatif des follicules sont enregistré sur une fiche de renseignement et sur disquettes et/ou un micro-ordinateur portable. Dans les cas ou les follicules ne sont pas sphérique la moyenne du diamètre est prise en considération. Les follicules sont rangés selon leurs tailles en quatre classes :

- Petits follicules à diamètres de $2 \leq F < 3$.
- Follicules des tailles moyennes à diamètres de $3 \leq F < 4$.
- Gros follicules à diamètres de $4 \leq F < 5$.
- Plus gros follicules à diamètre de $F \geq 5$.

III-D-ANALYSE STATISTIQUES DES DONNEES :

Les résultats de dénombrement et de mesure de la taille des follicules sont exprimés par la moyenne et l'ecartype.

III-D-1-LES RESULTATS DE DETECTION DES CHALEURS :

Les résultats de la détection des chaleurs des chèvres superovulées sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau III-1 : Résultats de la détection des chaleurs.

| | Heures après retrait | | | | | |
|----|----------------------|-----|-----|-------|-------|-----|
| | 24h | 36h | 48h | 60h | 72h | 84h |
| Nb | 2 | 3 | 3 | 2 | 1 | 0 |
| % | 66.66 | 100 | 100 | 66.66 | 33.33 | 0 |

Les résultats montrent que :

- 66,66% soit 02 chèvres ont exprimées des chaleurs à 24h après le retrait de l'éponge.
- 100% soit 03 chèvres ont exprimées des chaleurs à 36h et 48h après le retrait de l'éponge.
- 66,66% soit 02 chèvres ont continuées à exprimer des chaleurs à 60h après le retrait de l'éponge.
- 33,33% soit 01 chèvre resté en chaleurs à 72h après retrait de l'éponge et aucune chèvre n'a été détectée en chaleurs à 84h.

La figure ci-dessous illustre l'expression des chaleurs des chèvres selon l'heure de détection.

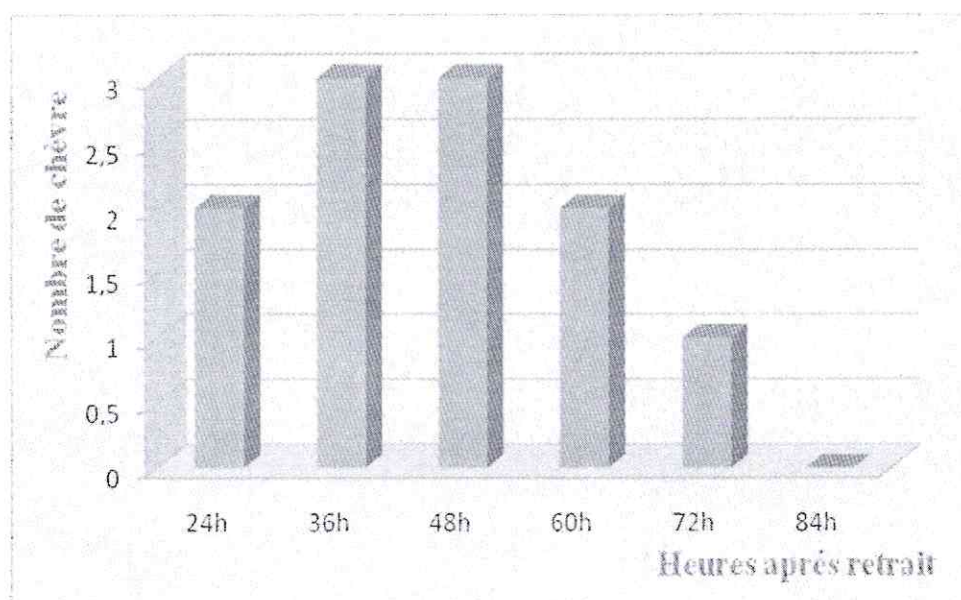
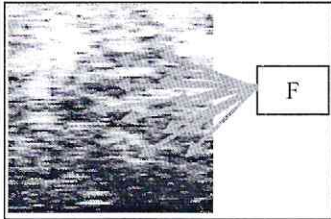
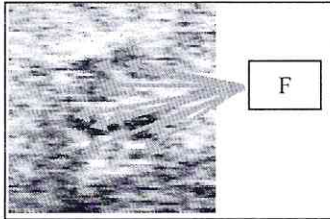
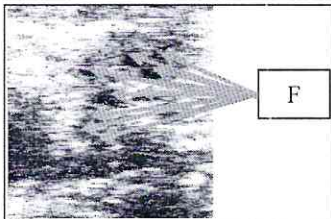
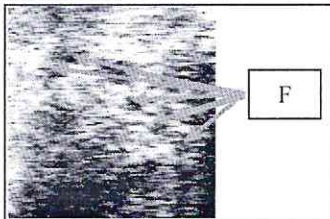
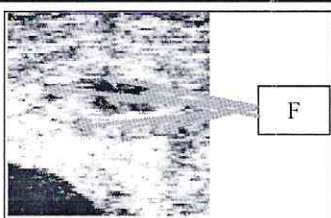
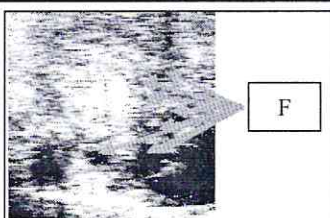
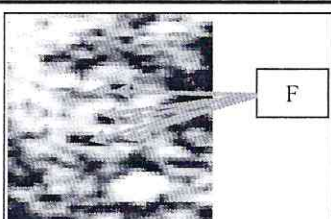
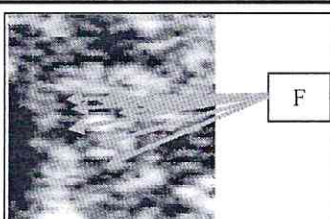
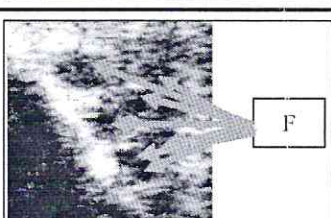
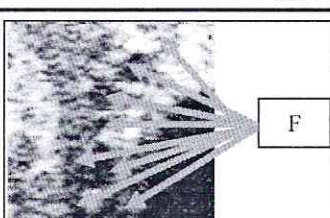


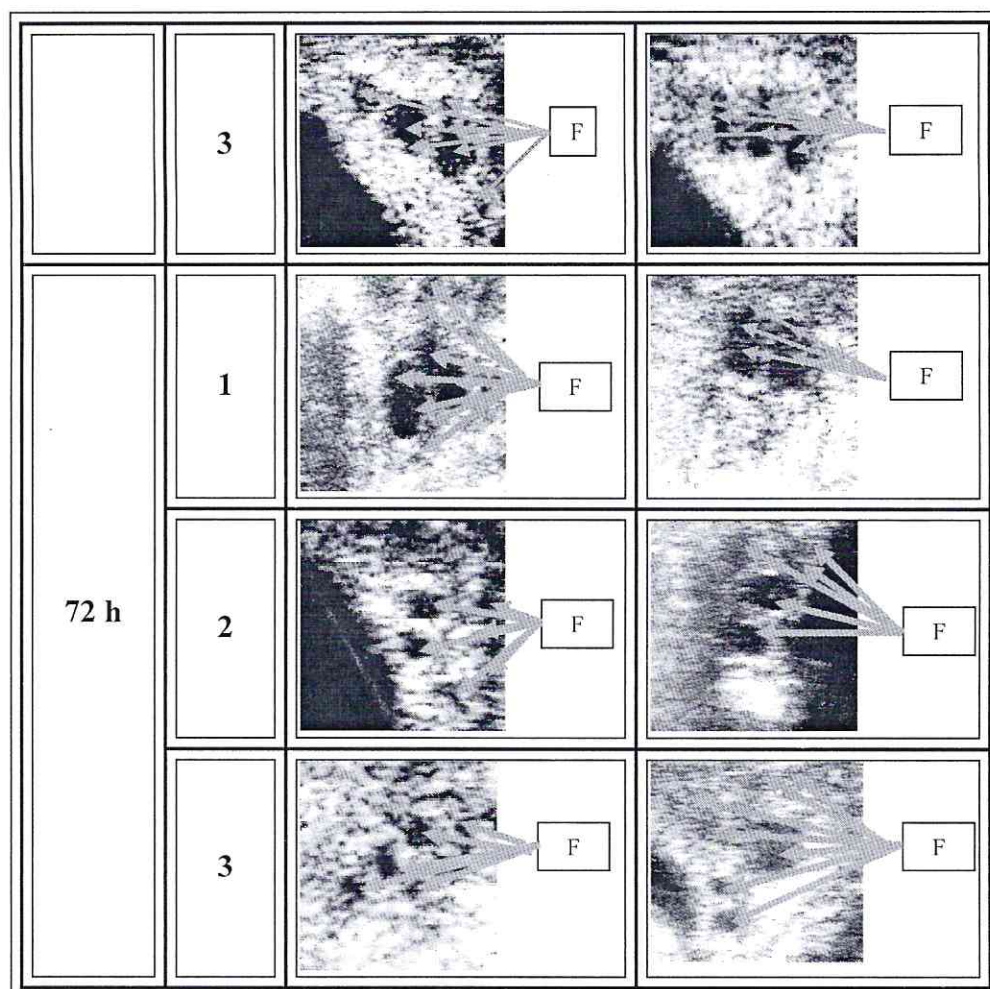
Figure III-3 : Expression des chaleurs aux différents moments de détection.

**III-D-2-LES RESULTATS DE DENOMBREMENT ET DE MESURE DE TAILLE
DES FOLLICULES PAR L'ECHOGRAPHIE :**

Dans le tableau ci-dessous ont été regroupés les images obtenues lors des observations échographiques transrectaux faites à 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale.

Tableau III-2: Images échographiques obtenues à 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale.

| Heures après retrait | N° de chèvre | OVAIRE DROIT | OVAIRE GAUCHE |
|----------------------|--------------|---|---|
| 24 h | 1 |  |  |
| | 2 |  |  |
| | 3 |  |  |
| 48 h | 1 |  |  |
| | 2 |  |  |



III-D-2-1- RESULTATS DE DENOMBREMENT POUR LES CHEVRES :

Les résultats dénombrement des follicules pour les chèvres après un traitement de super ovulation à base de PMSG sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau III-3 : Nombre et moyenne des follicules des chèvres après un traitement de super ovulation à base de PMSG.

| Nombre de chèvre | Nombre de follicules | | |
|------------------|----------------------|-------------------|-------------------|
| | 24h après retrait | 48h après retrait | 72h après retrait |
| 1 | 18 | 16 | 15 |
| 2 | 17 | 14 | 9 |
| 3 | 10 | 11 | 9 |
| Moyenne | 15±4,36 | 13,67±2,52 | 11±3,46 |

Ce tableau montre que le nombre moyen des follicules :

- 24h après le retrait de l'éponge est de 15 ($\pm 4,36$).
- 48h après le retrait de l'éponge est de 13,67 ($\pm 2,52$).
- 72h après le retrait de l'éponge est de 11 ($\pm 3,46$).

La figure ci-dessous montre la répartition du nombre moyen des follicules des chèvres selon le moment de l'observation échographique.

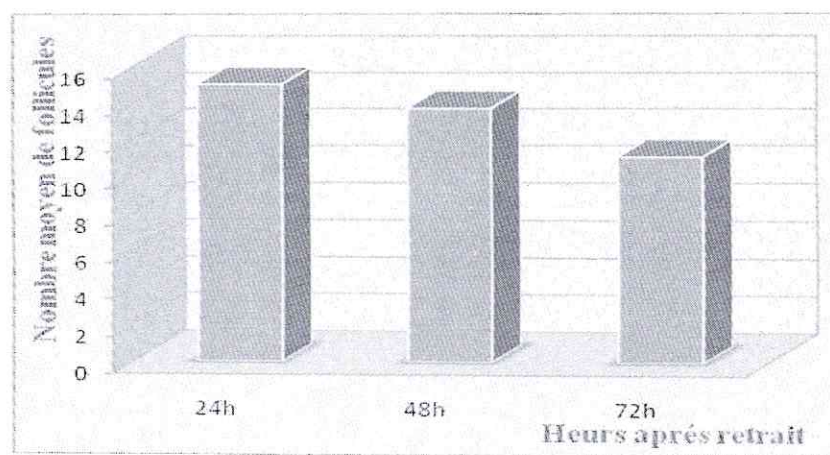


Figure III-4 : Nombre moyen des follicules à 24 h ,48h et 72h après retrait de l'éponge chez les chèvres.

III-D-2-1-1-LE DENOMBREMENT DES FOLLICULES :

Les résultats de dénombrement des follicules sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau III-4: Résultats de dénombrement des follicules après un traitement de super ovulation à base de PMSG.

| Numéro de chèvre | Nombre des follicules | | Nombre moyen des follicules après 24h | Nombre des follicules | | Nombre moyen des follicules après 48h | Nombre des follicules | | Nombre moyen des follicules après 72h |
|-----------------------|-----------------------|-----|---------------------------------------|-----------------------|---------------|---------------------------------------|-----------------------|---------------|---------------------------------------|
| | OVD | OVG | | OVD | OVG | | OVD | OVG | |
| 1 | 10 | 8 | 9± 1,41 | 8 | 8 | 8±0 | 8 | 7 | 7,5± 0,71 |
| 2 | 11 | 6 | 8,5± 3,54 | 6 | 8 | 7± 1,41 | 4 | 5 | 4,5± 0,71 |
| 3 | 3 | 7 | 5± 2,83 | 7 | 4 | 5,5± 2,12 | 4 | 5 | 4,5± 0,71 |
| Moyenne et écart type | 8± 4,36 | 7±1 | 7,5± 2,88 | 7±1 | 6,67± 2,31 | 6,83± 1,60 | 5,33± 2,31 | 5,67± 1,15 | 5,5± 1,64 |

Les résultats montrent que pour l'ensemble des chèvres, le nombre moyen des follicules observés à:

- 24h après retrait de l'éponge est de 7,5±2,88, ce nombre a varié entre chèvre de 5 à 9.
- 48h après retrait de l'éponge est de 6,83±1,60, ce nombre a varié entre chèvre de 5,5 à 8.
- 72h après retrait de l'éponge est de 5,5±1,64, ce nombre a varié entre chèvre de 4,5 à 7,5.

La distribution du nombre de follicules observés par l'échographie pour les trois chèvres à 24h, 48h et 72h est représentée dans la figure ci-dessous.

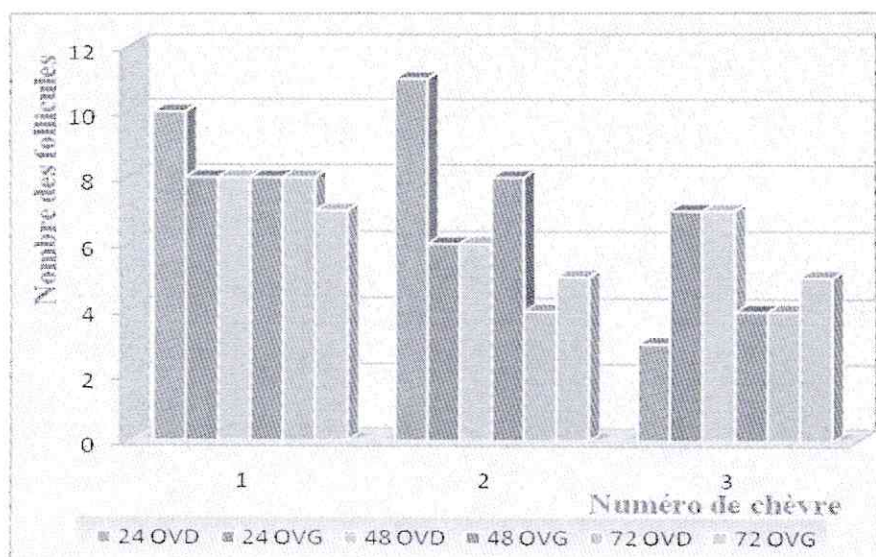


Figure III-5 : Distribution du nombre des follicules observés par échographie à 24 h, 48h et 72h.

III-D-2-1-2-LA MESURE DE TAILLE DES FOLLICULES :

III-D-2-1-2-a- La classification des follicules selon leurs tailles à 24h après le retrait de l'éponge vaginale est reportée dans le tableau ci-dessous :

Tableau III-5: Taux moyen des follicules de différente taille à 24h, après le retrait de l'éponge.

| Numéro de chèvre | Follicules 24 h après retrait | | | | | | | |
|------------------|-------------------------------|-------|----------------|-------|-----------------|-------|-----------------|-----|
| | $2 \leq F < 3$ | | $3 \leq F < 4$ | | $4 \leq F < 5$ | | $F \geq 5$ | |
| | NB | % | NB | % | NB | % | NB | % |
| 1 | 11 | 39,29 | 6 | 66,67 | 1 | 14,29 | 0 | 00 |
| 2 | 10 | 35,71 | 2 | 22,22 | 4 | 57,14 | 1 | 100 |
| 3 | 7 | 25 | 1 | 11,11 | 2 | 28,57 | 0 | 00 |
| Total | NB | 28 | 9 | 7 | 1 | | | |
| | % | 62,22 | 20 | 15,56 | 2,22 | | | |
| Moyenne | $9,33 \pm 2,08$ | | $3 \pm 2,65$ | | $2,33 \pm 1,53$ | | $0,33 \pm 0,58$ | |

Le taux moyen des follicules ayant différentes tailles à 24h, après le retrait de l'éponge vaginale est reporté dans le tableau ci-dessous :

Tableau III.6: Tailles des follicules à 24h après le retrait de l'éponge

| Numéro de chèvre | Follicules 24 h après retrait | | | | | | | |
|------------------|-------------------------------|-----------|----------------|-----------|----------------|-----------|------------|-------|
| | $2 \leq F < 3$ | | $3 \leq F < 4$ | | $4 \leq F < 5$ | | $F \geq 5$ | |
| | NB | Moy | NB | Moy | NB | Moy | NB | Moy |
| 1 | 11 | 2,35±0,29 | 6 | 3,28±0,63 | 1 | 4,1±0 | 0 | 0 |
| 2 | 10 | 2,53±0,26 | 2 | 3,5±0,69 | 4 | 4,53±0,90 | 1 | 5,1±0 |
| 3 | 7 | 2,31±0,18 | 1 | 3,6±0 | 2 | 4,2±1,84 | 0 | 0 |
| Total | 28 | 2,41±0,26 | 9 | 3,48±0,33 | 7 | 4,37±0,34 | 1 | 5,1±0 |

Ce tableau montre que pour les trois chèvres, le taux moyen des :

- Follicules $\geq 2\text{mm}$ et $< 3\text{mm}$ est de $9,33 \pm 2,08$.
- Follicules $\geq 3\text{mm}$ et $< 4\text{mm}$ est de $3 \pm 2,65$.
- Follicules $\geq 4\text{mm}$ et $< 5\text{mm}$ est de $2,33 \pm 1,53$.
- Follicules $\geq 5\text{mm}$ est de $0,33 \pm 0,58$.

Le taux moyen des follicules de différente taille à 24 h après le retrait de l'éponge est illustré dans les figures ci-dessous :

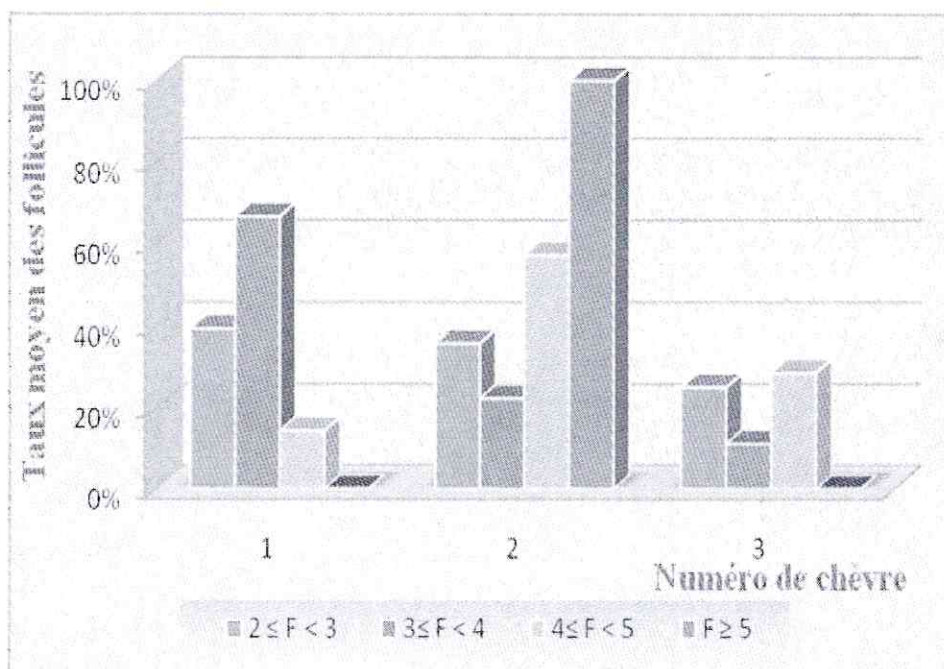


Figure III-6 : Répartition des taux moyens des follicules de différente taille à 24h après le retrait de l'éponge vaginale.

III-D-2-1-2-b- La classification des follicules selon leurs tailles à 48h après le retrait de l'éponge vaginale est reportée dans le tableau ci-dessous :

Tableau III-7: Taux moyen des follicules de différente taille à 48h, après le retrait de l'éponge.

| Numéro de chèvre | Follicules 48 h après retrait | | | | | | | |
|------------------|-------------------------------|-------|----------------|-------|------------------|-------|---------------|-------|
| | $2 \leq F < 3$ | | $3 \leq F < 4$ | | $4 \leq F < 5$ | | $F \geq 5$ | |
| | NB | % | NB | % | NB | % | NB | % |
| 1 | 5 | 38,46 | 1 | 11,11 | 6 | 46,15 | 4 | 66,66 |
| 2 | 5 | 38,46 | 5 | 55,56 | 3 | 23,08 | 1 | 16,67 |
| 3 | 3 | 23,08 | 3 | 33,33 | 4 | 30,77 | 1 | 16,67 |
| Total | NB | 13 | 9 | 13 | 6 | | | |
| | % | 31,71 | 21,95 | 31,71 | 14,63 | | | |
| Moyenne | 4,33±1,15 | | 3±2 | | 4,33±1,53 | | 2±1,73 | |

Le taux moyen des follicules ayant différentes tailles à 48h, après le retrait de l'éponge vaginale est reporté dans le tableau ci-dessous :

Tableau III.8: Tailles des follicules à 48h après le retrait de l'éponge.

| Numéro de chèvre | Follicules 48 h après retrait | | | | | | | |
|------------------|-------------------------------|-----------|----------------|-----------|----------------|-----------|------------|-----------|
| | $2 \leq F < 3$ | | $3 \leq F < 4$ | | $4 \leq F < 5$ | | $F \geq 5$ | |
| | NB | Moy | NB | Moy | NB | Moy | NB | Moy |
| 1 | 5 | 2,58±0,26 | 1 | 3,6±0 | 6 | 4,53±0,27 | 4 | 5,6±0,64 |
| 2 | 5 | 2,62±0,24 | 5 | 3,4±0,25 | 3 | 4,4±0,44 | 1 | 5,2±0 |
| 3 | 3 | 2,6±0,26 | 3 | 3,4±0,4 | 4 | 4,28±0,24 | 1 | 5,5±0 |
| Total | 13 | 2,6±0,23 | 9 | 3,42±0,28 | 13 | 4,42±0,30 | 6 | 5,51±0,52 |

Ce tableau montre que pour les trois chèvres, le nombre moyen des :

- Follicules $\geq 2\text{mm}$ et $< 3\text{mm}$ est de $4,33 \pm 1,15$.
- Follicules $\geq 3\text{mm}$ et $< 4\text{mm}$ est de 3 ± 2 .
- Follicules $\geq 4\text{mm}$ et $< 5\text{mm}$ est de $4,33 \pm 1,53$.
- Follicules $\geq 5\text{mm}$ est de $2 \pm 1,73$.

Le taux moyen des follicules de différentes tailles à 48h après le retrait de l'éponge est illustré dans les figures ci-dessous :

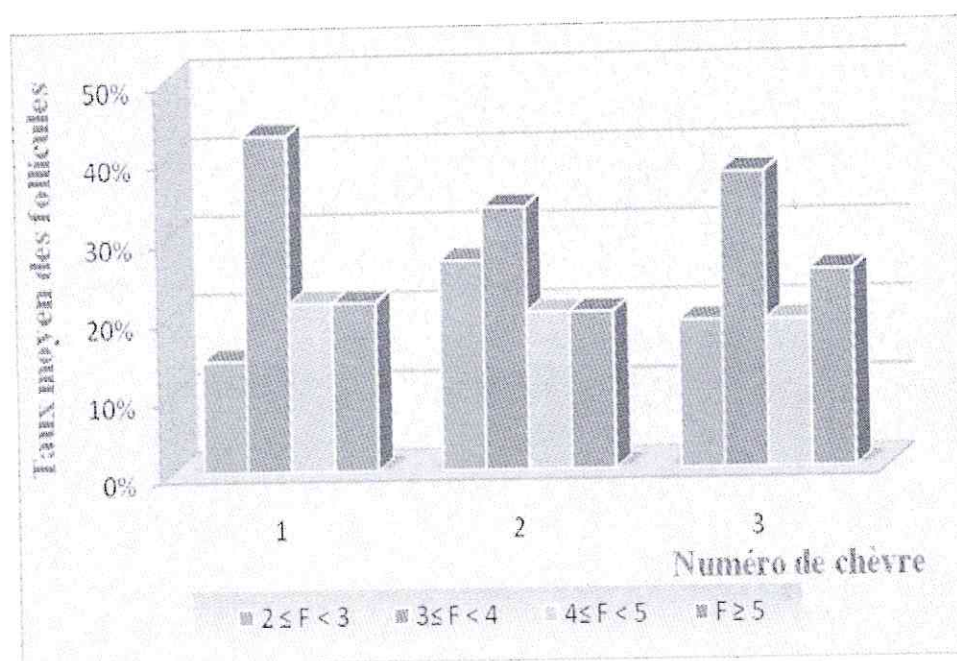


Figure III-7 : Répartition des taux moyens des follicules de différentes tailles à 48h après le retrait de l'éponge vaginale.

III-D-2-1-2-c- La classification des follicules selon leurs tailles à 72h après le retrait de l'éponge vaginale est reportée dans le tableau ci-dessous :

Tableau III-9: Taux moyen des follicules de différente taille à 72h, après le retrait de l'éponge.

| Numéro de chèvre | Follicules 72 h après retrait | | | | | | | |
|------------------|-------------------------------|-------|-----------------|-------|-----------------|-------|--------------|-------|
| | $2 \leq F < 3$ | | $3 \leq F < 4$ | | $4 \leq F < 5$ | | $F \geq 5$ | |
| | NB | % | NB | % | NB | % | NB | % |
| 1 | 1 | 33,33 | 2 | 25 | 3 | 42,86 | 9 | 60 |
| 2 | 1 | 33,33 | 2 | 25 | 2 | 28,57 | 4 | 26,67 |
| 3 | 1 | 33,33 | 4 | 50 | 2 | 28,57 | 2 | 13,33 |
| Total | NB | 3 | 8 | 7 | 15 | | | |
| | % | 9,09 | 24,24 | 21,21 | 45,45 | | | |
| Moyenne | 1 ± 0 | | $2,67 \pm 1,15$ | | $2,33 \pm 0,58$ | | $5 \pm 3,61$ | |

Le taux moyen des follicules ayant différentes tailles à 72h, après le retrait de l'éponge vaginale est reporté dans le tableau ci-dessous :

Tableau III.10: Tailles des follicules à 72h après le retrait de l'éponge

| Numéro de chèvre | Follicules 72 h après retrait | | | | | | | |
|------------------|-------------------------------|-----------|----------------|-----------|----------------|-----------|------------|-----------|
| | $2 \leq F < 3$ | | $3 \leq F < 4$ | | $4 \leq F < 5$ | | $F \geq 5$ | |
| | NB | Moy | NB | Moy | NB | Moy | NB | Moy |
| 1 | 1 | 2,9±0 | 2 | 3,55±0,07 | 3 | 4,63±1,74 | 9 | 6,61±1,58 |
| 2 | 1 | 2,2±0 | 2 | 3,45±0,21 | 2 | 4,5±1,62 | 4 | 6,7±1,55 |
| 3 | 1 | 2,8±0 | 4 | 3,5±0,24 | 2 | 4,3±1,34 | 2 | 6,5±1,35 |
| Total | 3 | 2,63±0,38 | 8 | 3,5±0,19 | 7 | 4,5±0,22 | 15 | 6,62±1,05 |

Ce tableau montre que pour les trois chèvres, le nombre moyen des :

- Follicules $\geq 2\text{mm}$ et $< 3\text{mm}$ est de 1 ± 0 .
- Follicules $\geq 3\text{mm}$ et $< 4\text{mm}$ est de $2,67 \pm 1,15$.
- Follicules $\geq 4\text{mm}$ et $< 5\text{mm}$ est de $2,33 \pm 0,58$.
- Follicules $\geq 5\text{mm}$ est de $5 \pm 3,61$.

Le taux moyen des follicules de différentes tailles à 72h après le retrait de l'éponge est illustré dans les figures ci-dessous :

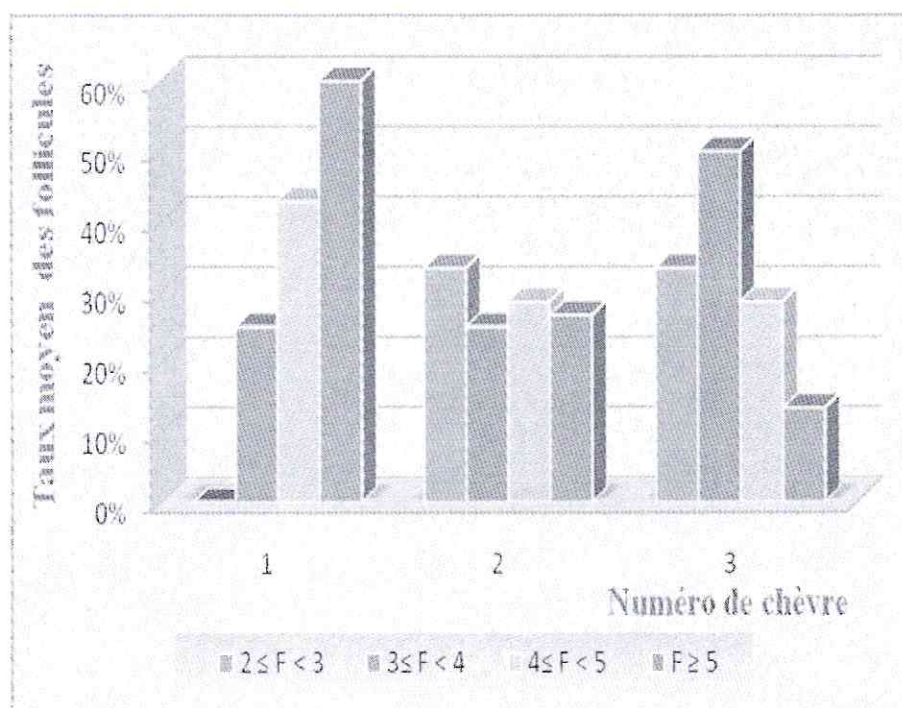


Figure III-8 : Répartition des taux moyens des follicules de différentes tailles à 72h après le retrait de l'éponge vaginale.

CHAPITRE IV

**UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE
POUR LE CONTROLE DE
L'ACTIVITE OVARIENNE**

IV-A-LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION :

Cette partie du travail s'est déroulée dans la station expérimentale de l'université de Saad dahleb de Blida le 16 et 17 /05/2007.

IV-B-MATERIEL ET METHODES :

IV-B-1-MATERIEL :

IV-B-1-1-Animaux :

Trois chèvres vides choisies au hasard du cheptel caprin de la station expérimentale de l'université de Blida ont fait l'objet de cette étude. Nous signalons que les chèvres identifiées :

- Ont un âge moyen de 2,5 ans et présentaient un poids corporel moyen de 30,5 kg et une note corporelle moyenne de 2,50 point.
- Recevaient une alimentation constituée d'une ration de base composée de foin d'avoine et d'une ration complémentaire à base de concentré.

IV-B-1-2-Matériel endoscopique :

- Une table de contention inclinable
- Endoscope avec vision directe (0°), diamètre externe 6,5 mm (STORZ) (Photo IV-1).

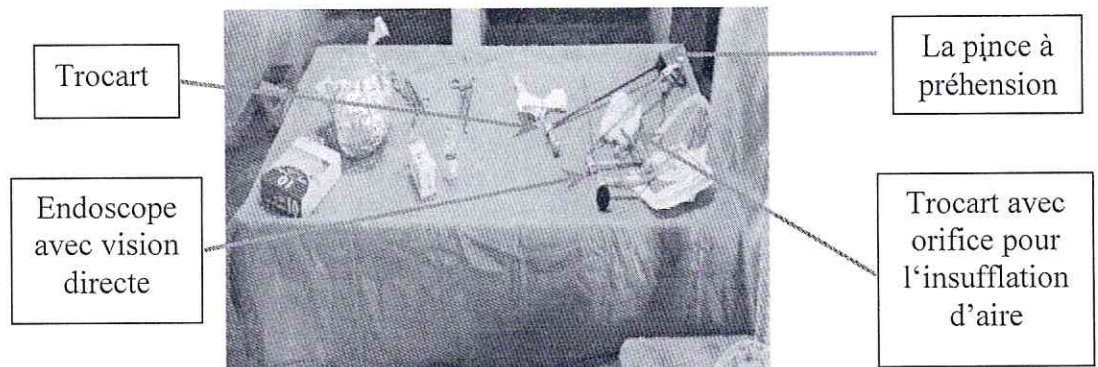


Photo IV-1 Endoscope à vision direct.

- Générateur de lumière froide à intensité variable (STORZ) (Photo IV-2).

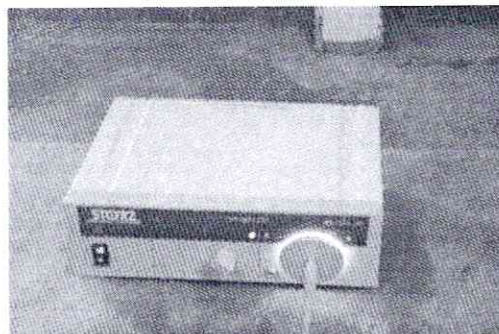


Photo IV-2 Générateur de lumière froide.

- Câble de fibre optique (STORZ).
- Trocart avec canule à piston et orifice pour l'insufflation d'aire (trocart de 7mm de diamètre recevant l'endoscope) (STORZ).
- Trocart avec canule de 5,5 mm recevant la pince à préhension (STORZ).
- Pompe avec filtre et commande de pompe au pied (STORZ).
- Tuyau de connexion entre la pompe et le robinet d'arrivée de l'aire fixé sur le trocart recevant l'endoscope.
- Pistolet d'insémination intra-utérine.
- Pince à préhension atraumatique.

IV-B-1-3-Matériel et produits de préparation du champ opératoire :

- Savon et éponge.
- Rasoir et lame de rasoir.
- Champs de tissu.
- Pincettes pour la fixation des champs.
- Alcool iodé.
- Alcool chirurgical.
- Matériels et produits nécessaires pour la réalisation de sutures (fil de suture non résorbable «Vicryl décimale 3 », aiguillé de suture).
- Antibiotique injectable et pour la pulvérisation sur les sites de ponction de l'abdomen (terramycine)
- Anesthésie locale (xylocaïne à 2%)

IV-B-2-METHODES :

IV-B-2-1-Préparation des animaux et du champ opératoire :

Les chèvres étaient mises à la diète hydrique 12 heures la veille au soir de l'examen laparoscopique.

Le jour de l'intervention, une contention était réalisée à l'aide d'une table à plan inclinable permettant de préparer l'animal dans un local séparé du local de l'intervention (Photo IV-3).



Photo IV-3 Contention de la chèvre à l'aide d'une table à plan inclinable

Une fois, la chèvre en décubitus dorsal sur la table, la région abdominale ventro-caudale juste cranialement de la mamelle est nettoyé avec du savon et rasée.

L'animal était ensuite conduit sur la table dans le local de l'intervention et incliné la tête en bas avec un angle de 45 ° à 60° par rapport a l'horizontale afin de faciliter l'observation du tractus génital sous endoscopie.

Le champ de tissu était fixé au membres postérieur de l'animal a l'aide de deux pinces, laissant ainsi apparaître la région rasée.

Le site opératoire est ainsi désinfecté deux fois avec une solution alcoolique puis aspergé d'une solution iodée. Une anesthésie locale était ensuite réalisée aux points d'insertion des deux trocarts à l'aide de Xylocaine à 2% à la dose de 0,5ml.

IV-B-2-2-Examen laparoscopique :

Deux incisions de la peau abdominale ventrale étaient effectuées 5 à 7 cm cranialement à la mamelle et 3 à 4 cm latéralement de la ligne blanche afin de pouvoir insérer les deux trocarts.

Un premier trocart de 7 mm de diamètre était d'abord mis en place au niveau de la première incision afin de pouvoir insérer l'optique de l'endoscope et insuffler de l'aire dans l'abdomen. Cela créait un pneumopéritoine et permettait de mieux observer l'appareil génital de la chèvre. Puis un trocart de 5mm de diamètre était mis en place au niveau de la deuxième incision pour y insérer une pince atraumatique ou le pistolet d'insémination intra-utérine permettant la manipulation des ovaires (Photo IV-4).

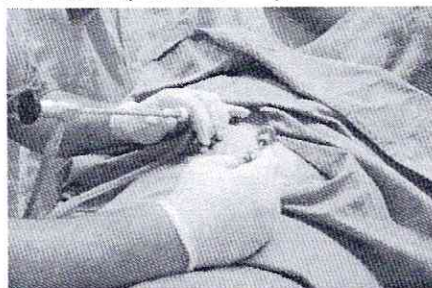


Photo IV-4 Insertion des trocarts et de l'endoscope.

Une fois que les ovaires étaient repérés, un dénombrement et une estimation de la taille des organites présents sur les deux ovaires étaient réalisés.

En fin, la pince atraumatique, les canules des deux trocarts et l'endoscope sont retirés. La peau abdominale était ensuite suturée au niveau des incisions d'insertion des trocarts à l'aide d'un fil non résorbable (Vicryl décimale 3) en point simple (1 à 2 points), (Photo IV-5).

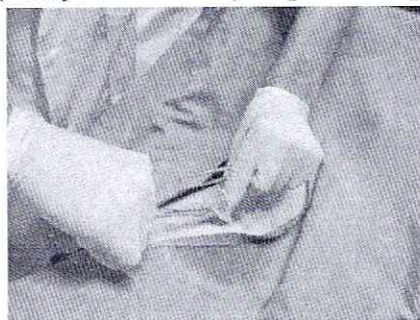


Photo IV-5 suture de la peau.

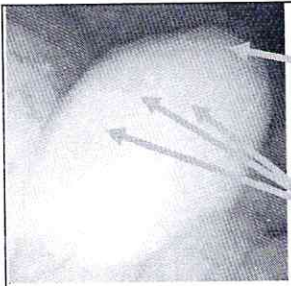


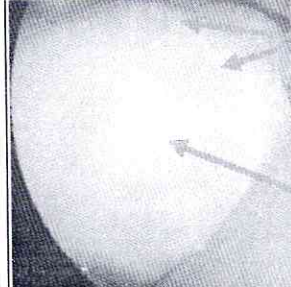
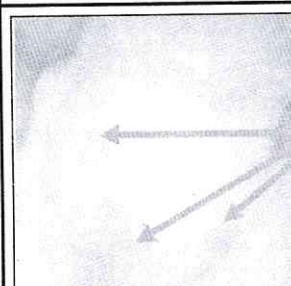
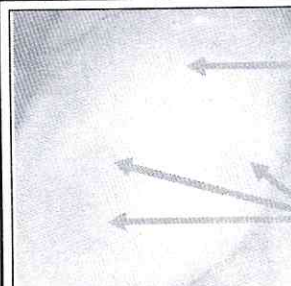
IV-B-2-3-Soins post opératoire :

Une fois l'examen laparoscopique terminée, les points d'insertion des trocarts sont pulvérisés par un antibiotique à usage externe. Les chèvres leurs étaient administrés un traitement antibiotique à base de terramycine en injection intramusculaire afin d'éviter les infections. Les chèvres étaient mises au calme et reprenaient leur alimentation., Afin de s'assurer de la bonne cicatrisation des plaies, des contrôles quotidiens des points de suture étaient effectués jusqu'à l'exérèse définitive du fil.

IV-C- RESULTATS :

Les images obtenues lors des observations endoscopiques chez les trois chèvres sont illustrées dans le tableau ci-dessous :

Tableau IV-1 : Les images endoscopiques des ovaires du trois chèvres.

| | OVD | OVG |
|---|--|---|
| 1 |  <p>Corps Jaune</p> <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> |
| 2 |  <p>Follicules</p> |  <p>Follicules</p> <p>Corps Jaune</p> |
| 3 |  <p>Follicules</p> |  <p>Corps Jaune</p> <p>Follicules</p> |

IV-C-1-Détermination du nombre et estimation de la taille des structures ovariennes :

Les résultats du dénombrement et de l'estimation de la taille des structures ovariennes chez les chèvres sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau IV-2 : Taille et nombre des structures ovariennes.

| Ovaires | Follicules Et corps jaunes | CHEVRE 1 | | CHEVRE 2 | | CHEVRE 3 | |
|---------|----------------------------------|----------|-------|----------|-------|----------|-------|
| | | Nombre | Total | Nombre | Total | Nombre | Total |
| Droit | $F \leq 2$ | 3 | 7 | 2 | 6 | 1 | 5 |
| | 2-3 | 1 | | 1 | | 2 | |
| | 3-4 | 2 | | 2 | | 1 | |
| | $F \geq 4$ | 1 | | 1 | | 1 | |
| | Cj | 1 | | 00 | | 00 | |
| Gauche | $F \leq 2$ | 1 | 4 | 1 | 6 | 1 | 6 |
| | 2-3 | 1 | | 1 | | 1 | |
| | 3-4 | 1 | | 2 | | 1 | |
| | $F \geq 4$ | 1 | | 1 | | 2 | |
| | Cj | 00 | | 1 | | 1 | |
| Total | | 11 | | 12 | | 11 | |
| Moyenne | | 5,5 | | 6 | | 5,5 | |

Les résultats montrent que le total des structures ovarienne pour :

La chèvre 1 : est de 11 soit une moyenne de 5,5.

La chèvre 2 : est de 12 soit une moyenne de 6

La chèvre 3 : est de 11 soit une moyenne de 5,5

I. L'UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE:

L'échographie transrectale permet l'étude des structures de l'ovaire chez les petits ruminants et le suivi de leur évolution par des observations échographiques successives. En tant que méthode non invasive, elle présente de grands avantages par rapport à la laparoscopie ou laparotomie. Cette technique est moins stressante, et l'administration de sédatifs et d'agents anesthésiques n'est pas nécessaire; les observations peuvent être réalisées sans causer d'effets indésirables.

A. L'exploration de l'activité ovarienne chez les chèvres non stimulées :

Au cours des examens d'échographie transrectale, les chèvres ont été placées en position debout. La sonde a été introduite dans le rectum, en contact avec la totalité de la muqueuse rectale. Pour trouver les structures de l'appareil génito-urinaire qui se situent juste au-dessous de la paroi rectale. La proximité des structures à visualiser permet d'utiliser des fréquences élevées (7,5 - 8 MHZ). Ensuite, la sonde échographique était tournée à 45 et à 90° dans le sens inverse d'une aiguille d'une montre pour localiser respectivement l'ovaire gauche et l'ovaire droit, comme rapporté par GINTHER et Kot (1994).

Toutefois, des niveaux de formation sont nécessaires à la pratique de la technique échographique pour l'interprétation des images :

- La connaissance des repères anatomiques.
- l'aspect des principales structures ovariennes (follicules, corps jaune...)

A.1. Les principaux repères anatomiques sont :

- La paroi rectale, peu épaisse et située en zone très proche par rapport à la sonde.
- La vessie, plus ou moins remplie et située vers l'arrière.
- Les anses intestinales situées vers l'avant, dessinent des dômes échogènes.

A.2. Les principales structures ovariennes physiologiques visualisées par l'échographie ,

- Les follicules, généralement ayant une forme sphérique, apparaissent comme des structures noires (car le liquide folliculaire est vide d'écho).
- Les corps jaunes, (comme le stroma ovarien ayant une structure échogène). Ils apparaissent gris clair sur l'écran. Cependant, une légère différence de l'échogénicité (les corps jaunes sont moins échogènes) permet généralement de les distinguer.

Il est à noter que certaines difficultés dues à la faible taille des ovaires et leurs structures lors d'un examen échographique transrectal chez les chèvres peuvent induire des erreurs d'interprétation des images. Ces difficultés sont aussi dues à:

- Les follicules sont parfois de formes irrégulières à cause de l'accolement de deux follicules, d'un follicule à un corps jaune ou à un très gros follicule très souple dans les heures précédant l'ovulation (DRIANCOURT et *al*, 1988).
- le nombre d'ovulation est relativement faible. Ce nombre peut être causé par une sous-estimation du nombre réel de corps jaunes moins développés. En outre, l'incidence élevée de corps jaunes prématurés en voie de régression, peut jouer un rôle dans la sous-estimation du nombre réel des corps jaunes. Par ailleurs, une dépression en raison du stress lié à la forte fréquence des manipulations de l'échographie transrectale peut entraîner un faible taux d'ovulation. (DALEY et *al*, 1997)
- Anatomiquement certains organes n'appartenant pas au tractus génital, mais topographiquement proche de celui-ci sont visualisables lors de l'examen échographique. La masse intestinale peut parfois cacher l'utérus à l'opérateur, mais la présence de péristaltisme et des flux liquidiens permettent de les distinguer des tissus utérins immobiles. On peut aussi, faire bouger l'animal et reprendre l'investigation.
- Dans certains cas des éléments appartenant au tractus génital (les vaisseaux irriguant l'utérus et les ovaires), peuvent apparaître en coupe transversale sous forme de taches noires et de tailles différentes, donnant ainsi des images facilement assimilables à des follicules ovariennes. On pourra cependant différencier les deux structures, soit en changeant l'orientation de la sonde, alors les vaisseaux apparaissent en coupe longitudinales, soit en suivant la structure par translation de la sonde : s'il s'agit des follicules le diamètre diminue jusqu'à disparition de l'image anéchogène, s'il s'agit des vaisseaux, le diamètre reste constant.

A.3. Détermination du nombre des structures ovariennes:

Les résultats de l'estimation du nombre des follicules montrent que chez les chèvres, le nombre moyen des :

- Follicules ≤ 2 mm est de $2,17 \pm 0,75$, soit un taux de 16,88%.
- Follicules > 2 mm et $\leq 2,9$ mm est de $3,17 \pm 1,72$, soit un taux de 24,78%.
- Follicules ≥ 3 mm et $\leq 3,9$ mm est de $3,83 \pm 1,72$, soit un taux de 29,87%.
- Follicules ≥ 4 mm et $\leq 4,9$ mm est de $2 \pm 2,10$, soit un taux de 15,58%.
- Follicules ≥ 5 mm $\leq 7,9$ mm est de $1,5 \pm 2,35$, soit un taux de 11,69%.
- Follicules ≥ 8 mm est de $0,17 \pm 0,41$, soit un taux de 1,29%.

Pour certaines classe de follicules, nos résultats sont comparable à ceux rapportés par SIMÕES et *al.*, (2004), qui trouvent le nombre moyen des :

- Follicules > 2 mm et $\leq 2,9$ mm est de 3,2
- Follicules ≥ 4 mm et $\leq 4,9$ mm est de 1,6
- Follicules ≥ 8 mm est de 0,2

Cependant, le nombre moyen des follicules que nous avons obtenu ,pour les classes de [Follicules ≤ 2 mm],[$3 \leq$ Follicules $\leq 3,9$ mm], [$5 \leq$ Follicules $\leq 7,9$ mm] est différent de celui rapporté par ces mêmes auteurs, et qui sont respectivement de :4,3; 0,9; 0,6.

Nos résultats font ressortir que le taux moyen des follicules ayant une taille comprise entre 2 et 3,9 mm est nettement supérieur à celui des follicules ayant une taille ≤ 2 mm et ≥ 4 mm. Selon SIMÕES, J. et *al.*, (2004), le nombre moyen des follicules de ces différentes classes de taille [Follicules ≤ 2 mm], [$2 <$ Follicules $\leq 2,9$ mm], [$3 \leq$ Follicules $\leq 3,9$ mm], [$4 \leq$ Follicules $\leq 4,9$ mm], [$5 \leq$ Follicules $\leq 7,9$ mm], [Follicules ≥ 8 mm] varie en fonction de la phase de la croissance folliculaire (recrutement, sélection, dominance) pendant laquelle l’ovaire a été échographié.

Aussi, ces mêmes auteurs ont remarqué une différence significative ($P < 0,001$) entre l’examen échographique transrectale [$4,5 \pm 2,6$] et la mesure par dissection [$9,1 \pm 5,2$] pour la taille des follicules de la catégorie < 2 mm .cependant, aucune différence significative n'a été trouvée entre la taille de toutes les autres catégories ($P > 0,05$). Pour toutes les catégories, les coefficients de corrélation entre le nombre de follicules identifiés et détectés par les deux méthodes étaient positifs et statistiquement significatifs ($P < 0,001$).

Aussi selon BARIL et al, (1999), le nombre de follicules supérieur à 3mm estimé par échographie transrectale a été fortement corrélé avec le nombre déterminé après dissection ($r^2 = 0,903$).

A.4. Détermination de la taille des structures ovariennes:

Les résultats de l’estimation de la taille des follicules et des corps jaunes montrent que chez les chèvres, la taille moyenne des :

- Follicules ≤ 2 mm est de $1,81 \pm 0,18$ mm.
- Follicules > 2 mm et $\leq 2,9$ mm est de $2,57 \pm 0,25$ mm.
- Follicules ≥ 3 mm et $\leq 3,9$ mm est de $3,32 \pm 0,29$ mm.
- Follicules ≥ 4 mm et $\leq 4,9$ mm est de $4,49 \pm 0,25$ mm.
- Follicules ≥ 5 mm et $\leq 7,9$ mm est de $5,97 \pm 0,94$ mm.
- Follicules ≥ 8 mm est de $8,1 \pm 0,00$ mm.
- Corps jaune ≥ 4 mm est de $5,66 \pm 1,46$ mm.

Nos résultats offrent une similitude avec ceux rapportés par (TENORIO, et *al*, 2007) pour les 4^{ème} et 5^{ème} classes de follicules [$4 \leq \text{Follicules} \leq 4,9 \text{ mm}$], [$5 \leq \text{Follicules} \leq 7,9 \text{ mm}$], qui trouvent que le diamètre maximal des follicules pour un cycle œstral varie de $4,7 \pm 0,2 \text{ mm}$ à $5,5 \pm 0,3 \text{ mm}$.

Selon les résultats de TENORIO, et *al*, 2007 la présence d'au moins un follicule préovulatoire a été détectée chez toutes les chèvres examinées par échographie transrectale avec un diamètre moyen de $7,8 \pm 0,4 \text{ mm}$.

Cependant, GINTHER et *al*, (1994) signalent qu'un plus grand diamètre des follicules préovulatoire est de 9,7 mm, chez la race Saanen.

En effet, la concentration plasmatique en progestérone affecte considérablement la taille des follicules. Les follicules qui poussent dans le cadre d'un environnement constamment élevé de progestérone sont plus petits que des follicules qui se développent dans le cadre d'un environnement de progestérone faible (GINTHER et KOT, 1994).

Enfin, RIESENBERG, S. et *al*, (2001) trouve que la légère diminution de la catégorie des très gros follicules à la fin de l'œstrus implique l'ovulation des follicules de plus de 6,1 mm. En outre, une diminution du nombre de très gros follicules correspond aux nombres des corps jaunes apparus. Les résultats de notre étude sont comparables avec ces résultats, (la taille des corps jaunes varie de 4,2mm à 7mm.)

B. L'exploration de l'activité ovarienne chez les chèvres superovulées:

B.1. Détection des chaleurs :

Nos résultats montrent que les chaleurs ont été détectées entre 36 h et 48 h après le retrait de l'éponge chez toutes les chèvres (100 %). Le début des chaleurs a été observé chez (66,66 %) des chèvres à 24 h, alors que la fin de ces dernières a été observée à 72 h (33,33%) après le retrait de l'éponge vaginale.

Nos résultats sont comparables à ceux par GONZALEZ-BULNES et *al*, (2003), qui rapportent que le comportement d'œstrus a été détecté chez les chèvres entre 24 et 36 h après la fin d'un traitement de synchronisation.

B.2. Détermination du nombre de follicules (réponse ovulatoire) :

La stimulation ovarienne par la PMSG permet l'augmentation de la taille des ovaires et facilite leur observation échographique. Il semble que notre lot expérimental a répondu favorablement au traitement de superovulation. Nos résultats montrent que le nombre moyen des follicules pour les trois chèvres:

- 24h après retrait de l'éponge est de $15 \pm 4,36$. Le nombre moyen des: petits, moyens, gros, et plus gros follicules sont respectivement de $(9,33 \pm 2,08)$, $(3 \pm 2,65)$, $(2,33 \pm 1,53)$, $(0,33 \pm 0,58)$.

- 48h après retrait de l'éponge il est de $13,67 \pm 2,52$. Le nombre moyen des petits, moyennes, gros, et plus gros follicules est respectivement de $(4,33 \pm 1,15)$, (3 ± 2) , $(4,33 \pm 1,53)$, $(2 \pm 1,73)$.
- 72h après retrait de l'éponge il est de $11 \pm 3,46$. le nombre moyen des petits, moyens, gros, et plus gros follicules est respectivement de (1 ± 0) , $(2,67 \pm 1,15)$, $(2,33 \pm 0,58)$, $(5 \pm 3,61)$.

Le nombre moyen des petits, moyens, gros follicules, obtenu à 24 heures après retrait est supérieur à ce obtenu par (CUETO, M., 2005) qui rapporte un nombre moyen de $(1,3 \pm 1,5)$, $(1,3 \pm 0,7)$, $(1,0 \pm 0,8)$ respectivement. Cependant, notre résultat est identique a ce rapporté par ce même auteur pour le nombre moyen des plus gros follicules qui est de $(0,3 \pm 0,2)$.

Aussi, le nombre moyen des petits, moyens, gros, et plus gros follicules obtenu à 48 heures est supérieur à ce obtenu par (CUETO, M., 2005) qui est respectivement de $(1,3 \pm 1,1)$, $(1,2 \pm 1,3)$, $(0,5 \pm 0,3)$, $(0,5 \pm 0,3)$.

Notre résultat est comparable à ce obtenu par (CUETO, 2005) qui rapporte que le nombre moyen des petits follicules est de $1,2 \pm 1,0$ à 72 heures après retrait. Cependant, il est supérieur pour les follicules moyens, gros, et plus gros qui est respectivement de $(1,1 \pm 1,1)$, $(0,8 \pm 0,8)$, $(0,4 \pm 0,3)$.

Selon les travaux (RIESENBERG, et *al*, 2001), la somme des follicules à la suite d'une superovulation au cours des différentes périodes : avant l'œstrus, œstrus et post œstrus, est respectivement de $(13,7 \pm 1,1)$, $(12,7 \pm 0,8)$, $(11,4 \pm 0,9)$.

B.3. Estimation de la taille des follicules (nombre et moment d'ovulation) :

Les résultats montrent que l'estimation du nombre moyen des :

- Petits follicules ($2 \leq F < 3\text{mm}$) présents à 24h après le retrait est très élevé $(9,33 \pm 2,08)$, et ce nombre a tendance à diminuer de moitié à 48h $(4,33 \pm 1,15)$, et considérablement à 72h (1 ± 0) .
- Follicules de taille moyennes ($3 \leq F < 4\text{mm}$) à 24h après le retrait est de $(3 \pm 2,65)$, ce nombre reste constant à 48h après retrait (3 ± 2) , et diminue légèrement à 72h après retrait $(2,67 \pm 1,15)$
- Gros follicules ($4 \leq F < 5\text{mm}$) est supérieur $(4,33 \pm 1,53)$ à 48 h après retrait par rapport à celui constaté à 24h $(2,33 \pm 1,53)$, et à 72h après retrait $(2,33 \pm 0,58)$.
- Plus gros follicules ($F \geq 5\text{ mm}$) est moins important à 24h après retrait $(0,33 \pm 0,58)$, et ce nombre a tendance a augmenter à 48h après retrait $(2 \pm 1,73)$, et continue à s'élever à 72h après le retrait $(5 \pm 3,61)$.

Notre résultat est supérieur à celui obtenu par (RIESENBERG et *al*, 2001) qui rapporte que le nombre moyen des petits follicules ($2 \leq F < 3\text{mm}$) à 24h après le retrait est de 3,4, ce nombre diminue à 48h après le retrait (2,4), et s'élève (3,7) à 72h après le retrait.

Aussi, le nombre moyen des follicules de taille moyenne ($3 \leq F < 4$ mm) obtenu à 24h et 48h après le retrait est supérieur à celui obtenu par (RIESENBERG et al, 2001) qui est respectivement de 1,5 et 2,1. Cependant, notre résultat est identique à ce rapporté par ces mêmes auteurs (2,4) à 72h après le retrait.

Notre résultat est comparable à celui obtenu par (RIESENBERG et al, 2001) qui rapporte que le nombre moyen des gros follicules ($4 \leq F < 5$ mm) à 24h après le retrait est très élevé 2,2. Néanmoins, ce nombre est supérieur à ce rapporté par ces mêmes auteurs à 48h et 72heures après le retrait qui est respectivement de 1,2 et 0,4.

Aussi, le nombre moyen de plus gros follicules ($F \geq 5$ mm) obtenu à 24h et 48h après le retrait est similaire à celui obtenu par (RIESENBERG et al, 2001) qui est respectivement de 0,38 et 1,8. Cependant, notre résultat est supérieur à ce rapporté par ces mêmes auteurs à 72h après le retrait qui est de 0,4.

Il est à noter que la taille des follicules ovulatoires augmente d'un taux de croissance de 1,1 mm / jour, jusqu'à atteindre un diamètre maximal de 6.5mm par chèvre dans les périodes d'œstrus et post-œstrus (GINTHER et KOT, 1994; GONZALEZ BULNES et al, 1999a, b; SCHWARZ et WIERZCHOS, 2000; PINCZAK et al, 2001). Cependant, DRIANCOURT (1991), a décrit une réduction de la taille des follicules ovulatoires dans les chèvres stimulées par *PMSG*.

En effet, la détermination du moment d'ovulation est tributaire du début d'œstrus et du pic de LH (STRMINIK, 2002).

CHEMINEAU et al, (1982); MORI et KANO, (1984) rapportent que le maximum du pic préovulatoire est atteint 3 heures après le maximum d'oestradiol et apparaît 10 à 15 heures après le début de l'œstrus. Ce dernier reste constant 8 à 10 heures. Selon CAMERON et al (1991) l'apparition des ovulations est à 48h après le retrait d'éponge.

Selon RIESENBERG, S. et al, (2001), l'intervalle entre la fin de la synchronisation et l'apparition de l'œstrus est de $40,0 \pm 0,0$ heure, et l'intervalle entre la fin de synchronisation et le début d'ovulation est de $69,6 \pm 22,3$ heures.

En revanche, BARIL et al (1993) rapportent que la fertilité des chèvres qui sont venues en œstrus au-delà de 30 heures après le retrait de l'éponge est significativement plus faible que celle des chèvres dont l'œstrus est apparu entre 24 et 30 heures post-retrait. Ce retard dans l'apparition de l'œstrus est associé à un retard dans l'apparition du pic préovulatoire de LH (MAUREL et al 1992) et à un retard du moment d'ovulation (LEBŌEUF et al 1993 et 1996).

Pour notre étude, la présence d'un nombre élevé de gros follicules (≥ 5 mm) à 72heures après le retrait de l'éponge suggère que les ovulations ont survenues tardivement (à partir de 72h).

Cependant, il est à noter que la conséquence directe des variabilités associées au moment d'apparition de l'œstrus et de l'intervalle entre début de l'œstrus et le pic de LH, est

un étalement important des ovulations (BARIL et VALLET ,1990). Ce qui peut expliquer en partie, la présence de gros follicules à 72 heures après le retrait de l'éponge.

Selon RIESENBERG et *al*, (2000), la présence de plus gros follicules ($\geq 5\text{mm}$), appelés aussi follicules persistants en post-œstrus (72 heures) est un phénomène qui peut être aussi due à l'action prolongée de la PMSG.

II. L'UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE :

L'exploration de l'activité ovarienne chez les chèvres:

La laparoscopie ou cœlioscopie est une technique qui permet l'examen visuel direct de la cavité abdominale. Cette procédure est largement utilisée pour la maîtrise de la reproduction chez les petits ruminants. Elle présente l'intérêt d'être peu invasive pour l'animal mais nécessite un matériel onéreux.

Certaines femelles sont stressées, elles deviennent agitées sur la table d'opération, subissent des contractions abdominales d'où une mauvaise préhension des cornes ou des ovaires. Il faut donc les remettre à l'horizontale quelques secondes, les réincliner délicatement en leurs soulevant la tête.

Dans certaines cas il y'a une ponction de la veine mammaire .Cet accident survient parfois par rupture d'une ramification de la veine mammaire. Il convient alors de réaliser un point en (x) intéressant sur la peau et la paroi abdominale. Afin de prévenir cet accident, on inspecte soigneusement la zone de ponction pour rechercher les trajets veineux afin de les éviter.

Un autre accident qui peu survenir est la ponction des organes abdominaux. Lors de la mise en place des trocars, deux organes cavitaires peuvent être lésés. Il s'agit, rarement, de la vessie et plus fréquemment du rumen. L'animal à certaines fois tendance à ce contracté, de ce fait, la masse intestinale et le rumen se placent dans la zone de ponction.

Afin d'éviter cet accident, il est nécessaire de veiller à la bonne orientation des trocars lors de la ponction de la paroi abdominale. Pour faciliter celle-ci, il est possible d'inciser la peau et la tunique des muscles abdominaux au niveau des points de ponction.

En effet, le fait que, les différentes structures ovariennes peuvent être situées à la surface de l'ovaire, leur nombre et leur taille peut être correctement apprécié par observation directe.

Ainsi, nos résultats montrent que le nombre total des follicules varie de 11 à 12 follicules. Ce nombre, semble comparable à celui trouvé lors de l'estimation du nombre des follicules par échographie dans notre partie expérimentale.

CONCLUSION

Les résultats des essais que nous avons obtenus dans notre étude montrent qu'il est possible, par échographie transrectale, de déterminer l'état des ovaires chez la chèvre, dans plusieurs situations physiologiques.

Nous avons constatés que les ovaires sont facilement détectables après une stimulation à base de *PMSG*, qui peut être que la conséquence de l'augmentation de la taille des ovaires. Néanmoins, on ne pouvait pas suivre l'évolution de l'ensemble des follicules à cause du nombre élevé de follicules présent sur la surface de l'ovaire et la difficulté à manipulés les ovaires par la voie rectale.

L'estimation du nombre de gros follicules par échographie au moment de l'œstrus est en étroite relation avec le nombre d'ovulations. Le recours à cette méthode peut permettre de mettre en évidence des différences entre femelles ou pour une même femelle, liées à la situation physiologique ou au traitement, et de sélectionner après stimulation gonadotrope, les chèvres superovulées pour la collecte d'embryon.

L'échographie transrectale permet de détecter, les chèvres ayant ou non ovulé et de déterminer le nombre et le moment de l'ovulation.

Ces résultats encourageants montrent que l'échographie peut constituer une méthode intéressante pour le contrôle de l'activité ovarienne. Comparée avec les dosages biologiques (LH et progestérone), l'échographie présente l'avantage de donner sans délais une information sur l'état physiologique des ovaires.

En fin, la laparoscopie ou cœlioscopie est une technique qui permet l'examen visuel direct du tractus génital. Elle est peu invasive pour l'animal mais nécessite un matériel onéreux.

Chez les caprins, la laparoscopie présente l'intérêt d'apprécier correctement les différentes structures ovariennes et d'améliorer le taux de réussite en insémination artificielle (insémination intra-utérine) en utilisant de la semence congelée et donc de permettre une meilleure diffusion du patrimoine génétique.

Pour, une première fois, nous avons réussi à réaliser au niveau de notre station expérimentale, des endoscopies avec succès et sans aucun accident. Cependant, la maîtrise de cette technique, nécessite une pratique régulière.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ADAMS G.P, KOT K, SMITH C.A, GINTHER O.J, (1993). Selection of a dominant follicle and suppression of follicular growth in heifers. *Anim. Reprod. Sci.*, 30, pp. 259-271.
- BARIL G. CHEMINEAU P et COGNIE Y. (1993a). « Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les Ovins et les Caprins ».
- BARIL G; BREBION P; CHESNE P, (1993). Manuel de formation pratique pour la Transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre. Etude FAO Production Et Sante Animales.
- BARIL G; BREBION P; CHESNE P, (1993b). Manuel de formation pratique pour la transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre. Etude FAO production et santé animales. Organisation des nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.
- BARIL G; TOUZE J.L; PIGNON .R; FONTAINE .J; SAUMANDE J, (1999). Utilisation de l'échographie pour suivre l'activité ovarienne chez la chèvre. *Revue med .Vet* :150 261- 264.
- BARONE R. (1978). « Anatomie comparée des animaux domestique. Tome 03 : Splanchnologie. Appareil uro-génitale, péritoine et topographie abdominale ».
- BARONE R. (1990). « Anatomie comparée des animaux domestique. Splanchnologie ». Edition. Vigot.
- BARTHEZ P. (2001) Imagerie médicale. Cours magistral de 1ère et 2ème année de 2e cycle
- BECKERS JF. (2002). « Cours de reproduction ». Université Liège. Faculté de Médecine Vétérinaire.
- BOIN E. (2001). Atlas d'échographie en gynécologie bovine. Thèse Méd. Vét., Alfort, n°86.
- BONNES G, DESCLAUDE J, DROGOUL C, GADOUD R, JUSSIAU R, LE LOC'H A, MONTMEAS L et ROBIN J. (1988). « Reproduction des mammifères d'élevage ». Les éditions FOUCHER Collection INRAP. 236p.
- BOULBERHANE, (1989). L'élevage caprin dans la coopérative de Draa Ben Khadda. Diagnostic et perspectives. Thèse d'ingénieur d'état en agronomie INA El Harrach (Alger). Spécialité: Zootechnique.
- BRESSOU H. (1978). « Anatomie régionale des animaux domestiques, Tome 2 » Edition J-B. BAILLIERE. Paris.
- BRETZLAFF KN, ROMANO JE. (2001). Advanced reproductive techniques in goats. *Vet. Clin. North Am. (Food Anim. Pract)*, 17, 421-434.
- BRICE. G. (2003). « Le déraisonnement lumineux en production caprin de l'institut de l'élevage ». www.Inst-élevage.asso.fr.
- BUGGIN. M. (1990). « Le développement embryonnaire caprin in vitro : étude des conditions de culture et application au choix d'un protecteur ». *TH. Méd. Vét. Nantes* 23,

- CALAIS E, I, M et DRENO C, M. (2004). L'échographie en gynécologie Bovine, Ovine et Caprine : Realisation d'un CD-ROM Didactique. Ecole Nationale Vétérinaire D'ALFORT
- CALDANI M; CARATY A; PELLETIER J; THIERY J.C; TILLET Y, 1991. La libération pulsatile de LH et son contrôle.
- CAMERON, A.W.N., BATT, P.A., (1991). PMSG may directly stimulate ovulation in female goats. Anim. Reprod. Sci. 25, 233±239.
- CARNIEL P. (1987). Données de base de l'échographie. Le Point Vétérinaire, 19. (105), 199-212
- CHARRON. (1986). Les bases de la production. Volume 1. Techniques et documentations «Lavoisier».
- CHASTANT-MAILLARD S, BOIN E, GRIMARD B, MIALOT JP. (2003). Echographie ovarienne chez la vache. Point Vét., 34 (N° spécial : « Examens paracliniques chez les bovins», 112-117.
- CHATELIN E. (1987). « Atlas d'anatomie de la chèvre » Edition INRA, 75007 Paris.
- CHEMINEAU P, GAUTHIER D, POIRIER JC AND SAUMANDE J. 1(1982). Plasma levels of LH, FSH, Prolactin, Oestradiol-17b and progesterone during natural and induced oestrus in the dairy goat. Theriogenology, 17, 313-323.
- CLAYTON HM, et FLOOD PF, (1996). Color atlas of large animal applied anatomy London: Baltimore: Mosby-Wolfe, 160p.
- COMBANOUS Y, (1991). Les gonadotropines; structure, synthèse, fonction, In: THIBAUT et LEVAISSEUR, 1991. La production chez les mammifères et l'homme. INRA, 53-69.
- CORCY JC. (1991). « La chèvre » La maison rustique.
- CROS N. (2005). Le sexage du fœtus par échographie chez la vache : étude de l'utilisation pratique sur le terrain; Thèse de Doctorat Vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire de Lyon.
- CROSS PC et MERCER KL. (1995). « Ultra structure cellulaire et tissulaire. Approche fonctionnelle ». 1993. Traduit de l'anglais par: DEMEF. J-F et HAUMONT. S.
- DALEY, C.A., SAKURAI, H., ADAMS, T.E., (1997). Cortisol blocks or delays the preovulatory surge of LH in the sheep. Biol. Reprod. 56 (Suppl. 1), 190 (Abstract 350).
- DEKKICH Y. (1987). Etude des paramètres zootechniques d'une race caprine améliorée « Alpine » et de deux populations locales «Makatia et Arabia» en élevage intensif dans une zone steppique « Laghouat ».Thèse d'ingénieur d'état en agronomie-INA El Harrach (Alger).
- DERIVEAUX J et ECTORS I. (1980). « Physiopathologie de la gestation et obstétrique vétérinaire». Edition le pion vétérinaire. 273p. Maison Alfort.
- DERIVEAUX J, ECTORS F, BECKENS F, (1976). Données récentes en gynécologie animale. Ann.

- DJARI et GHIBE. (1981). In ITEBO. (1992). « Situation de l'élevage caprin en Algérie. Diagnostic de la situation ».
- DRAIN COURT M.A; LONTEZ R; CHUPIN D; WEBB R; WILMUT I, (1988). Survival of ovine embryos stored at 4 °c for 24hours *Theriogenology* ,30: 441-446.
- DRAIN COURT MA. GOUGEON A. MONNIAUX D. ROYERE D et THIBAUT C. (2001). « Folliculogénèse et ovulation, Dans la reproduction chez les mammifères et l'homme». Eds : THIBAUT C. LEVASSEUR M-C. Edition INRA Ellipses.
- DRAIN COURT. MA. ROYERE. D. HEDON. B et LEVASSEUR. MA. (1991). « Cycles oestriens et cycles menstruels Dans La reproduction chez les mammifères et l'homme». I.N.R.A, pp 573-576.
- DRION PV et BEKERS JF, (2002-2003). « Physiologie de la reproduction » FMV, ULG.
- DUPOUY J.P; BOISIN J; DESCHAUX P; LEGRAND C; PICON L.O, (1992). Hormones et grande fonctions. Tome1. éd. Marketing, Paris.
- FINDLAY J.K; CLARKE I.J; LUCK M.R; RODGERS R.J; SHUKOVSKI L; ROBERTSON; D.M; KLEIN R; MURRAY J.F; SCARAMUZZI R.J; BINDON B.M; O'SHEA T; TSONISC G; FORAGE R.G, (1991). Periphery and intragonadal actions of inhibin-related peptides. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*, 43, pp. 139- 150.
- FONTAINE M et CADORE J.L, (1995). *Vade mecum du vétérinaire éd vigot*. Paris, 1672p.
- FRENCH. (1971). Observations sur la chèvre F.A.O.
- FRICKE PM. (2002). Scanning the future – Ultrasonography as a reproductive management tool for dairy cattle. *J.Dairy Sci*, 85, 1918-1926.
- GINTHER O.J, BERGFELT D.R, KULICK L.J, KOT K, (2000). Selection of dominant follicle in cattle: role of the two-way functional coupling betwin follicle-stimulating hormone and the follicles. *Biol Reprod*, 62, pp.920-927.
- GINTHER O.J, WILTBANK M.C, FRICKE P.M, GIBBONS J.R, KOT K, (1996). Selection of the dominant follicle in cattle. *Biol Reprod*, 55, pp.1187-1194
- GINTHER O.J. (1995). Waves and Echoes. In: *Ultrasound imaging and animal reproduction: Fundamentals*. Book 1. Equiservices, Cross Plains, USA, 225 p., 27-36.
- GINTHER. O.J., Kot, K., (1994). Follicular dynamics during the ovulatory season in goats. *Theriogenology* 42, 987–1001.
- GITHER. O.J et KOT. K., (1994). « Follicular dynamics during the ovulatory season in goasts ». *Theriogenology*, vol 42. 987-1001
- GONZALEZ-BULNES, A., D'iaz-Delfa C., Urrutia B., Carrizosa J.A. , Lopez-Sebastian A., (2004). Ultrasonographic screening of the ovulatory process in goats *Mèd. Vét*.
- GONZALEZ-BULNES, A., SANTIAGO-MORENO, J., GOMEZ-BRUNET, A., INSKEEP, E.K., TOWNSEND, E.C., LOPEZ-SEBASTIAN, A., (1999). Follicular dynamics during the oestrous cycle in dairy goats. *Anim. Sci.* 68, 547–554.
- GORDON, (1997). *Controlled reproduction in Sheep and Goats*. Cab international. Volume 2

- GOSPODAROWIEZ D, DELGODO D, VLODAVSKY I, (1980). Permissive effect of extracellular matrix on cell proliferation in vitro. Proc. Natl. Acad. Sci. USA, 77, pp. 4094-4098.
- GRESSIER. B. (1999). « Etude de l'influence du rapport FSH/LH dans le cadre de la superovulation chez la chèvre ». TH. Méd. Vét. Nantes, vol 85.
- GUTHRIE H.D et GARETT W.M, (2001). Apoptosis during folliculogenesis in pigs. Reprod Suppl, 58, pp.129-176.
- GUTHRIE H.D, GRIMES R.W, COOPER B.S, HAMMOND J.M, (1995). Follicular atresia in pigs: Measurement and physiology. J Anim Sci, 73, pp. 2834-2844.
- HAIBEL G.K. (1990). Use of ultrasonography in reproductive management of sheep and goat herds. Vet. Clin. North Am. (Food Anim. Pract), 1990, 6, 597-613.
- HANS HINRICH SAMBRAUS. (1994). Guide des animaux d'élevage. Edition Française, les Editions Eugène Ulmer.
- HANSEL C.H, (1988). Propriétés physiologiques de GnRH. Ann. Méd. Vét, 132, 465-474.
- HANSEL W et EDWARDS .L, (1983). Physiology of œstrus cycle. J. Anim. Sci, 57, suppl-2, 404-426.
- HANZEN C, CASTAIGNE JL. (2004). Production d'embryons in vitro. Obstétrique et Pathologie de la Reproduction des Ruminants, Equidés et Pores [en ligne] (Faculté de médecine vétérinaire et de l'université de Liège), Juin 2001 (modifié le 17 Octobre 2003), [<http://www.fmv.ulg.ac.be/oga/downloads/Doc2Notes/Ch32.doc>], (consulté le 03 Mai 2004).
- HANZEN. CH. (2004). « Enseignements théoriques, 1^{er} et 2^{ème} doctorat en médecine vétérinaire. 2003-2004 ». (La détection de l'oestrus et ses particularités d'espèces). Université de Liège. Frculté de Médecine Vétérinaire.
- HELLAL. (1986). Contribution la connaissance des races caprines Algériennes. Thèse d'ingénieur d'état en agronomie INA El Harrach (Alger). Spécialité: Production animales.
- HENDERSON. KM, ELLEN. BALL. K ET MAC NATTY. KP, (1988). « Consequences of increasing or decreasing plasma FSH concentration during the preovulatory period in Romneyemes ». J. Reprod. And fert, vol 84, 187-196
- HESSELINK JW, TAVERNE MAM. (1994). Ultrasonography of the uterus of the goat. Vet. Q., 16, 41-45.
- HINKELDEY JA. (1996). HOPKINS S. Using ultrasonography in bovine reproduction. Iowa State Univ. Vet. 58, 23-30.
- HIRSHFIELD A.N, (1991). Theca cells may be present at the outset of follicular growth. Biol Reprod, 44, pp. 1157-1162.
- http://www.fr.wikipedia.org/wiki/Image:Chevres_alpines_au_paturage_en_region_Centre.jpg
(La date : 25/06/2007)
- http://www.gredaal.com/biodiversite/fichiers_biodiv/Articles%20specifiques/ressources_animales/document/Ovins_algerie.ht (La date : 13/07/2007)

- HUMBBOT P, (1990). Troisième symposium sur la reproduction des ruminants. Elevage et insémination. 238, 21, 23-24.
- IRELAND J.J et ROCHE J.F, (1983). Development of non-ovulatory antral follicles in heifers: changes in steroids in follicular fluid and receptors for gonadotropins. *Endocrinology*, 112, pp.150-156.
- JAINUDEEN. M.R. WAHID. H et HAFEZ. E.S.E., (2000). « Sheep and goats. In: Reproduction in farm animals », E.S.E. HAFEZ et B. HAFEZ, 72-181.
- JAUDON JP, PERROT C, VIAUD F et CADORE J. (1991). Bases physiques, technologiques et sémiologiques de l'ultrasonographie médicale. *Point Vét.* 23 (135), 11-18.
- JEAN-LOUP BISTER, (2002). La reproduction du mouton, Laboratoire de Physiologie animale, FUNDP CRO.Belgique
- KAHN W. (1994). Examen échographique de la brebis et de la chèvre. In : Atlas de diagnostics échographiques. Editions Maloine, Paris, 186-210.
- KERKOUCHE R. (1979). Etude des possibilités de mise en place d'une chèvrerie à vocation fromagère dans la région de Draa Ben khadda. Thèse d'ingénieur d'état en agronomie INA, El Harrach.
- KHEMICIE E, LOUNIS A, MAMOU M, TAKOUCHE A, SEBAA ABD M. (1995). Identification de la variabilité génétique visible des populations caprines de Laghouat et GHARDAIA. *Blida Scientifique Journal*, N° 1, Novembre, 1995.
- KIRBERGER R.M. (1995) Imaging artifacts in diagnostic ultrasound – A review. *Veterinary Radiology and Ultrasound*. 36, (4), 297-306
- LAFRI M. (2003). « Cours photocopiés de physiologie de la reproduction. 1^{ère} partie ». A l'usage des étudiants de post graduation. Université Saad DAHLAB-BLIDA.
- LAUVERGNE, J.J. et RICORDEAU, G. (1973). Détermination héréditaire de la couleur blanche chez la chèvre Saanen. *ITOVIC*, Paris 358-359.
- LAUVERGNE. (1986). Les ressources génétiques ovines et caprines en France. Centre de recherches. INRA de JOUY-EN-JOSAS.
- LAVOIR M.C et FORTUNE J.E, (1990). Follicular dynamics in heifers after injection of PGF₂ α during the first wave of follicular development. *Theriogenology*, 33: 270 (Abstr.).
- LEBOEUF B., BERNELAS D., POUGNARD J.L., BARIL G., MAUREL M.C., BOUE P., TERQUI M., (1993). Time of ovulation after LH peak in dairy goats induced to ovulate with hormonal treatment. *Proc. 9th Association Européenne de Transfert Embryonnaire*, Lyon, 226 (Abstract).
- LEGRAND J.J. et CARLIER B. (1981). Bases physiques de l'échotomographie. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 157, (7-8), 553-559
- LEMELIN. M. (2002). « Colloque sur la chèvre, produire à l'année; pourquoi et comment ? » CRAAQ.
- LENNOZ M, (1987). Les hormones de la reproduction. *Le point vétérinaires*, 7, 33, 11-17.
- LEVEILLE R, DIFRUSCIA R et BRETON L. (1995). L'échographie en médecine vétérinaire. I. Rappel des principes techniques. *Méd. Vét. Québec*, 25, 52-57.

- LEVY I, EMERY P, MIALOT JP. (1990). Echographie et gestion des troupeaux ovins. Rec. Méd. Vét., 166, 751-764.
- LORIENT N., MARTINOT S. et FRANCK M. (1995) Echographie abdominale du chien et du chat. Masson, Paris, 142 p.
- MAI W, BEGON D et CHETBOUL V. (1994). L'échographie en médecine vétérinaire canine et féline. Bases physiques et applications. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité fonctionnelle de radiologie, 1-17.
- MAI W. (1999). Les artefacts de l'image échographique. Point Vét. 30 (202), 569-573.
- MARTIN T.L, FORGWELL R.L, IRELAND J.J, (1991). Concentrations of inhibins and steroids in follicular fluid during development of dominant follicles in heifer. Biol Reprod, 44, pp. 693-700.
- MAUREL M.C., LEBOEUF B., BARIL G., BERNELAS D., (1992). Determination of the preovulatory LH peak in dairy goats using an ELISA kit on farm. Proc. 8th Association Européenne de Transfert Embryonnaire, Lyon, 186 (Abstract).
- MIALOT JP, CHASTANT-MAILLARD S, REMY D. (2001). Reproduction bovine. Infertilité femelle. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Pathologie de la Reproduction, 17-51.
- MIALOT JP, LEVY I, EMERY P. (1991). Echographie et gestion des troupeaux caprins. Rec. Méd. Vét., 167, 399-406.
- MIALOT JP, SABOUREAU L, ETITENNE PH, PIROT G, PARIZOT D, DE FONTAUBERT Y. (1994). Etude clinique et thérapeutique de la pseudogestation chez la chèvre. Rec. Méd. Vét., 170, 523-529.
- MIALOT JP. (1995). La pseudogestation chez la chèvre. Point Vét., 26 (165), 1053-1060.
- MIALOT JP, CHASTANT-MAILLARD S, BOIN E, CONSTANT F, GRIMARD B. (2002). Imagerie échographique de l'utérus et des ovaires en gynécologie bovine. In : Journées Nationales des GTV, Tours, 29, 30 et 31 mai, 679-684.
- MICHEL A et WATTIAUX PH.D. (1996). « Système reproducteur du bétail laitier ». Institut Babcock pour la recherche et le développement international du secteur laitier. Université du wisconsin à Madison. USA.
- MONNIAUX D; MONGET P; BESNARD N; HUET C; PISSELET C, (1996). Growth factors and antral follicular development in domestic ruminants. Theriogenology, 47, pp. 2-12.
- MORETTI J.L, (1982). Eléments de physique ultrasonore. Echographie. Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France, 55, (2), 159-176.
- MORI Y, KANO Y. (1984). Changes in plasma concentrations of LH, progesterone and oestradiol in relation to the occurrence of luteolysis, oestrus and time of ovulation in the Shiba goat (capra hircus). J. Reprod.Fert, 72, 223-230.
- NICKEL R, et SCHUMMER A, (1973). The viscera of the domestic mammals, Berlin and New-York: Springer-Verlag, 401p.
- NISURCUDER G.D et NETT A, (1988). The corpus luteum and its control. Knobil E, Neill J (éd). The physiology of reproduction, Raven press, New York: 486-526.

- PENNINCK D. et CUVELLIEZ S. (1985) Principes physiques et méthodes d'exploration échographique. *Annales de Médecine Vétérinaire*, 129, (6), 381-391
- PENNINCK D.G. (1995). Imaging artifacts in ultrasound. In: NYLAND T.G. and MATTOON J.S. (ed.), *Veterinary diagnostic ultrasound*. W.B. Saunders, Philadelphia, 357 p., 19 – 29.
- PINCZAK, A., MENCHACA, A., RUBIANES, E., (2001). Seguimiento ultrasonográfico ovarico y uterino durante la gestación temprana de la cabra (Ovarian and uterine scanning during the early pregnancy in goats). In: *Proceedings of the IV International Symposium on Animal Reproduction*, Córdoba, Argentina, p. 298 (Abstract).
- POLLET T. (1993). Contribution à l'étude de l'échographie embryonnaire et fœtale chez les bovins. Thèse Méd. Vét., Lyon, n°33.
- REEF V.B. (1998) *Equine Diagnostic Ultrasound*. W.B. Saunders, USA, 560 p.
- RIBADY A.Y, DOBSON H. WARD P, (1994). Ultrasound and progesterone monitoring of ovarian follicular cysts cow treated with GnRH. *B. Vet. J.* 50,489.
- RIESENBERG S; MEINECKE-TILLMANN S; MEINECKE B, (2000). Ultrasonic study of follicular dynamics following superovulation in German merino ewes. *Journal of theriogenology*.
- ROCHE J.F, (1996). Control and regulation of folliculogenesis a symposium in perspective. *Reviews of Reproduction*, 1, pp. 19-27.
- ROTTEN D, (1991). Régulation de la synthèse et de la sécrétion de FSH.
- ROUX M, (1986). Alimentation et conduite du troupeau ovin. *Technique agricole*, 3-18.
- RUCK BUSCH Y, (1981). *Physiologie, pharmacologie thérapeutique* 2ème éd. Vigot, 275p.
- SAVIO J.D; THATCHER W.W; BADINGA L; DE LA DOTA R.L; WOLFENSON D, (1993). Regulation of dominant follicle turnover during the œstrous cycle in cow. *J. Reprod. Fertil*, 97, pp.197-203.
- SCHAETZ F, (1977). *Encyclopédie vétérinaire; les hormones sexuelles*. Ed. Vigot, Berlin.
- SCHWARZ, T., WIERZCHOS, E., (2000). Relationship between FSH and ovarian follicular dynamics in goats during the estrous cycle. *Theriogenology* 53, 381 (Abstract).
- SEBAA ABK. (1992). Le profilage génétique. visible de la chèvre de la région de Laghouat. Thèse d'ingénieur d'état en agronomie. Université de Blida. Spécialité: Zootechnique.
- SIGOGNAULT A. (1992). Diagnostic de gestation par échotomographie par voie rectale chez la brebis. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Faculté de Médecine, Nantes, n°17, 147 p.
- SIROIS J et FORTUNE J.E, (1990). Lengthening the bovine œstrous cycle with low levels of exogenous progesterone: a model for studying ovarian follicular dominance, *Endocrinology*. 127, pp.916-925.
- SOLTNER D, (1993). « Zootechnie générale. Tome 1, la reproduction des animaux d'élevage ». Edition, INRA. Science et technique agricole.
- SOUILEUR O. COGNIE M. DEOUCHEC. (1992). L'inhibine: *Revue Générale*. Rev.

- STAGNILLER R.B ET ENGLEND B.G, 1982. Folliculogenesis in the bovine. *Theriogenology*, 17(1), pp. 43-52.
- STOCK A.E et FORTUNE J.E, (1993). Ovarian follicular dominance in cattle: relationship between prolonged growth of the ovulatory follicle and endocrine parameters. *Endocrinology*. 132, pp. 1108-1114.
- STRMINIK S, (2002). Total follicular population in ewes of high and low ovulation rates. *J Reprod Fert* 55: 27 - 36.
- TAKOUCHT A. (1998). Identification de la variabilité génétique visible des populations caprines du M'Zab et des montagnes de l'Ahaggar. Thèse d'ingénieur d'état en agronomie. Université de Blida. Spécialité: Zootechnique. Option: Génétique.
- TAYLOR C et RAJAMAHENDRAN R, (1994). Effect of mid-luteal phase progesterone levels on the first wave dominant follicles in cattles. *Can J Anim Sci*, 74, pp. 281-285.
- TENORIO FILHO F., SANTOS M.H.B., CARRAZZONI P.G., PAULA-LOPES F.F., NEVES J.P., BARTOLOMEU C.C., LIMA P.F., OLIVEIRA M.A.L., (2007). Follicular dynamics in Anglo-Nubian goats using transrectal and transvaginal ultrasound. *UFRPE. Méd. Vét.*
- THIBAUT C et LEVASSEUR M, (2001). "La reproduction chez les mammifères et l'homme" INRA, Paris. 89-111.
- THIBAUT C, BEAUMONT A et LEVASSEUR MC. (1998). « La reproduction des vertébrés ». Edition MASSON. Paris.
- TILLY J.L, (1996). Apoptosis and ovarian function . *Rev Reprod*, 1, pp.162-172.
- TIXIER V, (1981) ; *Physiologie Rev*, 61, 974-1011.
- TROUETTE. (1930). L'élevage indigène en Algérie.
- VAISSAIRE J-P, (1977). « Sexualité et reproduction des mammifères domestiques et de laboratoire ». Edition MALOINE S. A Paris.
- VALLET JC. CASAMITJANA P, BREBION P, PERRIN J. (1991). Techniques de production, de conservation et de transfert d'embryons chez les petits ruminants. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 167, 293-301.
- YOUNGQUIST RS. (1997). *Current Therapy in Large Animal Theriogenology*, 1st edition. Philadelphia: WB Saunders Company. 898p.
- ZARROUK A, DRION PV, DRAME ED, BECKERS JF. (1992). Pseudogestation chez la chèvre : facteur d'infécondité. *Ann. Méd. Vét.*, 2000, 144, 19-21. 19 FARIN PW,
- ZARROUK. A. SOULEM. O. DRON. P.V et BECKERS. J.F. (2001). « Caractéristiques de la reproduction de l'espèce caprine » *Ann. Méd. Vét.* Vol 145, 98-105.
- ZELENICK A.J. (1993). Dynamics of primate follicular growth. A physiologic perspective. In: Adashi Ey, Leung PCK (Eds), *the Ovary*. New York: Raven Press. pp 41-55.