



134THV-1

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'enseignement Supérieur et de la recherche scientifique
Université "SAAD DAHLAB" 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 ET DE
L'ENDOSCOPIE POUR LE CONTROLE DE
L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS DE
RACE HAMRA ET OULED DJELLAL

Réalisé par :

M. BELARIBI Abdel hadi

M. BOURKAIB Nassir eddine

Jury :

M. FERROUK. M. Président (C.C) U.S.D.B

M. YAHIMI. A. Examineur (M.A.T) U.S.D.B

M. ADEL. D. Examineur (M.A.T) U.S.D.B

M. GHARBI. S. Promoteur (C.C) U.S.D.B

Promotion: 2006-2007

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de L'enseignement Supérieur et de la recherche scientifique
Université "SAAD DAHLAB" 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 ET DE
L'ENDOSCOPIE POUR LE CONTROLE DE
L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS DE
RACE HAMRA ET OULED DJELLAL

Réalisé par :

M. BELARIBI Abdel hadi

M. BOURKAIB Nassir eddine

Jury :

M. FERROUK. M. Président (C.C) U.S.D.B

M. YAHIMI. A. Examineur (M.A.T) U.S.D.B

M. ADEL. D. Examineur (M.A.T) U.S.D.B

M. GHARBI. S. Promoteur (C.C) U.S.D.B

Promotion: 2006-2007

REMERCIEMENTS

A M. GHARBI.S

Chargé de cours au département des sciences vétérinaires à l'université de Blida.

Qui a permis la réalisation de ce travail, pour ses conseils pertinents, pour sa disponibilité et sa patience remarquable et son aide précieuse qui a grandement facilité l'aboutissement de ce travail
Veuillez accepter l'expression de notre respectueuse gratitude

A M. FERROUK.M

Chargé de cours au département des sciences vétérinaires à l'université de Blida.

Qui nous a fait l'honneur de bien vouloir accepter la présidence de notre jury de thèse
Remerciement et hommage respectueux.

A M. YAHIMI.A

Maitre assistant tuteur au département des sciences vétérinaires à l'université de Blida.

Qui nous a fait le plaisir et l'honneur de participer à notre jury de thèse,
Remerciement et hommage respectueux.

A M. ADEL.D

Maitre assistant tuteur au département des sciences vétérinaires à l'université de Blida.

Qui nous a fait l'honneur d'accepter de siéger à notre jury de thèse.
Remerciement et hommage respectueux.

A M. NABI.M

Directeur de la station expérimentale de l'université de Blida.
Remerciements respectueux

DEDICACES :

Je dédie ce modeste travail:

A ma famille:

A mes parents, pour toute votre aide et votre amour ; sans vous je n'aurais jamais pu aller aussi loin. Merci pour votre soutien sans faille.

A mes frères (Yacine et Zakaria) et mes sœurs.

A toute ma grande famille surtout mes grands parents.

A mon binôme ainsi qu'a toute sa famille.

A mes confrères:

A F.M.Amine, S.Hicham, S Moussa, O.Ghani , B.Hamza , S.B.Redha , S.Amine , O. Abderrahmane, A.Abderrahmane, K.Abdellah, R.Amine, L.Mohammed, A.Rachid, Taha , Nacer .

Aux étudiants du groupe 06 et toute la promotion vétérinaire 2007.

A mes amis:

S .Hadj, H.Anès, A.Mustapha, Baba, M.Ibrahim, S.Mustapha , B.Bilal , Baracouda, L.Mohammed, L kamel, M Benmira, T.Mohammed, L Mustapha, B. Ahmed et sans oublier A.Abderrahmane.

A tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

EL HADI

DEDICACES :

Je dédie ce modeste travail :

A mes parents :

En témoignage de mon affection et en remerciement de leur sacrifices.

A mes frères et mes sœurs.

A mon binôme ainsi qu'à toute sa famille

A Amine Mustapha FETTAH :

Remerciement particulier pour leur aide, leur soutien, leurs encouragements.

A mes amis vétérinaires :

*Moussa.S, Hicham.S, Hamza. B , Abdela. K , Mohamed. k, Rédha. S,
Amine. S, Amine. B, Amine. R, Ghani. O, Moh LOUNIS,
Abderrahmane. A, Houcine. B, Ahmed Ghardaia, Badji...
et à toute la promotion vétérinaire 2007.*

A mes amis :

*Hadj.S, Anis.H, Ali.K, Ali.A, Abdelkader.S, LATIF.Z,
Mustaph.A,Baba, Ibrahim.M, Simsim, sans oublier Baracouda.*

A tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

Nasro

RESUME

Chez les ovins, à la différence des bovins et des équins, l'utilisation de l'échographie transrectale et de l'endoscopie est peu employée pour l'étude de la fonction ovarienne. En effet, ces techniques sont moins stressantes, permettent de répéter les observations chez le même animal.

Dans un premier essai, nous avons réalisé un contrôle de l'activité ovarienne par échographie transrectale chez onze brebis non stimulées de race Ouled djellal et Hamra. Il apparaît que le taux moyen des follicules ayant une taille moyenne comprise entre 2 et 4 mm est nettement supérieur à celui des follicules ayant une taille moyenne < 2 mm et ≥ 4 mm chez les brebis des deux races.

Un suivi échographique de l'activité ovarienne a été réalisé, dans un deuxième essai, chez six brebis de race Hamra et Ouled djellal, superovulées avec une dose de 1000 UI de PMSG.

Nos résultats montrent que les chaleurs ont été détectées entre 24 h et 30 h après le retrait de l'éponge chez toutes les brebis (100%) de race Hamra et Ouled djellal. Le début des chaleurs a été observé chez 66,66% des brebis à 24 h, alors que la fin a été observée à 54 h (16,66%) après le retrait de l'éponge vaginale.

Les résultats obtenus montrent que, le nombre moyen de follicules pour l'ensemble des brebis été de $15,16 \pm 4,79$ à 24h après le retrait de l'éponge. Il en ressort que les brebis ont répondu favorablement au traitement de superovulation avec une dose de 1000 UI.

Le traitement des résultats du suivi échographique par rapport au retrait de l'éponge montre que le taux de follicules présents :

- Est maximal en début d'œstrus
- Diminue de manière significative ($p < 0,05$) et hautement significative ($p < 0,001$) en fin et en post œstrus respectivement.

Nous avons constaté que chez les brebis des deux races (Hamra et Ouled djellal), le nombre moyen des gros follicules (≥ 4 mm) est supérieur ($03 \pm 2,64$, $03 \pm 3,60$) à 24 h par rapport à celui constaté à 48 h ($01,33 \pm 0,57$; $02,33 \pm 1,52$) et à 72h ($0,66 \pm 1,15$; $02 \pm 2,0$).

L'estimation du nombre de gros follicules (≥ 4 mm) par échographie au moment de l'œstrus à permet de déduire que les ovulations sont survenues entre 42 heures et 54 heures après le retrait de l'éponge.

En fin, un examen endoscopique a été réalisé sur trois brebis de race Ouled djellal. Les endoscopies ont été effectuées avec succès et sans aucun accident. Les résultats obtenus montrent que le nombre total des follicules varie de 08 à 12 follicules chez les brebis de race Ouled Djellal.

A la lumière des résultats obtenus, il en ressort que l'échographie transrectale et l'endoscopie peuvent constituer des méthodes intéressantes pour le contrôle de l'activité ovarienne chez les ovins.

Mots clés : Echographie, endoscopie, activité ovarienne, brebis, Ouled djellal, Hamra.

SUMMARY

In sheep, unlike cattle and horses, the use of transrectal echography and endoscopy is not used for the study of ovarian function. In fact, these techniques are less stressful, can repeat the observations in the same animal.

In the first test, we performed a monitoring ovarian activity by transrectal echography in eleven non-stimulated ewes breed, Ouled djellal and Hamra. It appears that the average rate of follicles with an average size of between 2 and 4 mm is much higher than that of follicles with an average size < 2 mm and ≥ 4 mm in the two sheep breeds.

A follow-up echography for ovarian activity has been achieved, in a second attempt, in six sheep Hamra and Ouled djellal's breed, over ovulated with a dose of 1000 IU PMSG

Our results show that the heats were detected between 24 h and 30 h after the withdrawal of the sponge at all ewes (100%) of Hamra and Ouled djellal's breed. The early heat has been observed in 66.66% of the sheep at 24 am, while the end was observed at 54 h (16.66%) after the withdrawal of vaginal sponge.

The results show that the average number of follicles for all sheep were $15,16 \pm 4,79$ for 24 hours after the removal of the sponge. It shows that the sheep have responded positively to treatment with a super dose of 1000 IU.

The processing of results of echography monitoring in relation to the withdrawal of the sponge shows that the rate of follicles present:

- Is maximum at the beginning of oestrous
- Decrease significantly ($p < 0.05$) and highly significant ($p < 0, 001$) at the end and post-oestrous respectively.

We found that among the two sheep breeds (Hamra and Ouled djellal), the average number of large follicles (≥ 4 mm) is higher ($03 \pm 2,64$, $03 \pm 3,60$) at 24 hours compared to that found at 48 hours ($01,33 \pm 0,57$; $02,33 \pm 1,52$) and 72 hours ($0,66 \pm 1,15$; $02 \pm 2,0$).

The estimated number of large follicles (≥ 4 mm) by echography during oestrous allows to deduce that ovulations occurred between 42 hours and 54 hours after the removal of the sponge.

In the end, an endoscopic examination was performed on three sheep breed Ouled djellal. The endoscopies were carried out successfully and without any accident. The results show that the total number of follicles varies from 08 to 12 follicles at the sheep breed Ouled Djellal.

In light of these results, it shows that echography and endoscopy can be interesting methods for monitoring ovarian activity in sheep.

Key words : Echography, Endoscopy, Ovarian activity, Sheep, Ouled djellal, Hamra.

ملخص

عند الأغنام، على خلاف الأبقار و الخيول. استعمال تقنيتا التصوير بالموجات فوق صوتية Echographie و Endoscopie جد محدودة لدراسة وظيفة المبيض بالرغم من أنهما أقل خطرا حيث يمكن تكرار العديد من الملاحظات على نفس الحيوان.

في أول اختبار، قمنا برصد نشاط المبيض بتقنية التصوير بالموجات فوق صوتية (Echographie) (transrectal) على إحدى عشر أغنام غير محفزة من سلالتين أولاد جلال و الحمرة و قد تبين أن متوسط معدل المسام بحجم متوسط ينحصر بين 2 و 4 مم أكبر بكثير من المسام بمتوسط حجم > 2 مم و ≤ 4 مم بالنسبة للسلالتين.

و في اختبار ثاني، تم رصد النشاط المبيضي بالتقنية المذكورة أعلاه على ستة أغنام من السلالتين (أولاد جلال و الحمرة) و ذلك بعد استعمال محفز التبييض (PMSG) بجرعة 1000 وحدة دولية.

لقد أكدت ملاحظتنا أن ظهور الحرارة كان ما بين 24 ساعة إلى 48 ساعة بعد نزع الإسفنجة من المهبل عند جميع الاغنام (100%) لكلا السلالتين. كما لوحظ أن بدا ظهور الحرارة بنسبة 66,66% من الأغنام على الساعة 24 بعد النزع، بينما نهايتها كانت 54 ساعة بعد النزع و بنسبة 16,66% من مجموع الأغنام.

كما تبين أن العدد المتوسط للمسام بالنسبة لجميع الأغنام كان $15,16 \pm 4,79$ عند الساعة 24 بعد نزع الإسفنجة من المهبل و هذا ما يدل على أن الأغنام قد استجابت بصفة معتبرة لعملية تحفيز التبييض و هذا بجرعة 1000 وحدة دولية من PMSG.

و بعد معالجة نتائج الرصد بتقنية التصوير بالموجات فوق صوتية (Echographie transrectal) و بمقارنتها مع زمن نزع الإسفنجة من المهبل، تبين أن المسام:

◀ في أقصى حجم مع بداية الحرارة.

◀ ثم يقوم بانخفاض ملحوظ ($p < 0,05$) ثم هام للغاية ($p < 0,001$) مع نهاية و بعد الحرارة على التوالي.

كذلك لاحظنا بالنسبة للسلالتين أن العدد المتوسط من المسام الكبيرة (≤ 4 مم) مرتفع ($2,64 \pm 0,3$; $3,60 \pm 0,3$) عند الساعة 24 بعد النزع، بالمقارنة مع ما عثر عليه عند الساعة 48 ($0,57 \pm 1,33$; $1,52 \pm 2,33$) و الساعة 72 ($1,15 \pm 0,60$; $2,0 \pm 0,2$)

إن تقدير عدد المسام الكبيرة (≤ 4 مم) بتقنية التصوير بالموجات فوق صوتية (échographie transrectal) خلال فترة الحرارة سمحت باستنتاج أن التبييض قد وقعنا بين الساعة 24 و 54 بعد نزع الإسفنجة من المهبل.

قد ختمنا اختباراتنا بعملية Endoscopie، بإجرائها على ثلاث أغنام من سلالة أولاد جلال، و التي تمت بنجاح و بدون حوادث. و تبين النتائج أن إجمالي عدد المسام تفاوت بين 08 إلى 12 مسام عند أغنام أولاد جلال.

و على ضوء النتائج المحصل عليها، يمكننا القول أن تقنيتا التصوير بالموجات فوق صوتية Echographie و Endoscopie هما وسيلتان مثيرتان للاهتمام لرصد نشاط المبيض عند الأغنام.

كلمات المفتاح : الموجات فوق الصوتية (Echographie) ، Endoscopie ، مبيض النشاط ، الغنم ، أولاد جلال ، الحمرة.

ABREVIATIONS

- 3 β HSD** : 3 β hydroxysteroid-deshydrogenase.
CJ : corps jaune
E2 : œstradiol.
EGF : epidermal growth factor.
F : follicule
FSH : folliculo-stimulating hormone.
GDF-9 : growth differentiation factor-9.
HAM : brebis de race Hamra
LA : insemination artificielle.
GH : Growth Hormone.
GF-I : insulin-like growth factor I.
LH : luteinizing hormone.
ODJ : brebis de race Ouled djellal
OPU : Ovin-pick-up.
VEGF : vascular endothelial growth factor.
TGF : growth factor. *Tumeur*
P4 : progesterone.
P450_{scc} : P450 cholesterol side-chain cleavage.
P450_{arom} : P450 aromatase.
P450 17 α : P450 17 α hydroxylase C17/C20 lyase.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Durée du développement folliculaire à différents moments du développement.....	08
Tableau II : Effectif des principales races ovines locales.....	18
Tableau III : Traitement hormonaux utilisés pour l'induction de l'œstrus par la technique des éponges vaginales.....	26
Tableau IV : Effet de l'injection de PMSG après traitement progestatif sur fin de traitement-appqrition de l'oestrus (heures).....	27
Tableau V : Effet du traitement progestatif- PMSG sur le taux d'ovulation.....	28
Tableau VII : Effet de l'interaction RACE-PMSG sur le taux d'ovulation.....	28
Tableau VII : Variation du taux d'ovulation selon la race.....	30
Tableau VIII : Estimation de l'héritabilité du taux d'ovulation.....	31
Tableau IX : Effet de la race sur les performances de reproduction des brebis traitées par FGA-PMSG durant ancestrus saisonner.....	42
Tableau X : Images échographiques transrectales chez les brebis de race Ouled djellal.....	65
Tableau XI : Taille des follicules et des corps jaunes chez les brebis de la race Ouled djellal	67
Tableau XII : Résultats de dénombrement des structures ovariennes Chez les brebis de la race Ouled djellal.....	68
Tableau XIII : Images échographiques transrectales chez les brebis de race Hamra....	70
Tableau XIV :: Taille des follicules et des corps jaunes chez les brebis de la race Hamra	71
Tableau XV : Résultats de dénombrement des structures ovariennes chez les brebis de la race Hamra.....	72
Tableau XVI : La détection des chaleurs chez les brebis de race Hamra et Ouled djellal.....	77
Tableau XVII : Durée des chaleurs chez les brebis superovulées de race Hamra et Ouled djellal.....	78
Tableau XVIII : Images échographiques obtenues à 24h ,48h et 72 h après retrait de l'éponge vaginale chez le brebis de la race Hamra.....	79
Tableau XIX : Résultats de dénombrement des follicules après un traitement de super ovulation à base de PMSG chez les brebis de la race Hamra.....	81
Tableau XX : Images échographiques obtenues à 24h ,48h et 72 h après retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de la race Ouled djellal.....	82
Tableau XXI : Résultats de dénombrement des follicules après un traitement de super ovulation à base de PMSG chez les brebis de la race Ouled djellal.....	84

Tableau XXII : Nombre de follicules chez les brebis de races (Hamra et Ouled djellal) après un traitement de super ovulation à base de PMSG.....	85
Tableau XXIII : Comparaison des résultats obtenus chez les brebis de deux races.....	86
Tableau XXIV : Taille des follicules 24h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.....	86
Tableau XXV: Taux moyen des follicules de différentes classes taille 24h ,48 h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis Hamra.....	87
Tableau XXVI : Taille des follicules 24h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal.....	89
Tableau XXVII : Le taux moyen des follicules de différentes classes tailles à 24h, 48 h et 72h après le retrait de l'éponge	89
Tableau XXVIII : Comparaison entre le nombre de gros follicules estimés à 24h, 48h et 72h.....	91
Tableau XXIX: Les images de l'observation endoscopique.....	96
Tableau XXX: Taille et nombre des follicules.....	97

LISTES DES FIGURES

Figure 01 : Organisation et structure de l'ovaire.....	03
Figure 02 : Les principales étapes du développement d'un follicule.....	06
Figure 03 : Sélection du follicule ovulatoire au cours de la croissance folliculaire pendant la phase folliculaire du cycle ovarien.....	09
Figure 04 : Modèle de la dynamique des vagues folliculaires chez le mouton.....	12
Figure 05 : Comportement sexuelle lors de l'œstrus.....	14
Figure 06 : Représentation schématique des régulations de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien chez la femelle.....	14
Figure 07 : Influence de l'administration de PMSG sur le moment des chaleurs après traitement progestatif chez la brebis en ancestrus saisonnier.....	25
Figure 08 : Mode A.....	33
Figure 09 : Mode B.....	34
Figure 10 : Mode BD.....	34
Figure 11 : Mode TM.....	35
Figure 12 : Différents types de sonde.....	35
Figure 13 : Sonde sectorielle.....	36
Figure 14 : Sonde linéaire.....	36
Figure 15 : Forme des images obtenues partir d'une sonde linéaire.....	36
Figure 16 : Sonde linéaire courbe.....	37
Figure 17 : Sonde annulaire.....	37
Figure 18 : Ombre acoustique de bord.....	43
Figure 19 : Organisation du chantier lorsque les brebis sont en couloir de contention.....	46
Figure 20 : Organisation du chantier lorsque les brebis sont rassemblées dans un parc.....	47
Figure 21 : Représentation schématique de la technique d'échographie transrectale en position dorsale.....	47
Figure 22 : Représentation schématique de la technique d'échographie transrectale en position debout.....	48
Figure 23 : Insémination intra-utérine par endoscopie chez la brebis.....	57
Figure 24 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde 3 voies.....	60
Figure 25 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde de Foley.....	60
Figure 26 : Transfert embryonnaire chez la brebis par méthode laparoscopique.....	61
Figure 27 : Taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes chez les brebis de race Ouled djellal.....	68
Figure 28 : Taux des follicules de différentes classes de taille chez les brebis de race Ouled djellal.....	69
Figure 29 : Taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes chez les brebis de race Hamra.....	71

Figure 30 : Taux des follicules de différentes classes de taille chez les brebis de race Hamra.....	72
Figure 31 : Schéma représentatif du protocole de synchronisation des chaleurs et de superovulation.....	75
Figure 32 : Schéma représentatif des moments de détection des chaleurs.....	76
Figure 33 : Expression des chaleurs aux différents moments de détection.....	78
Figure 34 : Distribution du nombre de follicules estimé par échographie à 24 h,48h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis de la race Hamra.....	81
Figure 35 : Distribution du nombre de follicules estimé par échographie à 24 h,48h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis de la race Ouled Djellal.....	84
Figure 36 : Nombre moyen des follicules à 24 h ,48h et 72h après retrait de l'éponge chez les brebis de races (Hamra et Ouled djellal).....	85
Figure 37 : Taux moyen des petits follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.....	88
Figure 38 : Taux moyen des follicules moyens après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.....	88
Figure 39 : Taux moyen des gros follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.....	88
Figure 40 : Taux moyen des petits follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal.....	80
Figure 41 : Taux moyen des follicules moyens après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal.....	90
Figure 42 : Taux moyens des gros follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal.....	91

LISTE DES PHOTOS

Photo 01 : Photographie de l'appareil génital de brebis.....	02
Photo 02 : Photographie de l'oviducte de brebis.....	04
Photo 03 : Photographie du col de brebis.....	05
Photo 04 : Brebis de la race Ouled Djellal.....	18
Photo 05 : Brebis de la race Hamra dite Beni Ighil.....	20
Photo 06 : Brebis de la race Rumbi.....	22
Photo 07 : Eponge vaginale et dispositif pour l'application de l'éponge.....	25
Photo 08 : Artéfact de réverbération.....	41
Photo 09 : Cône d'ombre.....	42
Photo 10 : Renforcement postérieur situé en aval de 2 kystes ovariens.....	43
Photo 11 : Image en miroir.....	44
Photo 12 : Diagnostic de gestation sur brebis debout par échographie.....	45
Photo 13 : Photographie de la technique d'échographie transrectale en position debout.....	48
Photo 14 : Une sonde avec un tube de guidage.....	48
Photo 15 : Image échographique sous eau d'un ovaire.....	49
Photo 16 : Images échographiques d'ovaire avec des corps jaunes et illustration schématique des structures ovariennes obtenues par échographie.....	49
Photo 17 : Images échographiques d'ovaire avec des follicules de différentes taille et illustration schématiques des structures ovarienne obtenus par échographie.....	50
Photo 18 : Ovaire d'une brebis en avant de la vessie.....	50
Photo 19 : Echographie trans-abdominale.....	51
Photo 20 : Le 18ème jour de gestation.....	52
Photo 21 : Images obtenues par échographie transrectale chez la brebis à 25, 35 et 45 jours de gestation.....	53
Photo 22 : Contention de la brebis et rasage de la région abdominale de la brebis.....	54
Photo 23 : Pratique de l'anesthésique local et l'incision de la peau.....	55
Photo 24 : Insertion de l'endoscope et de la pince.....	55
Photo 25 : Examen endoscopique d'un ovaire de brebis.....	56
Photo 26 : Ovaire avec un follicule pré ovulatoire de petites tailles.....	56
Photo 27 : Ovaire avec des follicules.....	56
Photo 28 : Ovaires de brebis avec des corps jaune.....	57
Photo 29 : Examen échographique d'une brebis après sa contention.....	64
Photo 30 : Pulvérisation de l'éponge vaginale avec un antibiotique et la mise en place de l'éponge dans l'applicateur.....	74
Photo 31 : Mise en place de l'éponge.....	75
Photo 32 : Acceptation de chevauchement des brebis de race Ham et Odj.....	76

Photo 33 : Examen échographique d'une brebis après sa contention.....	78
Photo 34 : Table de contention inclinable.....	92
Photo 35 : Endoscope à vision direct.....	92
Photo 36 : Générateur de lumière froide.....	93
Photo 37 : Contention de la brebis à l'aide d'une table à plan inclinable.....	94
Photo 38 : Incisions de la peau.....	94
Photo 39 : Insertion des trocars et de l'endoscope.....	95
Photo 40 : Suture de la peau.....	95

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION..... 01

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

RAPPELES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES SUR LA REPRODUCTION OVINE

I- LE SYSTEME REPRODUCTEUR DE LA BREBIS..... 02

I-1- Les Ovaires..... 02

I-2- Oviductes 03

I-3- Cornes utérines..... 04

I-4- Corps utérin..... 04

I-5- Col de l'utérus 04

I-6- Vagin..... 05

I-7- Vulve et vestibule vaginal 05

II- LA FOLLICULOGENESE 05

II-1- La croissance folliculaire basale 06

II-1-1- Aspects descriptifs 06

II-1-2- Régulation de la croissance folliculaire basale..... 07

II-2- Croissance folliculaire terminale 08

II-2-1- Le recrutement 08

II-2-2- La sélection 09

II-2-3- La dominance 10

II-2-4 Régulation de la croissance folliculaire terminale 10

II-3- L'ovulation 11

II-4- l'atrésie 11

II-5- Régulation de la croissance folliculaire (vagues folliculaires) 11

III- CYCLE SEXUEL DE LA BREBIS 13

III-1- Définition 13

III-2- Caractéristiques du cycle sexuel 13

III-2-1- Durée du cycle 13

III-2-2- Modification du comportement 13

III-2-3- Détection de l'œstrus 14

III-2-4- Modifications hormonales..... 14

III-2-4-1- Les hormones hypothalamiques 15

III-2-4-2- Les hormones hypophysaires 15

A- FSH 15

B- LH 15

C- La prolactine ou LTH.....	16
III-2-4-3- Les hormones ovariennes.....	16
A- Les œstrogènes	16
B- La progestérone	16
C- L'inhibine	16
III-2-4-4- Les facteurs utérins (prostaglandines).....	16
III-2-5- Régulation du cycle sexuel	17

**CHAPITRE II
LES RACES OVINES ALGERIENNE**

I- INTRODUCTION.....	18
II- ETHNOLOGIE DES POPULATIONS OVINES ALGERIENNES.....	18
II-1 Les races locales principales.....	18
A- La race Ouled Djellal.....	18
A-1- Caractéristiques de la race.....	19
A-2- Performances zootechniques.....	19
A-2-1- Reproduction.....	19
A-2-2- Production laitière.....	20
A-2-3- Production de viande.....	20
A-2-4- Production de la laine.....	20
B- La race Hamra dite Beni-Ighil.....	20
B-1- Caractéristiques de la race.....	21
B-2- Performances zootechniques	21
B-2-1- Reproduction.....	21
B-2-2- Production laitière	21
B-2-3- Production du viande	21
B-2-4- Production de la laine	21
C- La race Rumbi	22
II-2 Les races locales secondaires.....	22
A- La race Berbère à laine zoulai	22
B- La race Barbarine (Oued Souf).....	22
C- La race D'men	23
D- La race Targuïa-Sidaou.....	23

**CHAPITRE III
MAITRISE DU CYCLE ŒSTRALE CHEZ LES OVINS**

I- INTRODUCTION.....	24
II- SYNCHRONISATION DES CHALEURS ET SUPEROVULATION	24

II-1- Principe	24
II-2- Méthode	24
II-3- Standardisation des doses de FGA et de PMSG.....	26
II-4- Effet de la PMSG et du FGA ou analogues sur le mécanisme hormonal.....	26
II-4-1- Effet sur le moment d'œstrus.....	26
II-4-2 Effet sur la décharge ovulatoire de LH et l'ovulation	27
II-5- La variabilité de la réponse après un traitement de superovulation.....	29
II-6- La variabilité du moment d'ovulation.....	29
II-7- Autres facteurs non hormonaux contrôlant l'ovulation.....	30
II-7-1- Facteurs génétiques.....	30
II-7-2- Facteurs nutritionnels.....	31
III- EFFET DU TRAITEMENT HORMONAL SUR LES PERFORMANCES REPRODUCTIVES DES BREBIS.....	31

**CHAPITRE IV
UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE EN GENECOLOGIE OVINE**

I- FONCTIONNEMENT DE L'ECHOGRAPHIE.....	33
I-1- Emission et réception des ultrasons.....	33
I-2- Modes échographiques.....	33
I-2-1- Mode A (Mode Amplitude).....	33
I-2-2- Mode B (Mode Brillance).....	34
I-2-3- Mode BD (Mode Bidimensionnel).....	34
I-2-4- Mode TM (Mode Temps Mouvement).....	34
I-3- Les types de sondes échographiques.....	35
I-3-1- Sondes mécaniques.....	35
I-3-2- Sondes électroniques.....	36
I-3-2-1- Sondes linéaires.....	36
I-3-2-2- Sondes linéaires courbes.....	37
I-3-2-3- Sondes annulaires.....	37
I-4- Choix de la sonde.....	37
I-4-1- Le type de sonde.....	37
I-4-2- La fréquence.....	38
II- SEMIOLOGIE DE L'IMAGE CHOGRAPHIQUE.....	38
II-1- Interprétation de l'image échographique.....	38
II-1-1- terminologie.....	38
II-1-2- Les images de contour.....	39
II-1-2-1- Image d'interface.....	39
II-1-2-2- Image de paroi.....	39
II-1-3- Les images tissulaires.....	39
II-1-3-1- Les images des liquides.....	39

A- Les liquides homogènes.....	39
B- Les liquides non homogène.....	39
II-1-3-2- Les images des tissus mous.....	40
II-1-3-3- Les images de tissus gras.....	40
II-1-3-4- Les images de tissus osseux et de calculs.....	40
II-1-3-5- Les images de gaz.....	41
II-2- Artéfacts.....	41
II-2-1- La réverbération.....	41
II-2-2- La queue de comète.....	42
II-2-3- Le cône d'ombre.....	42
II-2-4- Ombre acoustique de bord.....	42
II-2-5- Le renforcement postérieur.....	43
II-2-6- L'image en miroir.....	43
III- MISE EN OEUVRE PRATIQUE DE L'ECHOGRAPHIE.....	44
III-1- Contention des animaux.....	44
III-1-1- Brebis couchée.....	44
III-1-2- Brebis assise.....	45
III-1-3- Brebis debout.....	45
III-2- Circuit des animaux.....	46
III-2-1- Couloir de contention.....	46
III-2-2- Parc de contention.....	46
IV- UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR DETERMINER L'ETAT PHYSIOPATHOLOGIQUE DE L'APPREIL GENITAL NON GRAVIDE.....	47
IV-1- Echographie transrectale.....	47
IV-1-1- Echographie transrectale des Ovaires.....	48
IV-1-2- Echographie transrectale de l'utérus non gravide.....	50
IV-2- Echographie trans-abdominale.....	51
V- UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR LE SUIVI DE GESTATION.....	51
V-1- Nécessité ou non d'une diète avant l'échographie.....	51
V-2- Diagnostic par échographie voie transrectale.....	52
V-3- Diagnostic par échographie trans-abdominale.....	53

CHAPITRE V

UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE EN REPRODUCTION OVINE

I- INTRODUCTION.....	54
II- LA TECHNIQUE DE LA LAPAROSCOPIE.....	54
III- UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE EN REPRODUCTION OVINE.....	56
III-1- Exploration de l'activité ovarienne.....	56
III-2- L'insémination artificiel.....	57

A- Technique laparoscopique.....	57
B- Pratique de l'I.A intra utérine.....	58
B-1- I.A intra utérine avec une pipette de verre et de plastique.....	58
B-2- I.A intra utérine avec équipement spécial.....	58
C- Avantages et limites de l'I.A laparoscopique.....	59
III-3- Collecte d'embryons in vivo.....	59
A- Technique laparoscopique.....	59
1- Préparation de l'animal.....	59
2- Collecte des embryons.....	59
B- Avantages et inconvénients.....	61
III-4- Transfert laparoscopique d'embryon.....	61

PARTIE EXPERIMENTALE

OBJECTIFS.....	62
----------------	----

CHAPITRE I

UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE POUR L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS NON STIMULEES

I- MATERIEL ET METHODES.....	63
I-1- MATERIEL.....	63
I-1-1- Animaux.....	63
I-1-2- Appareillage et produits.....	63
I-2 METHODES.....	63
I-2-1- L'examen échographique.....	63
I-2-2- Analyse statistiques des données.....	64
II- PARTIE RESULTATS.....	64
A- Race Ouled djellal.....	64
A-1- Détermination de la taille des structures ovariennes chez les brebis de la race Ouled djellal.....	67
A-2- Détermination du nombre des follicules chez la race Ouled djellal.....	68
B- Race Hamra.....	70
B-1- Détermination de la taille des structures ovariennes chez les brebis de la race Hamra.....	71
B-2- Détermination du nombre des follicules chez la race Hamra.....	72

**CHAPITRE II
UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE POUR
L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS
SUPEROVULEES**

I- MATERIEL ET METHODES.....	73
I-1 MATERIEL.....	73
I-1-1- Animaux.....	73
A- Les brebis.....	73
B- Les béliers.....	73
I-1-2- Produits et appareillage.....	73
I-1-2-1- Produits.....	73
A- Eponges vaginales.....	73
B- PMSG.....	74
C- Antibiotiques et désinfectants.....	74
I-1-2-2- Appareillage.....	74
I-2- METHODES.....	74
I-2-1- Protocole de synchronisation et de superovulation.....	74
A- La synchronisation des chaleurs.....	74
A-1- Mode d'application des éponges.....	74
B- La superovulation.....	75
I-2-2- La détection des chaleurs.....	75
I-2-3- Le suivi échographique.....	76
I-2-4- Analyse statistiques des données.....	77
II- LES RESULTATS DE DETECTION DES CHALEURS.....	77
II-1- L'expression des chaleurs.....	77
II-2- Durée des chaleurs.....	78
II-3- Les résultats de dénombrement et de mesure de la taille des follicules par Echographie.....	79
II-3-1- Le dénombrement des follicules.....	79
A- Race Hamra.....	79
B- Race Ouled Djellal.....	82
C- Résultats de dénombrement pour les deux races (Hamra et Ouled djellal).....	85
D- Comparaison entre le nombre total des follicules estimés à 24h, 48h et 72h Chez l'ensemble des brebis de race Hamra et Ouled djellal.....	86
II-3-2- La mesure de la taille des follicules.....	86
A-Race Hamra.....	86
B-Race Ouled Djellal.....	89
C- Comparaison entre le nombre de gros follicules estimé par échographie à 24h,48h et 72h.....	91

CHAPITRE III
UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE POUR L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE
OVARIENNE CHEZ LES BREBIS

I- MATERIEL ET METHODES.....	92
I-1- MATERIEL.....	92
I-1-1- Animaux.....	92
I-1-2- Matériel endoscopique.....	92
I-1-3- Matériel et produits de préparation du champ opératoire.....	93
I-2- METHODES.....	93
I-2-1- Préparation des animaux et du champ opératoire.....	93
I-2-2- Examen laparoscopique.....	94
I-2-3- Soins post opératoire.....	95
II- PARTIE RESULTATS.....	96
II-1- Détermination du nombre et estimation de la taille des follicules.....	97
 DISCUSSION.....	 98
CONCLUSION	106
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUE	
ANNEXES	

INTRODUCTION

INTRODUCTION

En Algérie, l'élevage ovin occupe une place importante dans l'économie rurale. Avec un effectif de 18.293.000 têtes (MAP, 2004), il représente une source importante de viande rouge, de laine et de lait. La production nationale en viande rouge, de 70 000 T/an (MAP, 2004), très insuffisante par rapport aux potentialités du cheptel est assurée par les trois races principales races (Ouled Djellal, Hamra et Rumbi). Les causes de cette faible production peuvent avoir plusieurs origines : physiologiques, pathologiques et ou zootechniques.

L'accélération du rythme des agnelages devrait entraîner une augmentation du nombre d'agneaux nés par brebis et par an. 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 races de brebis est indispensable à la compréhension des facteurs responsables des variations des performances de reproduction dont l'efficacité est limitée par deux types d'anoestrus (post partum et saisonnier) et par le faible taux d'ovulation caractérisant certaines races ovines.

Comme chez les autres mammifères, l'ovaire de brebis est le siège de la formation et de la maturation des ovocytes, de la différenciation cellulaire, de la synthèse des hormones, de l'apoptose, de la folliculogénèse et de l'atrésie folliculaire. La réserve des cellules germinales formée lors du développement embryonnaire représente un stock très important de follicules et d'ovocytes à l'âge prépubère (SAUMANDE, 1991). Ce développement folliculaire, chez la brebis, est un processus dynamique qui commence par le recrutement d'un certain nombre de follicules primordiaux de la réserve et à intervalle régulier. Ces follicules arrivent soit à maturité et ovulent, soit subissent l'atrésie (CAHILL, 1981).

Durant ces quinze dernières années, 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) mais cette utilisation demeure pour l'essentiel une technique de recherche, à deux exception près : l'insémination artificielle et le prélèvement échoguidé d'ovocytes en vue de la fécondation in vitro (OPU)

En Algérie, l'étude de l'activité ovarienne chez les brebis de races locales par échographie ou par 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 utiliser comme des outils de contrôle de l'activité ovarienne chez nos brebis.

PARTIE
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

RAPPELES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES SUR LA REPRODUCTION OVINE

I- LE SYSTEME REPRODUCTEUR DE LA BREBIS :

Chez la brebis, plusieurs organes sont impliqués dans le processus de la reproduction. Les ovaires, les oviductes, l'utérus, le vagin et les organes génitaux externes assurent différents rôles permettant la fécondation, l'implantation d'un embryon et son développement (cf. Photo.1).

Selon BARONE (1990) l'appareil génital de la brebis comporte trois grandes parties :

- La section glandulaire constituée par les ovaires.
- La section tubulaire constituée par les oviductes et l'utérus.
- La section urogénitale ou section copulatrice comprenant le vagin et la vulve.

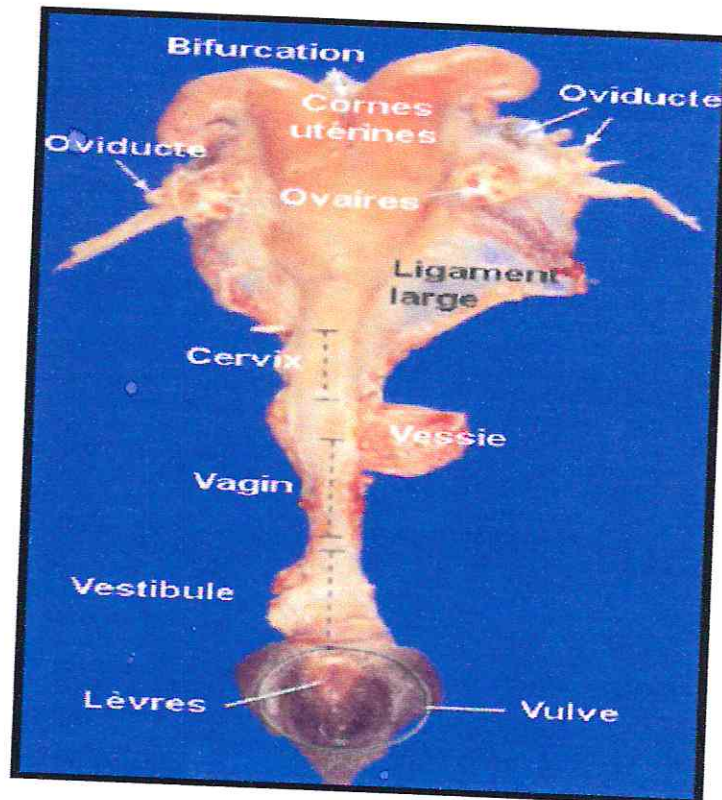


Photo 1: Photographie de l'appareil génital de brebis (JEAN-LOUP BISTER, 2002)

Le positionnement des organes génitaux internes est assuré par le ligament large dans l'espèce ovine comme dans l'espèce bovine. L'attachement du ligament large est dorsolatéral dans la région de l'ilium, de façon à ce que l'utérus soit disposé comme les cornes d'un bouc et que les ovaires soient localisés près du pelvis (PATTON et al. 1989). Le ligament large est constitué du *mésovarium* qui suspend l'ovaire entre l'utérus et la paroi du bassin, du *mésosalpinx* qui supporte l'oviducte et le *mésométrium* qui supporte l'utérus (LEESON T.S et LEESON C.R, 1971 ; FRANDSON, 1986).

I-1- Les Ovaires :

La brebis possède deux ovaires situés de part et d'autre de l'utérus (SOLTNER, 1993). Ces organes glandulaires sont généralement en forme d'amande. (fig.1). Leur taille varie selon l'âge, l'espèce et le cycle ovarien et assument deux fonctions principales :

- une fonction endocrine (libération d'hormones),
- une fonction exocrine (libération d'ovocytes).

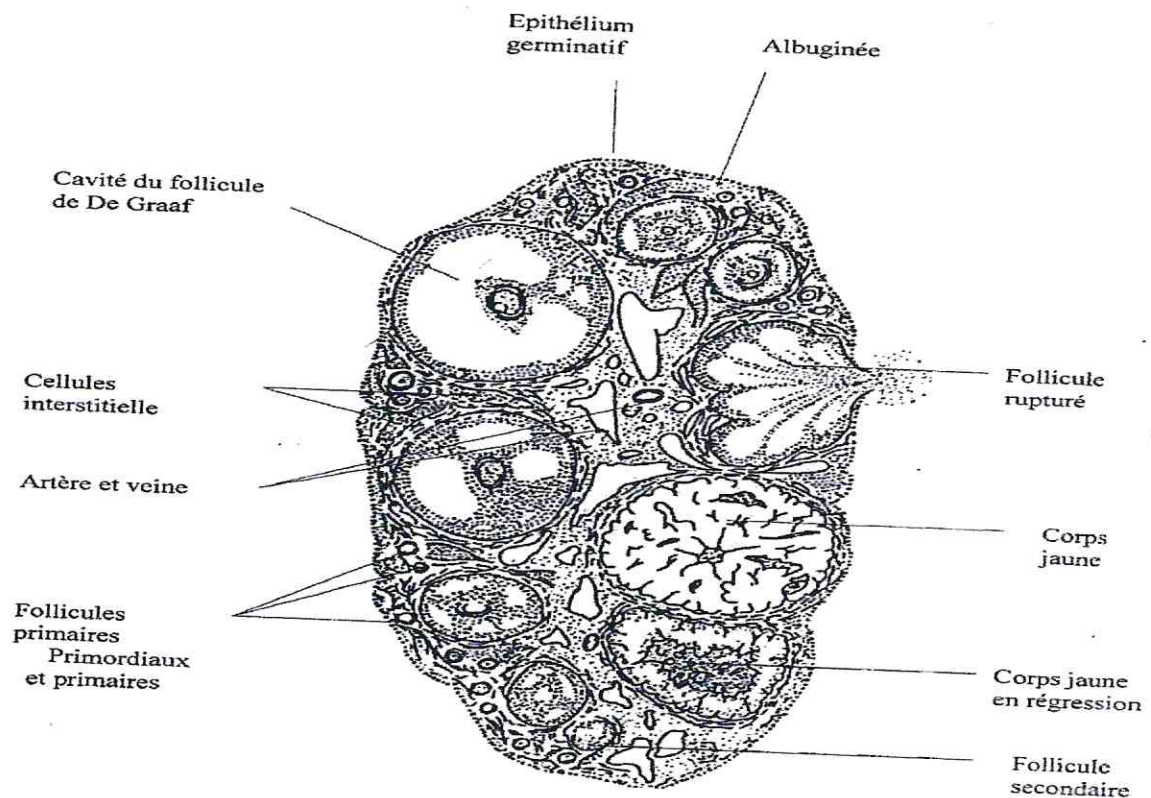


Figure 1: Organisation et structure de l'ovaire (DERIVAUX ET ECTORS, 1989).

L'ovaire représente la réserve ovocytaire, caractérise le siège de la croissance folliculaire et est impliqué dans la préparation de l'utérus afin de permettre à l'embryon de s'implanter si la fécondation a lieu en transformant le follicule déhiscent en corps jaune.

I-2- Oviductes :

L'oviducte appelé aussi salpinx ou trompe de Fallope à une longueur de 10 à 15 cm dont la moitié appartient à l'isthme (cf. **Photo.2**). Il est logé dans le ligament large (BARONE, 1990). Chaque oviducte comprend quatre portions :

- Le pavillon ou bourse ou infundibulum (pré ampoule), c'est une membrane recouvrant l'ovaire, et l'intérieur de cette membrane forme une sorte d'entonnoir s'ouvrant en regard de la zone germinative de l'ovaire par un orifice initial (ostium abdominal).
- L'ampoule est le lieu de rencontre des spermatozoïdes et de l'ovule (lieu de fécondation).
- L'isthme est la portion la plus rétrécie et joue le rôle de filtre physiologique dans la remontée des spermatozoïdes jusqu'à l'ampoule (SOLTNER, 1993).
- La portion intra murale ou interstitielle s'ouvrant dans la cavité utérine par l'orifice terminal (VAISSAIRE, 1977).

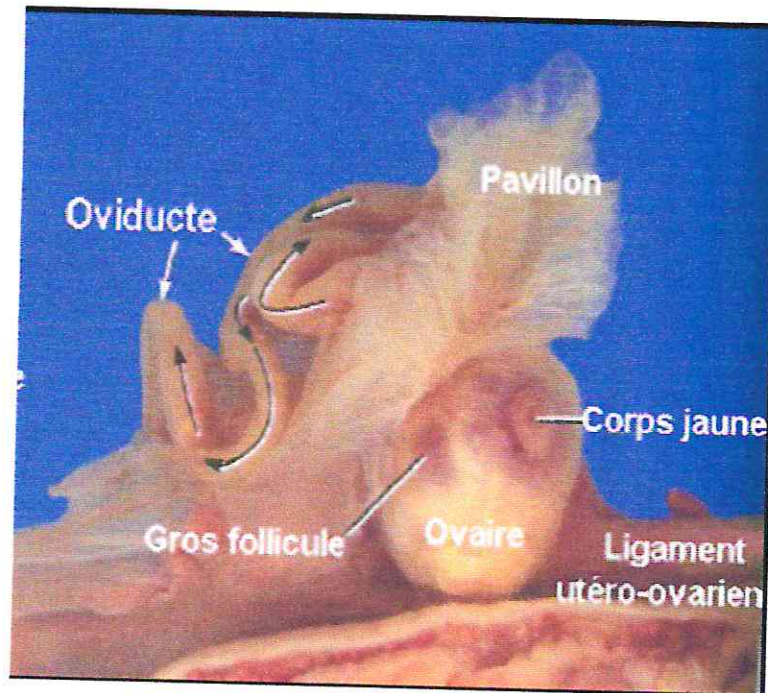


Photo 2: Photographie de l'oviducte de brebis (JEAN-LOUP BISTER, 2002).

I-3 Cornes utérines :

C'est le lieu de gestation où se fait la nidation et le développement embryonnaire, La paroi de l'utérus ou matrice est constituée de deux couches, une musculaire (myomètre) et une muqueuse (endomètre) (SOLTNER, 1993).

Les cornes utérines sont accordées dans une grande étendue dont la longueur est de 10 à 12 cm (CRAPLET et THIBIER, 1984). Leur diamètre augmente de la jonction utéro-tubaire jusqu'au corps utérin de 3mm à 1 cm.

I-4 Corps utérin :

Le corps de l'utérus est compris entre les cornes utérines et le col à environ 2 cm de longueur (CRAPLET et THIBIER, 1984).

I-5 Col de l'utérus :

Le col de l'utérus ou cervix est un canal étroit séparant l'utérus du vagin. Il est normalement fermé, il ne s'entrouvre qu'au moment de l'œstrus (cf. **Photo.3**). Et il est très ouvert lors de la mise bas. (SOLTER, 1993).

Le col de l'utérus est long de 4 cm, il est placé en position inférieure. A sa partie supérieure, on trouve un cul de sac vaginal large de 1.5 cm, à la partie inférieure la muqueuse du plancher de la région la plus postérieure du col se soulève en un pli en forme de fer à cheval qui participe à la fermeture de cet organe (CRAPLET et THIBIER, 1984).

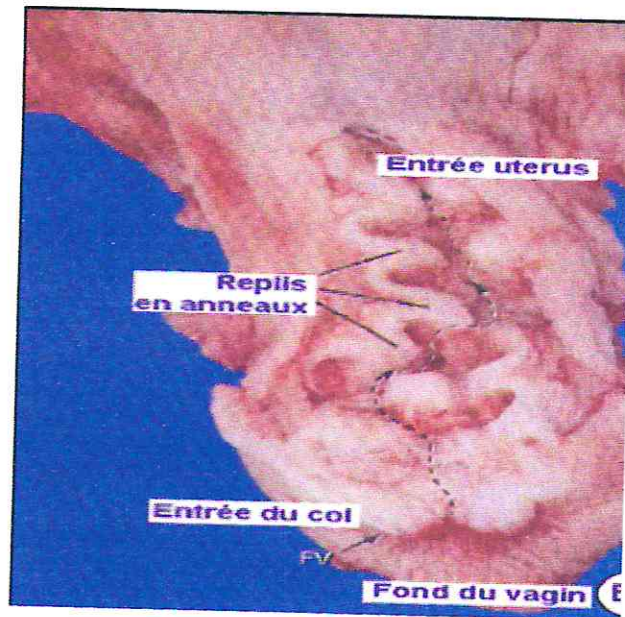


Photo 3: Photographie du col de brebis (JEAN-LOUP BISTER, 2002)

I-6- Vagin :

C'est un conduit musculo-membraneux de 10 à 12 cm de long, ces parois sont minces et plissées, en contact l'une avec l'autre qui peuvent se dilater considérablement au moment de la mise bas (SOLTNER, 1993).

I-7- Vulve et vestibule vaginal :

Encore appelée sinus urogénital, c'est le lieu où débouche l'urètre par le méat urinaire, ainsi que les canaux excréteurs des glandes de Bartholin (SOLTNER, 1993). Le vestibule vaginal dont la longueur est d'environ le quart de celle du vagin.

L'ouverture qui forme une fente ovale limitée par lèvres, la commissure supérieure répond à l'anus par le périnée et la commissure inférieure loge le clitoris (CRAPLET et THIBIER, 1984).

II- LA FOLLICULOGENESE :

La folliculogénèse se définit comme l'ensemble des processus de croissance et de maturation des follicules ovariens entre le stade de follicule primordial et l'ovulation (**fig.2**). Sa finalité biologique est la production, lors de chaque cycle menstruel ou œstrien, d'un (pour les espèces mono-ovulantes) ou de plusieurs (pour les espèces poly-ovulantes) ovocytes aptes à la fécondation et au développement.

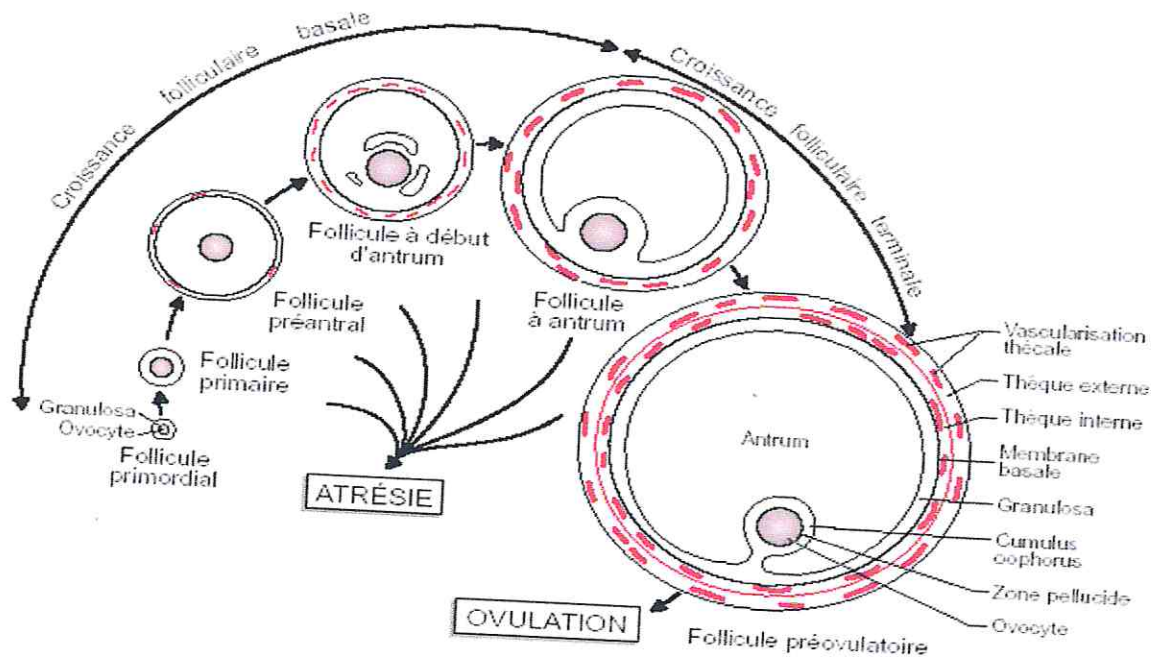


Figure 2: Les principales étapes du développement d'un follicule ovarien (MONNIAUX *et al*, 1999)

Chez le fœtus ovin, cette folliculogénèse débute à partir du 70^{ème} jour de gestation, c'est-à-dire dès que les premiers follicules primordiaux sont formés. Les agnelles possèdent entre 100.000 et 200.000 follicules à la naissance (LAND, 1970).

La croissance folliculaire se déroule en deux phases successives :

- La croissance folliculaire basale qui suit le recrutement initial, est une étape de croissance lente et continue. Elle est essentiellement contrôlée par les facteurs locaux.
- La croissance folliculaire terminale qui se termine à l'ovulation, est étroitement contrôlée par l'évolution des taux de gonadotropines hypophysaires (LH et FSH) au cours du cycle oestrien.

II-1- La croissance folliculaire basale :

II-1-1- Aspects descriptifs :

Le démarrage de la croissance des follicules primordiaux débute pendant la vie fœtale et néonatale. La croissance folliculaire basale est un processus lent et continu qui perdure toute la vie de la femelle jusqu'à l'épuisement du pool de follicules primordiaux.

Lors de cette croissance, le follicule passe par trois stades morphologiques différents. La transition du *follicule primordial* au *follicule primaire* qui se caractérise par une croissance de l'ovocyte. Le passage du stade *follicule primaire* au *follicule secondaire* est caractérisé par la prolifération des cellules de la granulosa qui s'organisent en une structure pluristratifiée autour de l'ovocyte. La transition au stade *follicule tertiaire* (MONNIAUX *et al*, 1999).

Cette transition est caractérisée par :

- La poursuite du processus de multiplication des cellules de la granulosa (taux de prolifération maximum pour un diamètre folliculaire de 1 mm chez la brebis).
- La différenciation des cellules du stroma ovarien entourant le follicule en deux tissus distincts : la *thèque interne* et la *thèque externe*.

- Le développement de la vascularisation dans les thèques.
- La formation de l'antrum; cavité remplie de liquide folliculaire, constituée des produits de sécrétion des cellules de la granulosa, de la thèque et d'éléments extra-ovariens (SHALGI et al., 1973) apportés par la vascularisation. Chez tous les mammifères, le follicule ovarien présente, dès la formation de l'antrum, une thèque externe, une thèque interne séparée de la granulosa par la lame basale, un ovocyte entouré de masse cellulaire appelé *cumulus oophorus*. Dans les différentes assises, les cellules communiquent les unes avec les autres par des jonctions communicantes (*gap junctions*) et des jonctions adhérentes en proportions variables selon le stade du développement.

Les changements morphologiques des follicules ovariens au cours de la croissance folliculaire basale sont comparables chez tous les mammifères. La durée des différents stades et la taille atteinte par les follicules à la fin de chaque stade sont en revanche caractéristiques de chaque espèce. L'apparition de l'antrum survient lorsque le follicule atteint 0.2 mm de diamètre chez la souris, la brebis et la femme. Le follicule atteint 0.2 mm chez la souris, 2 à 3 mm chez la brebis et 3 à 5 mm chez la femme et la vache en fin de croissance folliculaire basale. La durée de la croissance folliculaire basale est de 20 jours chez la souris et d'environ 6 mois pour la brebis, la vache et la femme (MONNIAUX et al, 1997).

Cette première phase de la folliculogénèse semble essentiellement contrôlée par un « dialogue » entre l'ovocyte et les cellules de la granulosa. Les hormones hypophysaires LH et FSH ne sont pas nécessaires au bon déroulement de la croissance et de la différenciation du follicule primordial en follicule préantral. En effet, les follicules primordiaux sont dépourvus de récepteurs à LH et la déficience en FSH n'empêche pas la croissance folliculaire basale qui se poursuit jusqu'au stade antral (DIERICH et al, 1988). En revanche les facteurs de croissance produits localement, soit par l'ovocyte, soit par les cellules de la granulosa, semblent être des éléments indispensables aux premières étapes de la folliculogénèse.

II-1-2- Régulation de la croissance folliculaire basale :

Les mécanismes contrôlant l'initiation de la croissance folliculaire basale sont difficiles à étudier car c'est un processus lent et long (ERICKSON et SHIMASAKI, 2001 ; McGEE et HSUEH, 2000).

- L'initiation de la croissance basale ne semble pas être sous l'influence des gonadotropines FSH et LH car comme rapporté par (DUFOUR et al, 1979), après hypophysectomie, elle se poursuit normalement.
- Des mutations des sous unité β de la FSH (KUMAR et al, 1997) et du récepteur FSH (DIERICH et al, 1988) chez la souris et la perte de la fonction du récepteur FSH (ALTTOMAKI et al, 1995) chez la femme, n'empêche pas le développement folliculaire jusqu'au stade antral.
- En revanche, des facteurs produits localement soit par l'ovocyte soit par les cellules de la granulosa semblent être des éléments indispensables au recrutement initial.

II-2- 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.

Cette phase de croissance est strictement dépendante des gonadotropines. Cette dépendance apparaît à des tailles différentes selon les espèces (2mm chez la brebis, 1mm chez la truie, 3 à 5 mm chez la femme et la vache et 10 mm chez la jument). La durée de la croissance terminale est de 2 semaines chez la femme, 2-3 jours chez la brebis, 4-5 jours chez la truie (MONNIAUX et al, 1997). (Tableau I).

Tableau I: Durée du développement folliculaire à différents moments du développement (D'après MONNIAUX et al, 1997).

Espèce	Durée totale du développement folliculaire (jours)	Durée de la phase folliculaire basale (jours)	Diamètre de follicules à la fin de la croissance basale (mm)	Durée de la croissance du follicule à antrum (jours)	Diamètre des follicules préovulatoires (mm)
Souris, rat, hamster	19 à 22	16 à 18	0.2	3 à 4	0.6 à 0.8
Lapine	97	87		10	0.8 à 1
Chienne	110				4 à 6
Brebis	180	136	2	44	6 à 7
Vache			3 à 4	22	10 à 20
Femme			3 à 5	60	20

Chez la brebis, le follicule en développement terminal passe de 2 mm de diamètre à 6-7 mm de diamètre au stade follicule préovulatoire. Cette étape est caractérisée par un accroissement du volume de l'antrum, un développement de la vascularisation théciale, une diminution progressive de l'activité de prolifération des cellules de la granulosa et une différenciation des cellules de la granulosa et de la thèque interne des cellules.

II-2-1- 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. D'après le modèle de la femme, il est aussi appelé « recrutement cyclique » des petits follicules à antrum.

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

Chez la brebis, deux à quatre vagues folliculaires vont entrer en croissance au cours d'un cycle œstrien. Dans la plupart des cas, le follicule ovulatoire provient de la dernière vague de follicules (EVANS, 2003). Il semble que l'augmentation transitoire des niveaux de FSH soit corrélée au départ de chaque nouvelle vague de follicules (BARTLEWSKI et al, 1999, VINOLES et al, 2001 ; BARTLEWSKI et al, 2002).

Quand les follicules primordiaux quittent le pool de follicules primordiaux, les cellules de la granulosa deviennent cubiques et expriment des marqueurs de prolifération comme PCNA (WANDJI et al, 1992, WANDJI et al, 1997). Des facteurs tels que l'AMH, C-kit/SCF et GDF9 seraient impliqués dans le recrutement des follicules primordiaux chez la souris, mais les mécanismes restent peu connus (PARROTT et SKINNER, 1999 ; VITT et al, 2000 ; DURLINGER et al, 2002).

Chez les primates et les rongeurs, le recrutement commence au début de la phase folliculaire du cycle. Par contre chez les ruminants, le recrutement se fait en continu, générant des vagues folliculaires. Le démarrage de chaque vague de croissance chez les ruminants est corrélée à une élévation des taux de FSH (ADAMS *et al*, 1992 ; McNEILLY *et al*, 1992). La diminution de la FSH par addition d'inhibine bloque le recrutement tandis que l'administration de GH induit l'augmentation de l'IGF-I biodisponible et augmente la taille de la cohorte chez la vache (GONG *et al*, 1991).

Au cours des recrutements des follicules à antrum, il se met en place une boucle d'auto amplification de l'action de FSH, l'IGF-I stimule l'expression des récepteurs à FSH et la FSH stimule l'expression des récepteurs IGF-I (MONGET *et BONDY*, 2000).

II-2-2- La sélection :

Le follicule destiné à ovuler continue sa croissance tandis que les autres follicules de la cohorte dégèrent par atresie. 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 qui induit la chute de la concentration sérique en FSH (fig.3). 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.

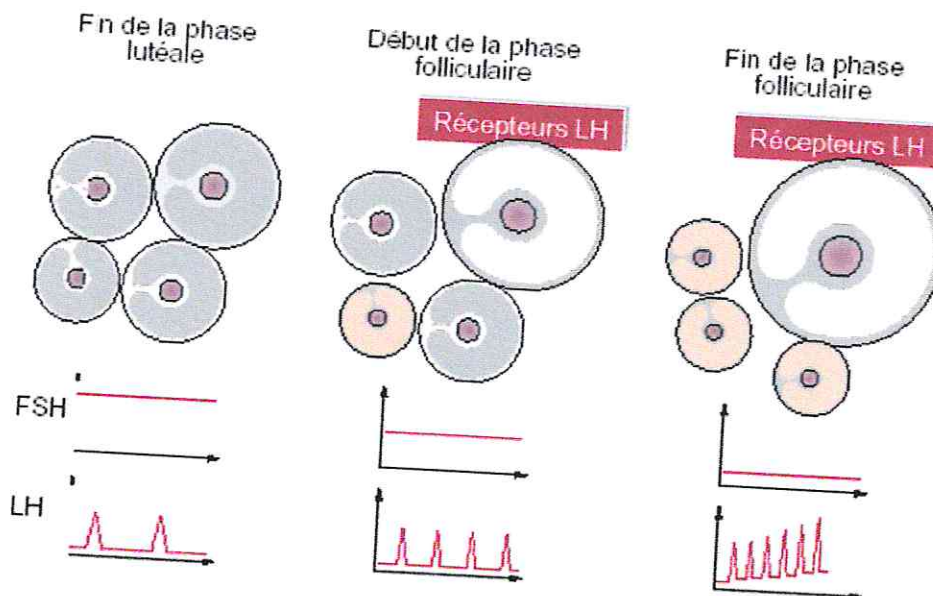


Figure 3: Sélection du follicule ovulatoire au cours de la croissance folliculaire terminale, pendant la phase folliculaire du cycle ovarien (MONNIAUX *et al*, 1999).

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.

II-2-3- 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. En effet, chez le macaque rendue hypogonadotrope et dont la croissance folliculaire est induite par FSH et LH exogène, le follicule dominant poursuit sa croissance même si l'apport de FSH est réduit de 15% chaque jour (ZELZNIK et KUBIK, 1986).

Les niveaux de FSH nécessaires à la survie du follicule dominant sont d'environ 50% inférieurs à ceux qui sont nécessaires au recrutement. Chez la vache, le follicule dominant, qui possède des récepteurs de LH dans les cellules de la granulosa, est sensible aux stimulations pulsatiles de LH. Des régulateurs intraovariens amplifient la réponse folliculaire à FSH et LH. Dans le follicule dominant, les protéines de liaisons aux IGFs sont réduites, augmentant ainsi la biodisponibilité de l'IGF-1 qui potentialise l'effet de LH sur les cellules thécales et de FSH sur les cellules de la granulosa. Chez les primates, le follicule dominant montre une meilleure vascularisation induite par le VEGF (vascular endothelial growth factor).

II-2-4 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 (IGFs, 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 (2 à 3 mm de diamètre chez la brebis) 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).

II-3- L'ovulation :

En réponse à l'augmentation des taux sériques d'E2, sécrété par le follicule dominant, la décharge ovulante des gonadotrophines FSH et LH induit l'ovulation. Le follicule préovulatoire se rompt et libère l'ovocyte entouré des cellules du cumulus oophorus. Les cellules de la thèque et de la granulosa se transforment en cellules lutéales, formant le corps jaune et sécrètent majoritairement de la P4, hormone indispensable pour la mise en place de la gestation. Chez les primates, les rongeurs et la truie, le corps jaune sécrète également de l'E2. En absence de fécondation, le corps jaune régresse (lutéolyse) en réponse à la PGF2 α d'origine utérine à la fin de la phase lutéale.

II-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. Néanmoins, la transition entre le stade préantral et le stade du début d'antrum chez les rongeurs est la période la plus sensible (JOLLY *et al*, 1997, McGEE et HSUEH, 2000). 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). Pour définir l'atrésie folliculaire, deux types de critères sont généralement utilisés :

1. Les critères morphologiques tels que 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'œstrus (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.

II-5- Régulation de la croissance folliculaire (vagues folliculaires) :

Les vagues folliculaires, sont associées à des variations d'hormones qui sont influencées par la présence ou l'absence du follicule dominant (**fig.4**). 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 inter-ovariens 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.

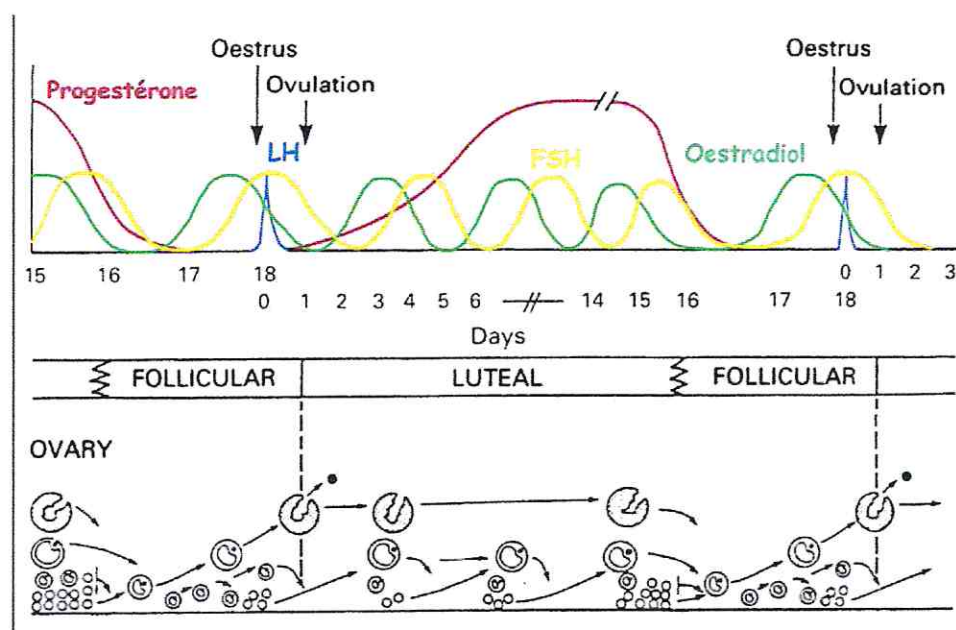


Figure 4: Modèle de la dynamique des vagues folliculaires chez le mouton (McNeilly et al, 1992)

III- CYCLE SEXUEL DE LA BREBIS :

La femelle non gestante possède une activité sexuelle à partir de la puberté, cette activité sexuelle se traduit par une succession d'événements précis se produisant à intervalles constants et selon un rythme propre à chaque espèce ; Ceci est connu sous le nom de cycle sexuel.

III-1- Définition :

Le cycle œstral correspond à la période délimitée par deux œstrus consécutifs ; plus précisément, c'est l'intervalle entre le premier jour de deux œstrus ou chaleurs consécutives (LEGAN et al, 1981). Le cycle sexuel est la manifestation de l'activité sexuelle cyclique des femelles, recouvre à la fois le cycle ovarien et le cycle œstral (LEGAN et al, 1981).

III-2- Caractéristiques du cycle sexuel :**III-2-1- Durée du cycle :**

La durée du cycle sexuel est de 16-17 jours avec une variation de 14-19 jours (DERIVAUX et ECTORS, 1989). Cependant, en période de transition entre l'œstrus et la saison sexuelle (à la fin de l'été), des cycles courts de moins de 12 jours sont fréquemment observés. Il est courant que la première ovulation de la saison sexuelle ne s'accompagne pas de comportement d'œstrus, On parle alors de « chaleurs silencieuses ». Comme chez les autres espèces, On divise le cycle œstral en deux phases :

- La phase folliculaire, 3-4 jours,
- La phase lutéale qui dure environ 13 jours. Elle est caractérisée par la maturation du corps jaune et un fort taux de progestérone qui atteint un maximum aux environs du 6ème jour après l'ovulation.

La durée de l'œstrus varie avec l'âge, la race et la saison, allant de 18 à 72 heures, la moyenne se situe aux alentours de 36 heures (KHIATI, 1999). L'ovulation est spontanée et survient 24 à 27 heures après le début de l'œstrus (DERIVEAUX et ECTORS, 1989).

III-2-2- Modification du comportement :

L'œstrus est la période du cycle pendant laquelle la femelle présente un comportement d'activité sexuelle et accepte le chevauchement par le mâle (**fig.5**). Ce comportement est absent pendant les autres périodes (phase lutéale du cycle, œstrus, gestation). Comparée aux autres ruminants, la brebis extériorise moins ses chaleurs. En présence d'un bélier, les brebis en chaleurs cherchent le contact, si le bélier cherche à les saillir, elles restent immobiles au chevauchement (EVANS et MAXWELL, 1987; HENDERSON, 1991).

Son intensité est variable en fonction de type de femelle et de la saison. En automne, la brebis est excitée, elle va au devant du bélier, tourne autour de lui et cherche à placer sa tête dans ses flancs et dans la région scrotale. A l'approche du bélier, elle s'immobilise, tourne la tête sur le côté et le regarde, agite la queue, puis accepte le chevauchement. Au printemps, ce comportement est moins marqué et la brebis reste davantage dans le troupeau. L'agnelle est agitée, curieuse, se porte beaucoup moins devant le bélier et parfois fuit à son approche.

Ces différences de comportement, associées à la moindre ardeur sexuelle du bélier au printemps, expliquent d'une part la nécessité de limiter à cette époque le nombre de brebis par bélier et d'autre part l'intérêt de faire lutter les agnelles séparément à ces dernières (BONNES et al, 1988).

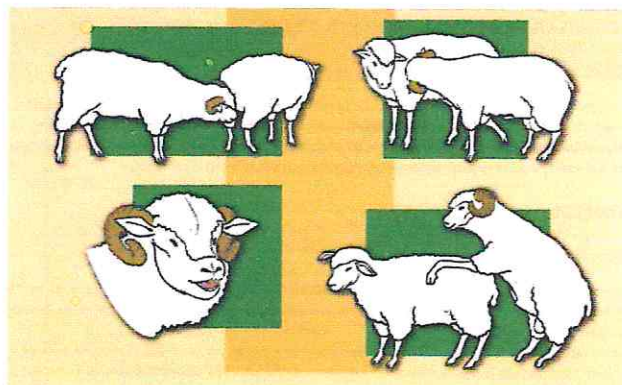


Figure 5: comportement sexuel lors de l'œstrus (Florence et al, 2005).

III-2-3- Détection de l'œstrus :

L'utilisation de moyens d'identification des animaux, est une aide physique souvent négligée pour la détection de l'œstrus, aussi, le matériel doit être suffisamment durable et réparable pour éviter toute manipulation inutile. L'identification des femelles tatouées, devra être complétée par un collier ou une bague d'oreille, portant un numéro lisible à distance (BARIL et al, 1993).

La détection de brebis peut être réalisée en cas de lutte en main sans synchronisation des chaleurs ou à l'aide de bélier entier munis d'un tablier leur interdisant la saillie.

Pendant la période de lutte, le contrôle des retour en chaleur des brebis, peut être réalisée par observation du comportement des animaux d'une part, par pose d'un harnais marqueur au poitrail des béliers d'autres part, les brebis saillies sont alors marquées sur la croupe.

III-2-4- Modifications hormonales :

Le déroulement du cycle sexuel nécessite l'intégrité du fonctionnement de l'axe hypothalamo-hypophyso-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). La **figure 6** illustre l'indépendance de plusieurs glandes et leur sécrétion hormonale nécessite une activité harmonieuse de l'ensemble de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien.

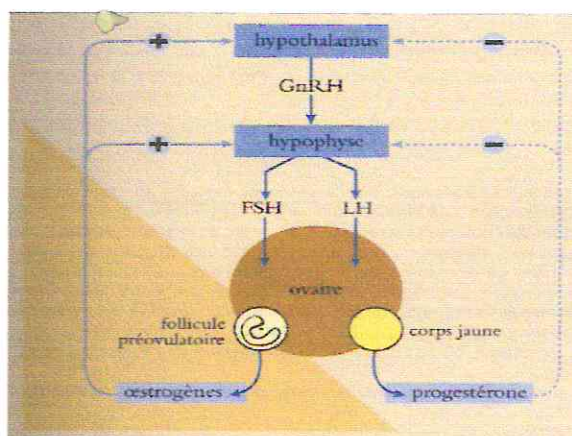


Figure 6: Représentation schématique des régulations de l'axe hypothalamo-hypophyso-ovarien chez la femelle (Florence et al, 2005).

III-2-4-1- 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 cycliques 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 et du testicule. 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-2-4-2- Les hormones hypophysaires :

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

A- FSH :

C'est une glycoprotéine, responsable de la croissance des follicules ovariens chez la brebis (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 (SCHAEZT, 1977). La sécrétion de FSH existe sous 2 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).

B- LH :

Hormone glycoprotéine, formée de deux sous-unités α et β (COMBANOUS, 1991), la LH est une hormone lutéinisante, 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 (MARTAL, 1985). La mesure de la LH plasmatique dans la circulation générale indique un mode de sécrétion presque exclusivement pulsatile ; une augmentation rapide au niveau hormonal 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 tout 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 lutéinisation (DUPOUY et al, 1992). Le pic de LH apparaît entre 3 et 17 heures après le début de l'œstrus et la durée du pic est de 10 à 10 heures, ce pic correspond à une décharge brutale préovulatoire qui intervient par rétrocontrôle positif des œstrogènes (200 ng / ml) (CRAPLET et THIBIER, 1984).

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-2-4-3- Les hormones ovariennes :**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

La sécrétion d'œstrogène, surtout l'œstradiol 17 β , varie au cours du cycle sexuel de la brebis de 1 à 3 pg / mg pour le taux de base et atteint 25 pg / ml au pic œstral (DERIVAUX et ECTORS, 1989).

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).

Le jour de l'œstrus, le taux de progestérone est très faible de 0.2 à 03 ng/ml, il augmente rapidement du 3^{ème} au 14^{ème} jours du cycle sexuel, pour atteindre un pic de 2 ng/ml. La régression survient 48 à 60 heures avant l'œstrus (DERIVAUX et ECTORS, 1976).

Pendant le cycle sexuel de la brebis, le taux de sécrétion de progestérone durant la phase lutéale est de 3 ng/ml, alors qu'il est de 0.5 ng/ml pendant la phase œstrale. Les niveaux les plus élevés de la progestérone pendant la phase lutéale sont associés à un taux d'ovulation plus élevé (CAHILL et al, 1981).

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-2-4-4- Les facteurs utérins (prostaglandines) :

La prostaglandine (PgF2 α) est synthétisée à partir de l'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 PgF2 α (NISURCUDER et NETT, 1988).

La PgF₂ α 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-2-5- 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 (j14-j15) la concentration en œstradiol est très faible (quelque pg / ml) 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 entre j15 et j17 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 atésiques. 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 suivie d'une seconde élévation de FSH (2eme pic) et de l'installation du corps jaune. L'hormone principale sécrétée par celui-ci est la progestérone dont les niveaux maxima sont atteints vers j8 (2-3 ng / ml) (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 secret ion pulsatile de prostaglandine PgF₂ α qui va devenir explosive entre j14 et j16 induisant aussi la régression rapide du corps jaune. Une nouvelle phase folliculaire débute alors.

Le mécanisme d'action de la PgF₂ α 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 II

LES RACES OVINES ALGERIENNE

I- INTRODUCTION :

En Algérie, le cheptel ovin local représente la ressource la plus importante en viande rouge. L'effectif a été estimé en 2004 à 18.293.300 têtes, dont près de 12.314.998 reproductrices (MAP, 2004). La répartition des principales races ovines locales est rapportée dans le tableau ci-dessous.

Tableau II : Effectif des principales races ovines locales (MAP, 2004).

Races	Femelles	Mâles	Total
Ouled Djelal	5.337.770	3.0501.54	8.387.924
Hamra	3.355.170	1.525.077	4.880.247
Rumbi	2.440.123	915.046	3.355.169
Total	11.133.063	5.490.278	16.623.341

Les races dites secondaires sont estimées à 1.669.959 têtes. Ce cheptel est inégalement réparti sur le territoire national avec 75% de l'effectif localisé dans la steppe. Il se caractérise par une faible production qui est liée à son aspect extensif et aux conditions du milieu car il est dépendant de la végétation naturelle.

II- ETHNOLOGIE DES POPULATIONS OVINES ALGERIENNES :

Les principales races ovines locales sont : la race Arabe Blanche dite Ouled Djellal, la race Hamra ou Béni-Ighil et la race Rumbi. Cependant, on retrouve d'autres races dites secondaires représentées par la race Berbère à la laine zoulaï, la race Barbarine de Oued Souf, la race D'men et la race Targuia-Sidaou (CHELLIG, 1992).

II-1 Les races locales principales :**A) La race Ouled Djellal :**

C'est la plus importante des races ovines Algériennes et constitue près de la moitié de l'effectif. C'est une race résistante aux zones arides, elle supporte la marche sur de longues distances, elle s'adapte aux différents pâturages des hauts plateaux, de la steppe et des parcours sahariens. Cependant, cette race craint les grands froids (cf. **photo.4**).



Photo 4 : Brebis de la race Ouled Djellal (HAMAIDI, 2007)

Cette race présente trois variétés principales qui diffèrent par la taille et leurs aptitudes :

- Type Laghouat – Chellala – Targuine (Oued Touil) – Boghari : c'est la variété la plus petite de taille à laine très fine.
- Type du Hodna : Ouled Nail- Djelfa- Sidi Aissa- Boussaâda- M'sila- Sétif- Ain M'lila et Ain Beida : c'est le type le plus lourd, il se rapproche de la race Ile de France et c'est le plus recherché par les éleveurs. Il est élevé dans toutes les exploitations céréalières des hauts plateaux.
- Type Ouled Djellal – Zibans – Biskra – Touggourt : c'est un mouton longiligne caractérisé par des pattes hautes et adapté au grand nomadisme. C'est le type de mouton marcheur. C'est le mouton des tribus nomades du piémont sud de l'Atlas Saharien.

A)-1- Caractéristiques de la race : Elle se caractérise par une :

- **Tête** : assez fine, un peu longue, profil sub-busqué ou busqué chez le male, front large, chanfrein proéminent, la face est recouverte de poils blancs, lustrés et très fins, l'oeil est grand et de couleur noir ou jaune clair, les oreilles sont longues, pendantes, absence de cornes.
- **Encolure** : cou long, sans fanons, nu sur sa partie ventrale.
- **Tronc** : rectangulaire, ligne du dessus droite, du garrot à la base de la queue, cote longue et bombée, poitrine profonde, descend bas entre les membres antérieurs, queue relativement courte s'arrête au niveau du jarret.
- **Membres** : longs, adaptés à la marche, gigot plat, très bons aplombs.
- **Peau** : blanche, cependant quelques traces de pigmentation marrons sur certains sujets très visibles chez les jeunes, il y a dilution de ces pigmentations avec l'âge.
- **Laine** : la laine est blanche, fine et peu jarreuse, la toison couvre suffisamment l'animal, elle descend jusqu'aux jarrets et aux genoux, le ventre et la partie inférieure du cou sont nus.
- **Format et poids** : race de grand format, taille moyenne, la hauteur au garrot représente chez la brebis 70 cm (min 61 cm) et 80 cm (min 75 cm) chez le bélier, le poids moyen des brebis est de 60 kg (min 42 kg), celui des béliers est de 83 kg (min 73 kg).

A)-2- Performances zootechniques : Selon CHELLIG, (1999) les performances sont présentées essentiellement par:

A)-2-1- Reproduction :

- Age au premier œstrus (chaleurs) : 08 à 10 mois.
- Saisonnalité de l'œstrus : 02 saisons (Avril - Juillet) et (Octobre - Novembre).
- Mise à la lutte : 18 mois.
- Première mise bas : 24 mois.
- Intervalle entre 02 agnelages : 11 à 12 mois.
- Fécondité : 95 %.
- Prolificité : 110 %..
- Longévité : brebis (10 ans) et bélier (12 ans).

A)-2-2- Production laitière :

La brebis Ouled djellal se laisse traire facilement. La traite se fait surtout pendant le printemps. La production est de 70 à 80 kg en 06 mois de lactation, le lait de la traite sert à la consommation familiale (frais - caillé), petit lait (leben) et à la fabrication du beurre (smen), du fromage frais (djeben) et du fromage sec (klila), le colostrum (lèba) est également après ébullition (CHELLIG, 1992).

A)-2-3- Production de viande :

- Poids moyen à la naissance (agneau) : 3,590 kg.
- Poids moyen au sevrage (4mois) : 30 kg.
- Poids à 18 mois (allouche) : 35 à 40 kg.
- Poids des bêtes à engraisser (Ténaï) 24 mois : 38 à 42 kg.
- Durée d'engraissement (grissa) : 60 à 75 jours.
- Augmentation pondérale par jour : 150 à 200 grs.
- Poids à l'abattage : 12 à 48 kg, rendement 45 %

C.M.A

La qualité de viande est bonne, avec un goût apprécié surtout pour le mouton de la steppe (goût de chih) (plante aromatique contenant du thymol), le gigot est long et plat (CHELLIG, 1992).

A)-2-4- Production de la laine :

La laine de Ouled djellal est blanche, fine, la longueur de la mèche est de 08 cm, le poids de toison est de 2.5 à 3.5 kg pour le bélier et de 1,5 à 2,5 kg pour la brebis, avec un rendement de 43 % après lavage

B) La race Hamra dite Beni-Ighil :

De par son effectif, c'est la deuxième race ovine en Algérie. Sa répartition géographique s'étend du Chott Chergui à la frontière marocaine. C'est une race de petite taille à ossature fine et aux formes arrondies, la tête et les pattes sont rouges acajou foncé et la toison blanc cassé. Cette race résiste aux froids et aux vents glacés. (cf. **photo.5**).



Photo 5: Brebis de la race Hamra dite Beni Ighil (HAMAIIDI, 2007).

B)-1- Caractéristiques de la race : Elle se caractérise (CHELLIG, 1992) par un :

- **Corps** : très ramassé avec format petit et courts sur les pattes, le gigot ovoïde et cotes profondes.
- **Couleur** : la peau est brune, les muqueuses sont noires, la tête et pattes sont bruns rouge foncé presque noirs, la laine est blanche avec du jarret volant brun roux.
- **Cornes** : spiralées, moyenne.
- **Profil** : convexe, busqué.
- **Queue** : fine, longueur moyenne.
- **Poids** : pour les brebis (40 kg) et les males (71 kg).

B)-2- Performances zootechniques : Ces performances sont présentées essentiellement par :

B)-2-1- Reproduction :

- Age de la brebis au premier œstrus (chaleurs) : 12 mois.
- Age au premier agnelage : 18 mois.
- Nombre d'agneaux au sevrage pour 100 brebis (mise à la lutte) : 75 à 80 %
- Taux de fertilité : 86 % en automne et 83 % en printemps.
- Taux de prolificité : 115 % en automne et 116 % en printemps.
- Taux de fécondité : 98 % en automne et 96 % en printemps.
- Longévité : 8 à 10 ans pour les brebis, 10 à 12 ans pour les béliers

B)-2-2- Production laitière :

L'aptitude à la traite est bonne, la production totale est de 50 à 60 kg pendant 4 à 5 mois. La distinction du lait est pour les agneaux au début de la lactation, pour la famille à la fin. Pour la fabrication de beurre (Smen) notamment (CHELLIG, 1992).

B)-2-3- Production du viande :

- Poids de l'agneau à la naissance : 2,5 kg.
- Poids d'agneau au sevrage à 4 mois : 25 kg.
- Poids du brouillard (Allouche) à 1 an : 31 kg.
- Engraissement (Ténaï) à 18 mois : 34 kg (pendant 100 jours).
- Poids à l'abattage : 42 à 45 kg.
- Croissance moyenne journalière pendant l'engraissement : 150 à 180 kg.

C'est un mouton à viande par excellence, chaire fine à saveur appréciée.

B)-2-4- Production de la laine : Poids de la toison non lavée : 1,5 à 2 kg pour la brebis, 2,5 à 3 kg pour le bélier.

- Toison tassée à mèche carrée, la longueur de la mèche est de 5 à 7 cm.
- Finesse moyenne : 25 à 26,5 microns px2.
- Couleur : toison blanche.
- Le jarre : rare, roux.
- Utilisation de la laine :
 - Artisanat et Tapis : filij de tente.
 - Industrie : couverture, matelas.

C) La race Rumbi :

La race Rumbi a les mêmes caractéristiques que la race Arabe Blanche Ouled Djellal sauf qu'elle a les membres et la tête mauves (cf. **photo.6**). C'est une race montagnarde de l'Atlas saharien, elle est robuste, les pattes sûres, les sabots durs et les cornes sont énormes chez les béliers. Cette race se répartie entre Tiaret, Sougueur, Djebel Amour, et Khenchela. C'est un animal bien adapté à la marche, il est capable de parcourir de grandes distances au cours de la transhumance. Il est également bien adapté aux sols rocaillieux secs, au sol de montagne de l'Atlas saharien avec un climat sec et chaud en été, froid avec gelée en hiver



Photo 6: Brebis de la race Rumbi (HAMAIDI, 2007).

L'agnelle Rumbi qui est une race dessaisonnée, ne présente pas de période d'intensité sexuelle, la saison sexuelle étant très longue et présente deux périodes de lutte allant de septembre à décembre (agnelage d'hiver) et d'avril à juillet (agnelage de printemps). La période d'œstrus saisonnier chez la race Rumbi s'observe en hiver. Cependant, cet œstrus est relatif puisque l'activité ovarienne se poursuit pendant l'hiver pour certains sujets avec des saillies fécondantes (NIAR, 2001).

II-2 Les races locales secondaires :**A) La race Berbère à laine zoulai :**

C'est une race des montagnes de l'Atlas Tellien de l'Afrique du Nord. De petite taille, cette race se confond avec celle de Beni Ighil qui présente les mêmes caractéristiques générales à l'exception de la coloration et de la laine qui est mécheuse chez la race berbère.

B) La race Barbarine (Oued Souf) :

C'est un mouton barbarin à queue adipeuse apparenté au mouton barbarin tunisien et asiatique. On la rencontre à la frontière tunisienne dans l'erg oriental (Oued Souf). Cette race est remarquablement adaptée au désert de sable et aux grandes chaleurs d'été. Elle utilise très bien les pâturages maigres des dunes de l'erg oriental. Elle a une puissance digestive remarquable et elle s'engraisse rapidement.

C) La race D'men :

Cette race a pris une grande importance ces dernières années à cause de sa prolificité élevée, sa précocité et sa faculté de donner des naissances double couramment, parfois elle donne cinq agneaux en une seule portée. Elle est destinée à augmenter par croisement la prolificité des races à viande. C'est une race saharienne répandue dans les oasis de l'Ouest algérien et du Sud marocain.

D) La race Targuia-Sidaou :

Cette race est élevée par les Touaregs (d'où le nom de Targuia) qui vivent et nomadisent au Sahara entre le Fezzan en Libye -t Niger et au Sud algérien dans le Hoggar - Tassili. Elle est recouverte de poils, n'a pas de laine, sa queue est longue et fine. Cette race est résistante aux climats sahariens et aux grandes marches, elle est la seule à pouvoir vivre dans les pâturages du Grand Sahara.

CHAPITRE III

MAITRISE DU CYCLE ŒSTRALE CHEZ LES OVINS

I- INTRODUCTION :

Les techniques de reproduction assistée ont été développées quelle que soit l'espèce afin que les animaux génétiquement remarquables puissent engendrer une descendance plus grande que par reproduction naturelle. Ces techniques (synchronisation de l'œstrus, insémination artificielle, transfert embryonnaire *in vivo* ou *in vitro*, et enfin clonage) permettent une accélération du progrès génétique. La transgénèse, autre biotechnologie de la reproduction, permet la création d'animaux phénotypiquement intéressants. Chacune d'entre elles joue sur un aspect différent.

En effet, si par ces techniques l'animal peut se reproduire plus précocement et plus vite qu'il ne le ferait dans la nature, alors il y a accélération du progrès génétique. Dans l'espèce ovine, ces techniques sont en plein développement. Nous nous sommes limités dans ce chapitre aux techniques de synchronisation et de superovulation chez l'espèce ovine.

II- SYNCHRONISATION DES CHALEURS ET SUPEROVULATION :**II-1- Principe :**

La synchronisation des chaleurs consiste à avoir un certain nombre de femelles en œstrus durant une période très courte (HUNTER, 1980).

En terme pratique, la synchronisation des chaleurs d'un groupe des femelles met en jeu deux alternatives pour manipuler le cycle œstral :

- Induction de la régression de corps jaune, de telle sorte que les animaux entrent dans la phase folliculaire du cycle à la même période et seront synchronisés l'œstrus suivant.
- Suppression du développement folliculaire par le maintien d'une phase lutéale artificielle suffisante. Après l'arrêt de cette phase, tous les animaux entrent dans la phase folliculaire d'une manière synchronisée (McDONALD, 1980).

II-2- Méthode :

Depuis plusieurs années, la progestérone ou ses dérivés synthétiques (progestagènes) sont utilisés pour inhiber l'œstrus et l'ovulation afin de synchroniser un groupe de femelles. La technique généralement retenue est celle des éponges vaginales (GOUHIS, 1989; PELLETIER et THIMONIER, 1975 ; ECHTERNKAMP et al, 1975) (cf. **Photo.7**). Ainsi le traitement des brebis par des éponges vaginales imprégnées d'acétate de fluorogestone (FGA) ou analogue pendant 12 à 14 jours permet la synchronisation des chaleurs pendant la saison sexuelle ou la rupture de l'ancœstrus saisonnier ou post-partum et la mise à la lutte des agnelles (THIMONIER et COGNIE, 1971). Une proportion élevée de brebis vient en œstrus durant un intervalle de temps entre 24-72 heures après l'arrêt du traitement progestatif (COGNIE et al, 1970 ; MAUER et al 1972 ; COGNIE et PELLETIER, 1976).

Toutefois, le traitement progestatif seul est insuffisant pour provoquer l'apparition de l'œstrus chez la totalité des animaux traités pendant la période d'ancœstrus. L'injection intramusculaire de la gonadotropine « PMSG » (pregnant mare's serum gonadotrophine) à la fin du traitement progestatif (**fig.7**) augmente le pourcentage des femelles en œstrus (THIMONIER et al, 1970).

Les brebis prolifiques sont plus sensibles à la stimulation par les gonadotropines que les femelles moins prolifiques (BINDON et al, 1971).

L'induction de la croissance folliculaire, la production de LH et finalement la superovulation telles sont les caractéristiques de la PMSG (THIMONIER et COGNIE, 1971).

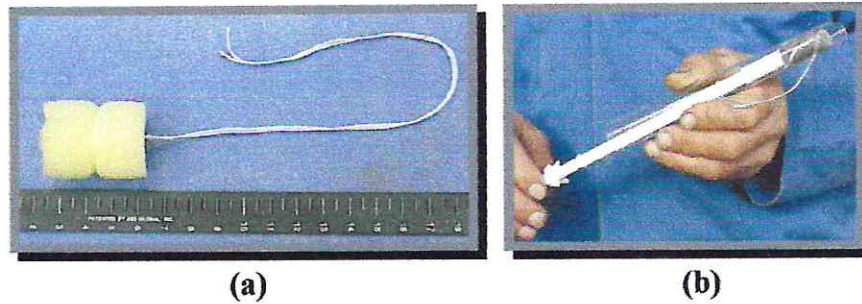


Photo 7: (a) éponge vaginale (b) Dispositif pour l'application de l'éponge (CLEMENT, 2006)

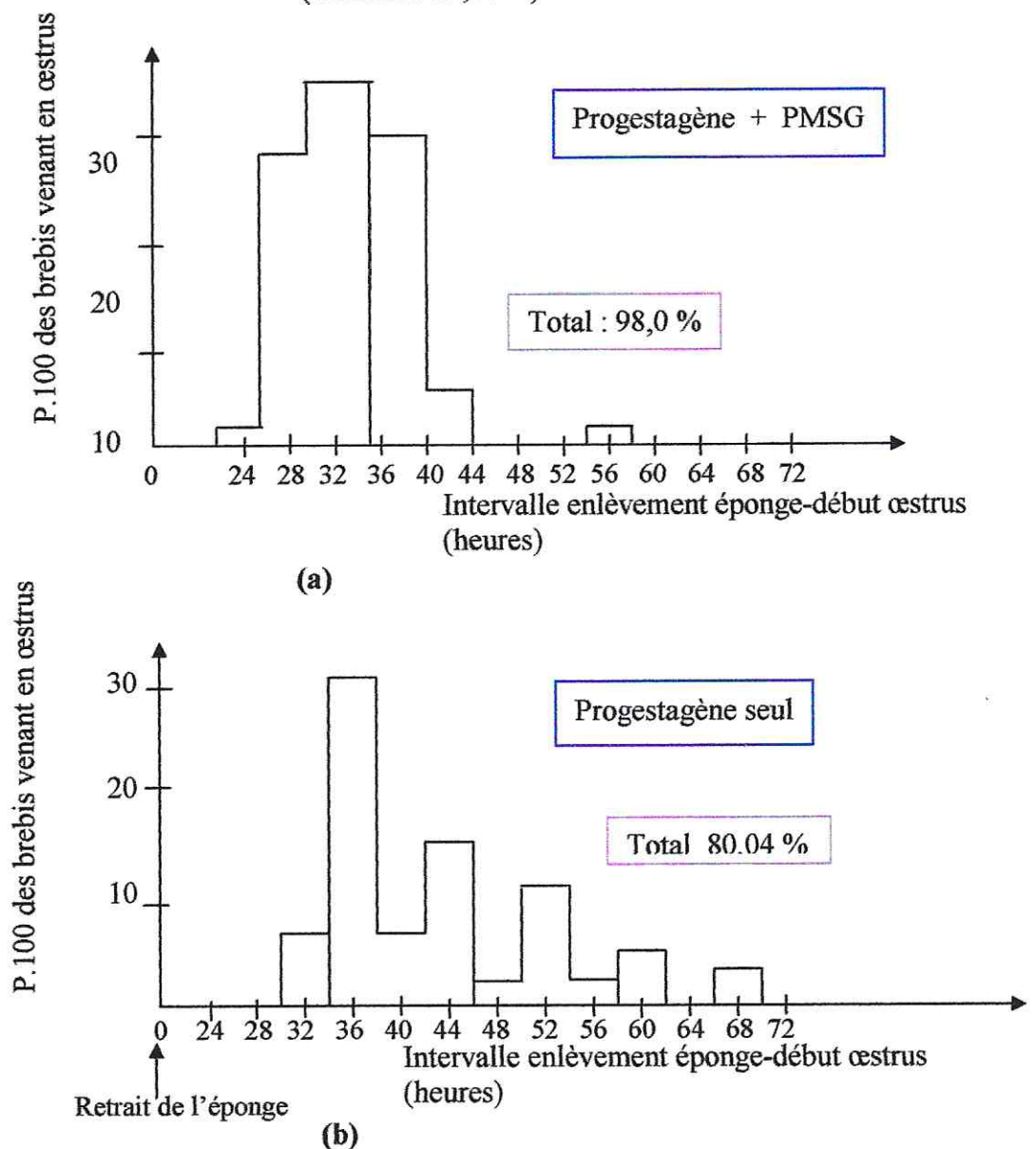


Figure 7: (a),(b) Influence de l'administration de PMSG sur le moment des chaleurs après traitement progestagène chez la brebis en anœstrus saisonnier (COGNIE et al, 1970).

II-3- STANDARISATION DES DOSES DE FGA ET DE PMSG :

Le choix des doses de FGA et de PMSG (**tableau III**) varie selon la saison, l'état physiologique et l'âge des animaux (COGNIE et MAULEON, 1982). Il a été démontré que l'application d'une dose de FGA inférieure à 30 mg se traduit par une baisse significative ($P < 0.01$) de la fertilité. (LEWIS et al, 1974). Les doses de PMSG généralement préconisées varient de 400 à 700 UI (COGNIE et MAULEON, 1982). Avec des doses croissantes de 400 à 1000 UI de PMSG, KHALDI et LASSOUAD (1988) concluent qu'une dose de 600UI pendant l'œstrus saisonnier représente la dose optimale au-delà de laquelle la fertilité des brebis de race Noire de THIBAR diminue. Chez la femelle de race Barbarine, cette dose optimale est de 400 UI (GOUHIS, 1989).

Tableau III : Traitements hormonaux utilisés pour l'induction de l'œstrus par la technique des éponges vaginales (COGNIE et MAULEON, 1983).

Etat physiologique	Saison sexuelle			Anœstrus saisonnier		
	Pose de progestagène (mg)	Durée du traitement	PMSG (b) (UI)	Pose de progestagène (mg)	Durée du traitement	PMSG (b) (UI)
Brebis sèche	40	12-14 j	400	30	12 jours	500-600
Brebis allaitantes	40	12-14 j	500	30	12 jours	600-700
Agnelles (8 à 12mois)	40	12-14 j	400	40	12-14 j	500

(a) FGA : acétate de fluorogestone (17acetoxy-9fluoro-11hydroxyprogesterone)

(b) dose de PMSG est ajustée selon la race (par exemple : diminuer la dose de 100UI pour les F₁ croisés des races Romanov).

II-4- Effet de la PMSG et du FGA ou analogues sur le mécanisme hormonal :**II-4-1- Effet sur le moment d'œstrus :**

Contrairement aux résultats de MAUER et al. (1972), l'injection de la PMSG réduit l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus (**tableau IV**). Cette réduction varie de 5 à 14 heures selon la dose de PMSG et la saison (COGNIE et al, 1970 ; EVANS et ROBINSON, 1980). Toutefois, après traitement par FGA, l'œstrus survient plus tard chez brebis allaitantes que chez les brebis sèches (PELLETIER et THIMONIER, 1973 ; COGNIE et PELLETIER, 1976). De même, le moment d'apparition de l'œstrus après traitement progestatif varie selon la race de la brebis (BRADFORD, 1971).

L'intervalle arrêt du traitement-apparition des chaleurs est plus court pendant la saison sexuelle que pendant l'an œstrus, que les brebis reçoivent ou non une injection de PMSG (COGNIE et al, 1970). Par contre, EVANS et REBINSON (1980) notent que l'arrêt du traitement se traduit par l'apparition de l'anœstrus plus tôt chez les brebis traitées pendant l'anœstrus que chez celle traitées pendant la saison sexuelle, l'injection de la PMSG inverse la situation.

Tableau IV : Effet de l'injection de PMSG après traitement progestatif sur l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus (heures)

Dose PMSG (UI)	Arrêt traitement-apparition de l'œstrus (heure)		Références
	Saison sexuelle	Anœstrus saisonnier	
0	56,0	44,7	EVANS et ROBINSON (1980)
200	40,0	48,0	
400	37,0	43,2	
800	35,6	38,4	
1600	31,4	41,2	
0	35	41	MAUER et al (1972)
500	40	/	
400-800	37,7	42,7	COGNIE et al (1970)
	30	32,7	

4-2 Effet sur la décharge ovulatoire de LH et l'ovulation :

L'utilisation de progestagènes ou de progestérone empêche la production de LH pendant la durée du traitement chez les brebis cycliques. L'arrêt du traitement progestatif se traduit par une décharge ovulatoire aussi bien chez les cycliques que celles en anœstrus (PELLETIER et THIMONIER, 1969 ; MAUER et al, 1970).

L'injection de la PMSG réduit l'intervalle œstrus-pic de LH (EVANS et ROBINSON, 1980 ; ECHTERNKAMP et LUNSTRA, 1978). Par contre, seul MAUER et al. (1972) trouvent que le pic de LH survient avant l'œstrus, il se situe 11 et 8 heures avant l'œstrus chez les groupes traités pendant la saison sexuelle avec ou sans PMSG respectivement. Le pic de LH survient plus tôt et avec intensité plus élevée chez les brebis sèches que chez les brebis allaitantes (PELLETIER et THIMONIER, 1973 ; LEWIS et al, 1974 ; COGNIE et PELLETIER, 1976).

Aucune relation n'existe entre la quantité de LH et le taux d'ovulation. Toutefois, l'intervalle œstrus-début de décharge de LH est plus élevé chez les femelles ayant deux ovulation ou plus que celle ayant une seule ovulation (THIMONIER et PELLETIER, 1971 ; BINDON, 1984). De même cet intervalle est plus long chez les races prolifiques que celles moins prolifiques (LAND et al, 1973), le **tableau V** montre que la PMSG augmente le taux d'ovulation (EVANS et ROBINSON, 1980 ; LUNSTRA et CHRISTENSON, 1981b). De plus, il a été démontré (**tableau VI**) une interaction significative ($P < 0.05$) entre la dose de PMSG et la race pour le taux d'ovulation (LASTER et GLIMP, 1974). L'introduction du bélier après traitement progestatif, associé ou non à la PMSG, se traduit par un taux d'ovulation inférieur au groupe recevant le progestagène et la PMSG seulement (TOTERDA et al, 1987).

Tableau V: Effet du traitement progestatif- PMSG sur le taux d'ovulation

Dose de PMSG (UI) après traitement progestatif	Taux d'ovulation moyen		Références
	Ancestrus saisonnier	Saison sexuelle	
0	0,6	1,0	EVANS et ROBINSON (1980)
200	1,2	1,2	
400	2,2	1,8	
800	7,4	4,0	
1.600	6,0	9,0	
0 mg FGA + 0PMSG 2 x 750 UI	/ 2,5	1,9 2,9	LUNSTRA et CJHRIETENSON (1981)

Tableau VI: Effet de l'interaction RACE-PMSG sur le taux d'ovulation (LASTERET GLIMP, 1974).

Dose de PMSG UI RACE	Ancestrus saisonnier		Saison sexuelle	
	2 x 750	2 x 1000	0	750
Rambouillet	2,2	4,5	2	1,8
Targhee	1,4	4,8	2,1	2,1
Hampshire	1,3	2,0	1,9	1,8
Dorset	2,2	1,3	/	/
Suffolk	1,6	1,3	1,8	2,3
Corriedale	1,3	2,4	2,1	2,8
Coarsewool	1,8	2,3	1,6	2,0
Moyenne	1,9	2,6	1,9	2,1

Le traitement par la progestagène ne modifie pas le moment de régression du corps jaune (ECHTERNKAMP et al, 1976).

A part l'effet du traitement progestatif sur la synchronisation des chaleurs, la mise en évidence du rôle lutéolytique de la PGF₂ α ou analogue a permis leur utilisation pour synchroniser les chaleurs chez les brebis cycliques (BAIRD et SCARAMUZZI, 1975 ; DOUGLAS et GINTHER, 1973).

L'utilisation la prostaglandine de synthèse (ICI80996) contrôle bien l'œstrus, aussi bien que l'association FGA-PMSG. Toutefois, l'intervalle fin traitement-apparition de l'œstrus est élevé chez le groupe traité par la prostaglandine de synthèse (ACRITOPOULOU et al, 1972 ; UBILLA et al, 1987). Bien que ces études n'ont pas précisés le moment de l'injection intramusculaire de la prostaglandine, DEEVER et al. (1986) notent que l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus est affecté par le jour du traitement. Il est d'autant plus élevé que le traitement est appliqué à un stade avancé du cycle.

De même, la connaissance du mécanisme contrôlant l'ovulation a beaucoup aidé à mettre en évidence plusieurs techniques pour induire et augmenter le nombre d'ovulation chez la brebis durant l'œstrus saisonnier ou la saison sexuelle.

En effet, l'infusion continue de GnRH pendant 48 heures après traitement progestatif provoque l'apparition de l'œstrus, l'augmentation de la concentration de LH et du nombre d'ovulation (Mc LEOD et al, 1983).

L'immunisation contre l'androsténédione, l'œstradiol, l'estrone et la testostérone après traitement progestatif augmente significativement le taux d'ovulation aussi bien chez la brebis en œstrus (LAND et al, 1983) que chez la brebis cyclique (PATHIRAJA et al, 1984). L'infusion pulsatile intrajugulaire de LH-RH pendant 48 heures à des brebis cycliques non traitées (WRIGHT et al..., 1983).

L'inhibition du 3B-hydroxy-stéroïde déshydrogénase (3BHSD) augmente le taux d'ovulation (WEBB, 1987). Le 3BHSD est une enzyme essentielle pour la synthèse des stéroïdes (KRUIP et BRANDE, 1975).

L'injection continue de FSH ou FSH+LH après traitement progestatif augmente le taux d'ovulation (WRIGHT, 1981).

II-5- La variabilité de la réponse après un traitement de superovulation :

Chez la brebis, le problème majeur en ce qui concerne la superovulation est l'extrême variabilité de la réponse ovulatoire, qui est évidente au sein d'animaux tous traités par les mêmes produits (BREBION et al, 1992). Mais une part importante de la variabilité individuelle à la réponse ovulatoire après traitement gonadotrope est attribuable à l'état ovarien au début du traitement à la FSH (BARIL et al, 1993).

Une étude de DRIANCOURT (1987), a essayé de clarifier les relations entre la population des follicules sur l'ovaire et la variabilité du taux d'ovulation après traitement aux gonadotropines chez des brebis. Il a montré qu'il existe une étroite corrélation, avec un coefficient de l'ordre de (+0,7), entre le nombre de follicules sains de 0,8 à 2 mm de diamètre et le taux d'ovulation, ceci suggérant que les follicules recrutés par les hormones gonadotropes appartiennent à cette classe. Il était donc intéressant de tenter d'enrichir cette classe de follicules cibles préalablement à la stimulation.

BREBION et COGNIE (1989) ont montré, chez les brebis, que le nombre de follicules de 1 à 2 mm de diamètre est augmenté avec un pré traitement ovarien par un agoniste de la GnRH, et que la réponse ovulatoire est doublée après stimulation à la FSH.

II-6- La variabilité du moment d'ovulation :

Pour des raisons économiques, les femelles sont inséminées à un moment prédéterminé après la fin du traitement progestatif utilisé pour la synchronisation des chaleurs.

Il a été constaté que le moment de venue en chaleur chez la brebis Lacaune, après retrait de l'éponge, est très variable d'un individu à l'autre (BARIL et al, 1993).

L'intervalle œstrus-ovulation est également très variable, et peut se décomposer en deux intervalles, œstrus-pic de LH et pic de LH-ovulation, le premier étant le plus variable des deux (Cf. Figure 3). En effet, CUMMING et al (1973) ont démontré que l'intervalle pic de LH-ovulation est relativement constant, entre 23 et 24 heures chez la brebis.

La conséquence directe des variabilités associées du moment d'apparition de l'œstrus et de l'intervalle entre début d'œstrus et pic LH est un étalement important des ovulations. WALKER et al (1989) ont mis en évidence cette extrême variabilité du moment de début d'ovulation à la fois au sein et entre des troupeaux de brebis. Les débuts d'ovulations s'étalent sur environ 24 h.

Ces variations compromettent la bonne efficacité de l'insémination artificielle. En effet, si toutes les femelles doivent être inséminées en même temps, par rapport au retrait de l'éponge, les spermatozoïdes devraient survivre pendant au moins 24 heures. Or, la viabilité de la semence congelée commence à diminuer 6 à 12 h après l'I.A.

Le moment optimal pour inséminer, dans ces conditions, est impossible à déterminer et certains auteurs ont proposé d'inséminer individuellement les femelles après le suivi toutes les 4 h des début des œstrus, voire le suivi des pics de LH. Le pourcentage d'œufs fécondés est maximal quand l'I.A est réalisée 20 à 24 h après le début de l'œstrus ou 16 h après le pic de LH (VALLET et BARIL, 1990). Une méthode intéressante serait l'étude de la concentration plasmatique de LH toutes les heures à partir de début de l'œstrus, puisque CUMMING et al (1973) ont démontré que l'intervalle entre le pic de LH et l'ovulation est très peu variable (une forte proportion des brebis étudiées ont ovulé entre 23 et 24 heures après le pic de LH).

Malgré des résultats satisfaisants, la réalisation d'un suivi individuel des chaleurs des femelles, voire de leur pic de LH, semble irréalisable sur le plan pratique. La méthode la plus fiable serait l'emploi de l'échographie, comme chez la jument, pour effectuer un suivi de l'ovulation individuellement mais cette pratique reste à développer. (GOUHIS, 1989).

II-7- Autres facteurs non hormonaux contrôlant l'ovulation :

II-7-1- Facteurs génétiques :

Les données disponibles sur le taux d'ovulation (**tableau VII**) montrent que ce caractère est variable selon les races (GOUHIS, 1989). L'estimation de l'héritabilité, rapportée au **tableau VIII**, montre que la sélection sur ce caractère est possible (HANRAHAN et QUIRKE, 1986). Toutefois les résultats de croisement montrent un faible effet d'hétérosis (GOUHIS, 1989).

Tableau VII : Variation du taux d'ovulation selon la race

Race	Origine	Taux d'ovulation (moyenne)	Références
Boorola	Australie	2,68 ± 0,11	BINDON et al (1978)
Merino	Maroc	2,50 ± 0,45	LAHLOU-KASSI et MARIE (1981)
D'men			
Finn	Finlande/Russie	3,31 ± 0,17	BRADFORD et al (1971)
Romanov	Russie	2,86 ± 0,23	BINDON et al (1979)
Barbarine	Tunisie	1,365	KHALDI (1984)

Tableau VIII : Estimation de l'héritabilité du taux d'ovulation.

Race	h^2 estimées	Source
Romanov	0,24 0,27 ± 0,10	GOUHIS, 1989
Finn	0,50 ± 0,09	HANRAHAN (1986)
Galway	0,32 ± 0,16	HANRAHAN 1986)
Merino	0,07 ± 0,03	GOUHIS, 1989

II-7-2- Facteurs nutritionnels :

Il est connu que l'incidence des ovulations multiples et des naissances multiples chez les ovins pourrait être augmentée par l'amélioration du niveau nutritionnel avant et durant la lutte ; ceci constitue le flushing. Deux effets indépendants sont impliqués. Premièrement, l'incidence des ovulations multiples est positivement associée au poids vif à la lutte. C'est « l'effet statique » du poids vif. Deuxièmement, cette incidence est améliorée par l'augmentation du poids vif avant la lutte. C'est « l'effet dynamique » du poids vif (COOP, 1966 ; KHALDI, 1984).

Pour un poids vif compris entre 42-57 kg, l'incidence des ovulations doubles augmente de 2,5 % pour chaque accroissement de poids de un kg sous l'effet de l'alimentation, et de 1,3 % pour chaque kg de poids vif dû à la variation génétique et environnementale (FLETCHER, 1971). Ces résultats sont supérieurs à ceux de LINDSAV et al. (1975) et en accord avec ceux d'EDEV (1968), pour lesquels l'augmentation d'un kg de poids sous l'effet de l'alimentation se traduit par une augmentation du taux d'ovulation de 1,2 % et 2,4-4 % respectivement.

Il a été démontré aussi que la supplémentation énergétique et protéique des brebis en bonne conditions corporelles et/ou bien alimentées n'a pas d'effet sur le taux d'ovulation (MORLEV et al, 1978)

L'augmentation du taux est variable au cours de l'année. Les valeurs les plus faibles (1,10) sont observées au printemps, et les plus élevées (1,64) vers le milieu de la saison sexuelle (KHALDI, 1984).

III- EFFET DU TRAITEMENT HORMONAL SUR LES PERFORMANCES REPRODUCTIVES DES BREBIS :

Le traitement des brebis par FGA-PMSG durant la saison sexuelle se traduit par des performances reproductives similaires à celles des brebis cycliques, malgré une augmentation significative ($P < 0,05$) du taux d'ovulation (LASTER et GLIMP, 1974). Selon LANGFORD (1982) et LANGFORD et al. (1983), ce traitement améliore le taux de fertilité ($P < 0,01$), la fécondité ($P < 0,01$), le pourcentage des brebis ayant plus d'un agneau ($P < 0,01$) et faiblement la taille de la portée, comparé au progestagène seul, aussi bien chez les brebis cycliques que celles en anœstrus.

L'injection intramusculaire de 2 mg d'œstradiol au moment du traitement progestatif, suivie par une deuxième injection de 0,5 mg à l'arrêt du traitement progestatif et l'application de PMSG, augmentent le taux d'ovulation et le pourcentage des brebis gestantes durant la saison sexuelle (FALKENBURG et al, 1971). L'injection de 4 mg d'œstradiol au moment du traitement progestatif augmente la fécondité durant l'œstrus saisonnier (GOUHIS, 1989).

Durant la saison sexuelle, une seconde injection de PMSG, 16 jours après le traitement progestatif-PMSG améliore la fertilité (HULET et STRONSHAK, 1972). L'application de ce traitement augmente les taux de fertilité ($P < 0,01$), de prolificité ($P < 0,01$) et de fécondité ($P < 0,01$) par rapport au lot non traité durant l'œstrus saisonnier. L'augmentation de la dose de PMSG durant l'œstrus saisonnier n'affecte pas la fertilité et la prolificité (tableau IX). En effet, il a été démontré une interaction significative entre la race et la dose de PMSG pour les deux critères déjà cités (LASTER et GLIMP, 1974). Ce traitement permet également l'amélioration du pourcentage d'œufs fécondés durant la saison sexuelle ou l'œstrus saisonnier (LUNSTRA et CHRISTENSON, 1981b). Par contre, bien que les résultats de fertilité totale soient comparable à ceux rapportés par d'autres chercheurs, LUNSTRA et CHRISTENSON (1981a) montrent que le traitement progestagène-PMSG augmente la fertilité ($P < 0,05$), la fécondité et la prolificité ($P < 0,01$) au premier œstrus induit. Ces résultats diminuent significativement ($P < 0,05$) au second œstrus induit par une deuxième injection de PMSG.

Tableau IX: effet de la race sur les performances de reproduction des brebis traitées par FGA-PMSG durant œstrus saisonnier (LASTER et GLIMP, 1974).

Dose PMSG (UI)	Fertilité (%)			Fécondité (%)			Prolificité (%)		
	Témoin T_1	750 UI T_2	1000 UI T_3	T_1	T_2	T_3	T_1	T_2	T_3
Rambouillet	2	20	31	2	32	50	100	164	161
Targhee	7	26	23	7	48	36	100	183	160
Dorset	4	24	45	4	29	81	100	120	180
COrriedale	0	19	14	0	19	14	0	100	100
Coarsewool	0	32	50	0	37	69	0	117	139

CHAPITRE IV

UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE EN GENECOLOGIE OVINE

I- 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).

I-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).

I-2- Modes échographiques :

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

I-2-1- Mode A (Mode Amplitude) :

Le mode « A » est le mode de représentation de l'image le plus primitif. Il consiste à afficher à l'écran l'amplitude du signal recueilli par la sonde en fonction de la profondeur. Les « pics » d'amplitude dépendent de l'intensité de l'onde réfléchi. Un faisceau unique de direction constante est utilisé (fig.8).

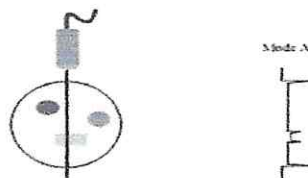


Figure 8 : Mode A (BARTHEZ ,2001)

I-2-2- Mode B (Mode Brillance) :

Les « pics » d'amplitude du mode « A » sont remplacés par des points lumineux plus ou moins brillants. La brillance des points augmente avec l'intensité du faisceau ultrasonore réfléchi (fig.9). Sur l'écran, les points varient du noir (pas de réflexion) au blanc (très forte réflexion) en passant par toute une gamme de gris, nommée « échelle de gris » (PENNINCK et CUVELLIEZ ,1985).

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).

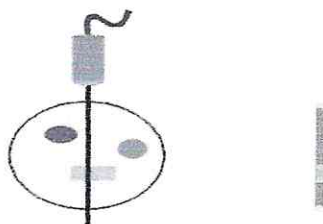


Figure 9 : Mode B (BARTHEZ ,2001)

I-2-3- Mode BD (Mode Bidimensionnel) :

Le mode bidimensionnel, encore appelé mode dynamique ou temps réel, permet d'obtenir une image en deux dimensions d'un plan de coupe. Ce mode correspond à la juxtaposition d'une multitude d'images en mode B (fig.10), obtenue (PENNINCK et CUVELLIEZ ,1985 ; JAUDON et al, 1991) :

- soit par balayage mécanique d'un seul cristal ou rotation d'un petit nombre de cristaux, dans le plan de coupe désiré, sans déplacer la sonde à la différence du mode B : c'est le type sectoriel mécanique,
- soit par excitation de proche en proche de nombreux cristaux disposés côte à côte en ligne droite : c'est le type électronique linéaire,
- soit par décalage électronique de nombreux cristaux disposés côte à côte en arc de cercle : c'est le type sectoriel électronique.

Ces moyens d'obtention de l'image en mode BD définissent les différents types de sondes échographiques qui seront abordés plus loin. L'échographie en mode bidimensionnel est de loin la plus employée actuellement (CROS, 2005).



Figure 10: Mode BD (BARTHEZ ,2001)

I-2-4- Mode TM (Mode Temps Mouvement) :

Le mode « TM » permet la représentation des variations de position et de brillance des échos en fonction du temps. Il est obtenu lorsqu'un même faisceau ultrasonore en mode « B » défile en continu sur l'écran de gauche à droite, horizontalement. Les mouvements des objets traversés par le faisceau font varier la position et l'intensité (brillance) des échos réceptionnés par la sonde au cours du temps.

L'intérêt majeur de ce mode est donc l'étude des événements très rapides. Il est surtout employé en échocardiographie (MAI ,1999a).

A l'écran, les structures en mouvement apparaissent comme des courbes ondulantes et les structures fixes comme des lignes horizontales (fig.11) (CROS, 2005).

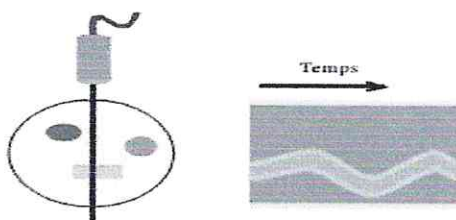


Figure 11 : Mode TM (BARTHEZ, 2001)

I-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. 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).

I-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 (fig.12). Ce mouvement est souvent perceptible lorsqu'on place la main sur la sonde (CROS, 2005)

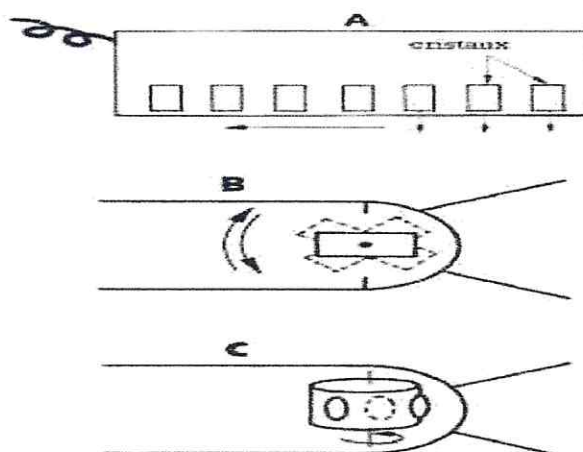


Figure 12: Différents types de sonde : **A** = sonde linéaire (barrette) ; **B** = sonde mécanique monocristal ; **C** = sonde mécanique à plusieurs cristaux (CARNIEL, 1987)

Dans ce type de sonde, une faible surface de contact permet une grande surface d'exploration (fig.13). 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 13 : Sonde sectorielle (REEF, 1998)

I-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).

I-3-2-1- Sondes linéaires :

Les cristaux sont juxtaposés côte à côte sur une longueur d'environ 10 cm (fig.14). 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 (fig.15). Ceci est déterminant pour l'examen de structures anisotropiques comme les tendons dont l'échogénicité est fortement influencée 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, 1999a).

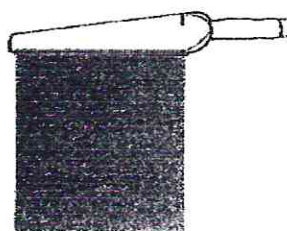


Figure 14 : Sonde linéaire (REEF, 1998)

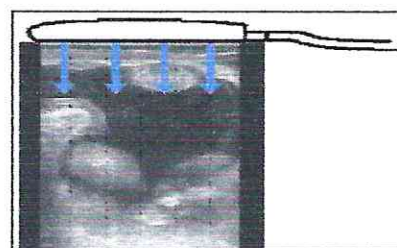


Figure 15 : Forme des images obtenues à partir d'une sonde linéaire. (BOIN, 2001)

I-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 (fig.16). 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).

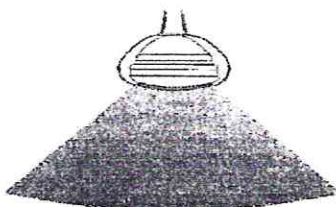


Figure 16 : Sonde linéaire courbe (REEF, 1998)

I-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 (fig.17) (LORIOT et al, 1995 ; REEF, 1998).

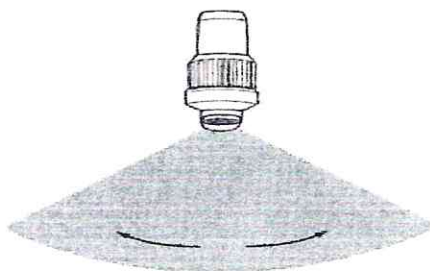


Figure 17 : Sonde annulaire (REEF, 1998)

I-4- Choix de la sonde :

Le choix de la sonde échographique se fait en fonction de deux critères :

- le type de sonde.
- la fréquence des ultrasons.

I-4-1- Le type de sonde :

Selon ses caractéristiques, l'emploi d'un type de sonde particulier est préféré dans certains cas. L'échographie par voie trans-rectale s'effectue à l'aide de sondes linéaires ou sectorielles, qui épousent bien la paume de la main. Une sonde linéaire permet un apprentissage rapide de la manipulation et de la représentation dans l'espace du plan de

coupe. En revanche, les sondes linéaires courbes ne sont pas adaptées à cet examen. (CROS, 2005).

Chez les brebis, le type linéaire est préféré. Les sondes sectorielles à faisceau divergent permettent d'effectuer les diagnostics de gestation mais rendent plus compliqué le dénombrement des foetus en raison de la déformation des images (KAHN, 1994 ; LEVEILLE et al, 1995)

I-4-2- La fréquence :

Nous avons vu précédemment que la fréquence influence la profondeur d'exploration et la définition (finesse) de l'image. Une sonde de fréquence élevée permet d'avoir une image très fine mais sur une profondeur d'exploration réduite. Il est donc nécessaire de trouver un compromis entre le niveau d'exploration et la résolution de l'image échographique.

Des sondes de fréquence élevée sont employées pour l'échographie abdominale d'animaux de petit format ou lors de l'examen de structures peu profondes (tendons, appareil génital de grands animaux).

En pratique, il est recommandé d'utiliser une sonde de fréquence la plus élevée possible permettant une exploration correcte de l'organe considéré (CROS, 2005).

Lors d'échographie transrectale chez La brebis, la fréquence de sonde la plus souvent retenue est 5 MHz, mais il est possible d'employer une fréquence de 7,5 MHz (BRETZLAFF et ROMANO, 2001).

II- 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.

II-1- Interprétation de l'image échographique :

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

II-1-1- Terminologie :

L'interprétation des images ultrasonores repose sur l'observation de structures d'échogénités différentes. L'échogénité 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 échogénité, elles sont isoéchogènes (CROS, 2005).

II-1-2- Les images de contour :**II-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).

II-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.

II-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).

II-1-3-1- Les images des liquides :**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 est des liquides homogènes (CARNIEL, 1987 ; BARTHEZ, 2001).

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).

II-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)

II-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),
- échogènes (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).

II-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).

II-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).

II-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, 1999b).

II-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 (cf. Photo.8).

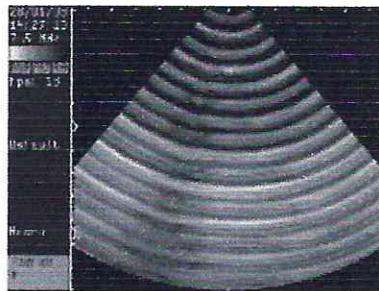


Photo 8: Artéfact de réverbération (CROS, 2005)

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'échos 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, 1999b).

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.

II-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).

II-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) (cf. **Photo.9**).

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

Photo 9: Cône d'ombre (CROS, 2005).

II-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 (**fig.18**). 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, 1999b).

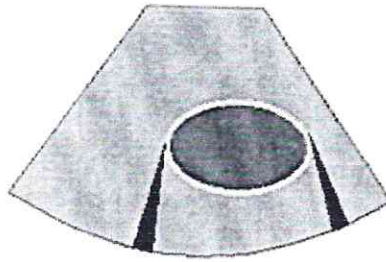


Figure 18: Ombre acoustique de bord (BARTHEZ ,2001)

II-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 (cf. **photo.10**). A l'écran, il se traduit par une zone plus échogène par rapport à la zone adjacente (KIRBERGER ,1995 ; MAI ,1999b).



Photo 10: 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).

II-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 (cf. **Photo.11**).



Photo 11: 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).

III- MISE EN OEUVRE PRATIQUE DE L'ECHOGRAPHIE :

Chez la brebis, l'échographie se fait par voie transrectale ou par voie transabdominale. Il est important de relever les commémoratifs : date du dernier agnelage, retrait du bélier...

En pratique, l'examen échographique de l'appareil génital de brebis consiste à établir un diagnostic de gestation, à dénombrer les agneaux et de faire des échographies d'ovaires. (CALAIS et DRENO, 2004).

III-1- Contention des animaux : Il existe 3 types de contention chez la brebis pour réaliser les diagnostics de gestation :

- Brebis couchée, dans un berceau ou un transat. Dans cette position, il est possible de dénombrer les agneaux : c'est le seul moyen de visualiser clairement les différents plans de coupes et donc de ne pas recompter deux fois un même fœtus.
- Brebis assise, cela consiste à asseoir la brebis pour repousser l'utérus vers la filière pelvienne et faciliter ainsi sa visualisation. On peut donc commencer par faire l'échographie sur brebis debout et si aucune image de gestation n'est visible, asseoir l'animal pour confirmer le diagnostic.
- Brebis debout.

III-1-1- Brebis couchée :

La brebis est placée dans une transat ou un berceau, les épaules surélevées, avec une personne maintenant les antérieurs. L'intervenant est assis et se place à côté de l'animal, à sa droite s'il est droitier, à la hauteur de ses hanches. Il tient la sonde fermement et la place latéralement à la mamelle, en oblique, à droite puis à gauche si nécessaire. La main, tenant la sonde, décrit alors un éventail, avec comme point fixe la mamelle. Il est conseillé de commencer l'examen par la droite de l'animal où l'utérus est souvent déplacé par réplétion du rumen (HAIBEL, 1990; HESSELINK et TAVERNE, 1994). Si aucune image de gestation n'est mise en évidence, il conviendra alors d'échographier l'aine gauche avant de déclarer la

brebis non gestante. Dans cette position, nous avons une bonne visualisation des différents plans de coupe : le dénombrement des foetus est donc possible.

Cependant le maniement des animaux rend cet examen long et fastidieux et nécessite la présence de main d'oeuvre si l'on ne veut pas perdre trop de temps.

Pourtant, l'opérateur étant assis, c'est une position confortable et peu fatigante, contrairement à la brebis qui est, elle, souvent très stressée, inconfortablement installée.

III-1-2- Brebis assise :

Cette position est généralement utilisée en complément d'une échographie faite sur brebis debout. En effet, étant donné l'effort physique qu'il faudrait fournir pour asseoir un grand nombre d'animaux, cette position n'est pas utilisée de manière systématique.

La brebis est assise, légèrement penchée en arrière, la tête souvent pendante sur le côté. Elle peut être immobilisée par l'intervenant lui-même, qui surplombe alors l'animal, ou par un aide, ce qui permet au praticien de se trouver face à la mamelle.

La sonde sera placée de la même façon que pour la brebis couchée. Cependant l'inconfort de l'intervenant est évident puisque celui-ci est courbé au-dessus de l'animal. La brebis, elle-même se trouve dans une position peu confortable et les efforts pour la mettre dans cette position auront pour conséquences une fatigue assez rapide du manipulateur et un temps d'examen beaucoup plus long.

III-1-3- Brebis debout :

Les animaux peuvent se trouver au niveau (au cornadis ou maintenus à côté de l'opérateur) ou surélevés (sur un quai de traite ou dans un couloir de contention).

Il est recommandé de commencer par l'échographie de l'aine droite et, de passer au côté gauche si aucune image de gestation n'est mise en évidence.

S'il est au niveau, l'intervenant se place à gauche de la brebis, soulève le membre postérieur droit et place la sonde en région inguinale.

Soulever la patte permet de mieux voir où l'on positionne la sonde, mais risque de stresser la brebis par la manipulation. De plus, il est fréquent que la brebis lutte contre l'intervenant qui lui a pris la patte, ce qui entraîne une fatigue importante après un certain nombre de brebis.

Quand l'animal est au même niveau que l'intervenant, la position de ce dernier est moins confortable que lorsque la brebis est surélevée puisqu'il est courbé ou accroupi. Par ailleurs, quelque soit la position adoptée, le risque de coups de pieds est présent (cf. **photo.12**).

L'examen de la brebis debout est beaucoup plus rapide que les autres méthodes mais le dénombrement des foetus est difficile.



Photo12: Diagnostic de gestation sur brebis debout par échographie (ANONYME 1).

III-2- Circuit des animaux :

Les examens étant généralement réalisés sur un grand nombre d'animaux il est souvent nécessaire de prévoir un circuit pour les brebis, où il sera possible :

- de rassembler les brebis dans un parc,
- de pouvoir les saisir rapidement, et les mettre en position d'examen,
- puis, après l'échographie de les trier directement.

Ces circuits évitent ainsi une perte de temps. Deux types de circuit existent :

III-2-1- Couloir de contention :

Ce système permet de protéger l'échographe qui est ainsi hors du moyen de contention (fig.19). Le travail est rapide et demande un effort physique restreint pour le maniement des animaux. Cependant, il requiert, l'aide de 3 personnes au minimum. Une des contraintes reste le coût d'une telle structure (LEVY et al, 1990).

A l'extrémité du couloir, une porte de triage peut être mise en place, permettant de trier les brebis par lots de « gestantes » et « non gestantes » ou encore en « gestations simples » et « gestations multiples » (DUDOUET, 2002).

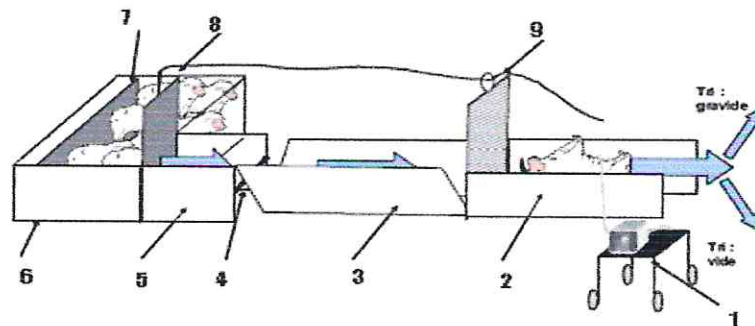


Figure 19 : Organisation du chantier lorsque les brebis sont en couloir de contention.(1) Echographe (2) Transat dans lequel on place la brebis pour réaliser l'échographie(3) Claie posée en« V »(4) Barre anti-recul(5)Claie posée en« U» (6) Claie mobile pour pousser les brebis(7) Parc d'attente(8) Claie guillotine(9) Claie guillotine(CALAIS et DRENO,2004).

III-2-2- Parc de contention :

Il est possible d'examiner les brebis en les sortant ou non du parc : elles peuvent être simplement maintenues par l'aide le temps de l'échographie. Pour faciliter leur capture, les brebis sont poussées dans un coin du parc au moyen de claies mobiles. Il faudra alors protéger l'échographe en le mettant à l'extérieur du parc, les brebis ne risqueront alors pas de foncer dessus ou encore de le bousculer (fig.20). Le plus sûr est de sortir les animaux, mais cela demande des efforts physiques plus importants et donc est plus fatigant.

Ce système peut permettre un travail rapide, avec une équipe habituée à la manipulation. Cependant, l'effort demandé est nettement plus important que dans le cas précédent (LEVY et al, 1990).

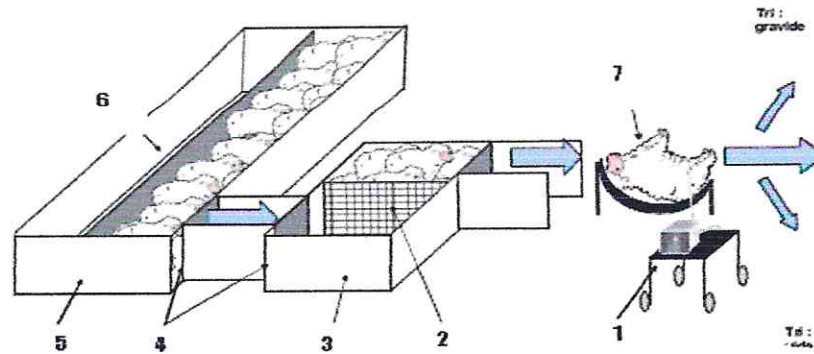


Figure 20: Organisation du chantier lorsque les brebis sont rassemblées dans un parc. (1) échographe (2) claie mobile pour pousser les brebis (3) parc d'une vingtaine de brebis (4) claies à guillotine (5) claie mobile pour pousser les brebis (6) ensemble des brebis rassemblées (7) transat dans lequel on place la brebis pour réaliser l'échographie (CALAIS et DRENO, 2004).

IV- UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR DETERMINER L'ETAT PHYSIOPATHOLOGIQUE DE L'APPREIL GENITAL NON GRAVIDE :

En pratique, l'examen échographique de l'appareil génital des brebis consiste presque exclusivement à établir un diagnostic de gestation et éventuellement à dénombrer les foetus. 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 brebis 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 brebis, il est possible de pratiquer par voie transrectale l'échographie des ovaires et de l'utérus non gravide (HESSELINK et TAVERNE, 1994).

IV-1- Echographie transrectale :

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 dorsale (fig.21) ou debout (fig.22 et photo 13) (HAIBEL, 1990).

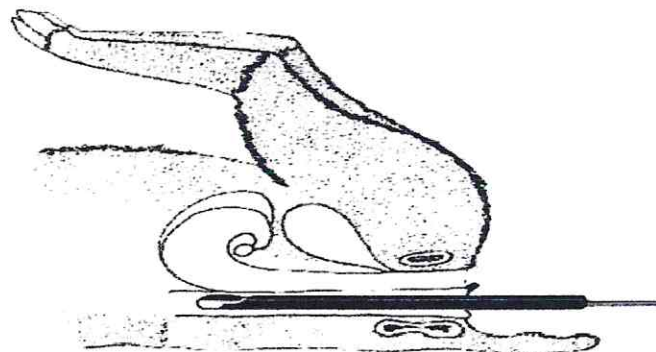


Figure 21: Représentation schématique de la technique d'échographie transrectale en position dorsale (DICKIE et al ,1998)

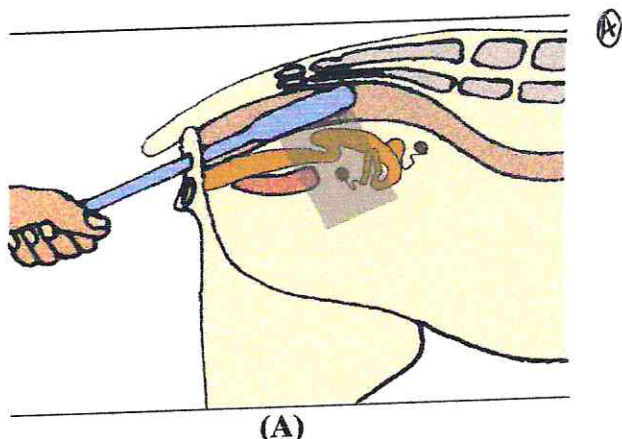


Figure 22: (A) Représentation schématique de la technique d'échographie transrectale en position debout (KAHN, 1994)



Photo 13: (B) photographie

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.14).



Photo 14 : Une sonde avec un tube de guidage (NEAL et al, 1993).

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. 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.

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 de petites hémorragies sans gravité (KAHN, 1994).

IV-1-1- Echographie transrectale des Ovaires :

Les follicules et les corps jaunes ne sont pas facilement identifiables chez la brebis. 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 (cf. photo 15 et 16) (KAHN, 1994).

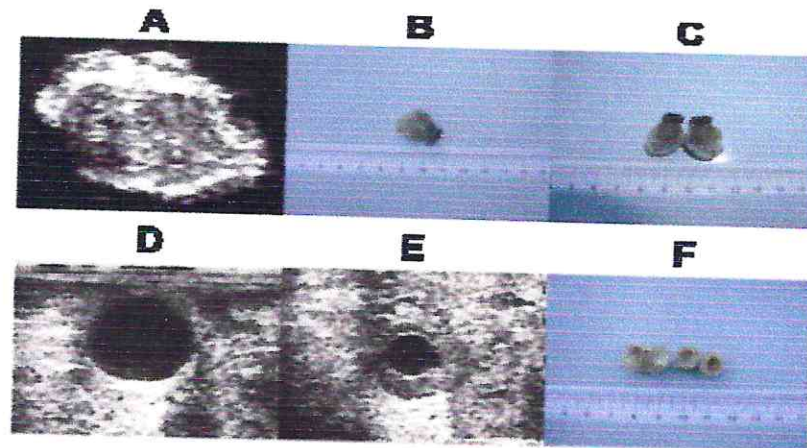


Photo 15: (A) image échographique sous eau d'un ovaire (B) photographie d'un ovaire avant dissection (C) et après dissection. (D) Image échographique d'un ovaire avec un follicule pré ovulatoire ; (E) et trois jours après ovulation (F) photographie d'un ovaire portant un corps jaune après dissection. (VINOLE et al, 2004)

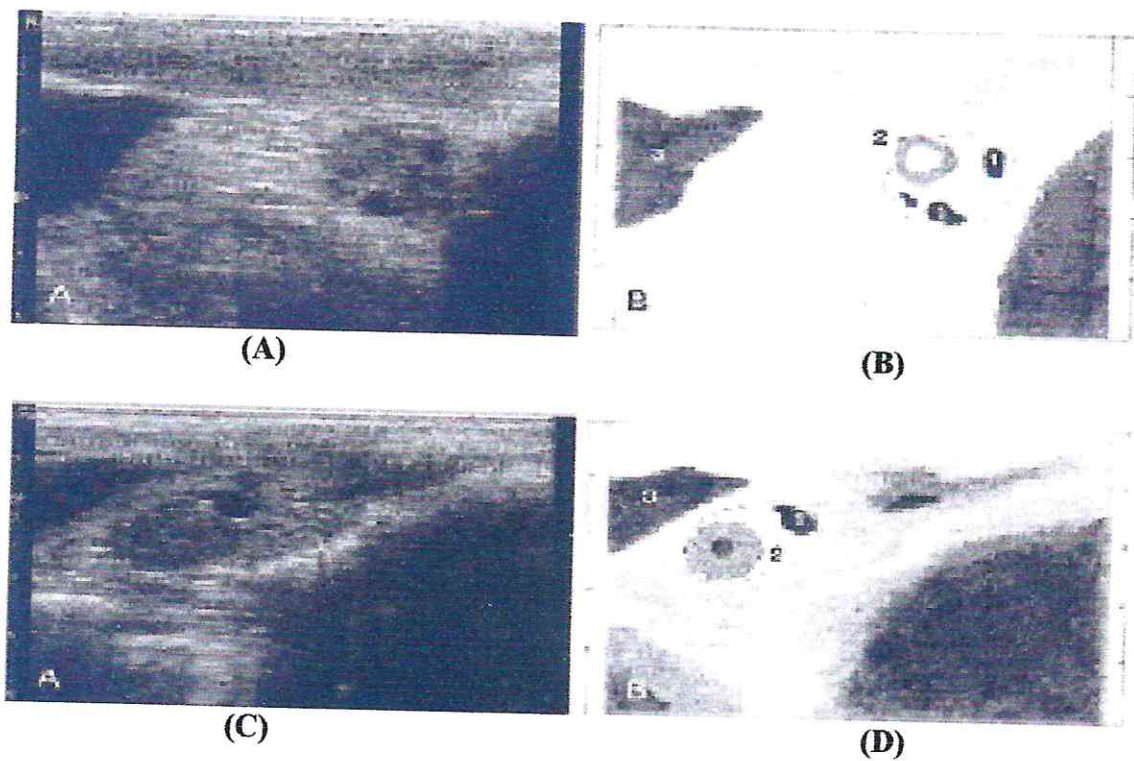


Photo 16: (A) et (C) Images échographiques d'ovaire avec des corps jaunes (B) et (D) illustration schématiques des structures ovarienne obtenus par échographie (NEAL et al, 1993)

Au moment de l'œstrus, il est parfois possible de visualiser les follicules de plus de 5 mm de diamètre. En dehors de cette période, la majorité d'entre eux sont trop petits (Photo.17) (KAHN, 1994).

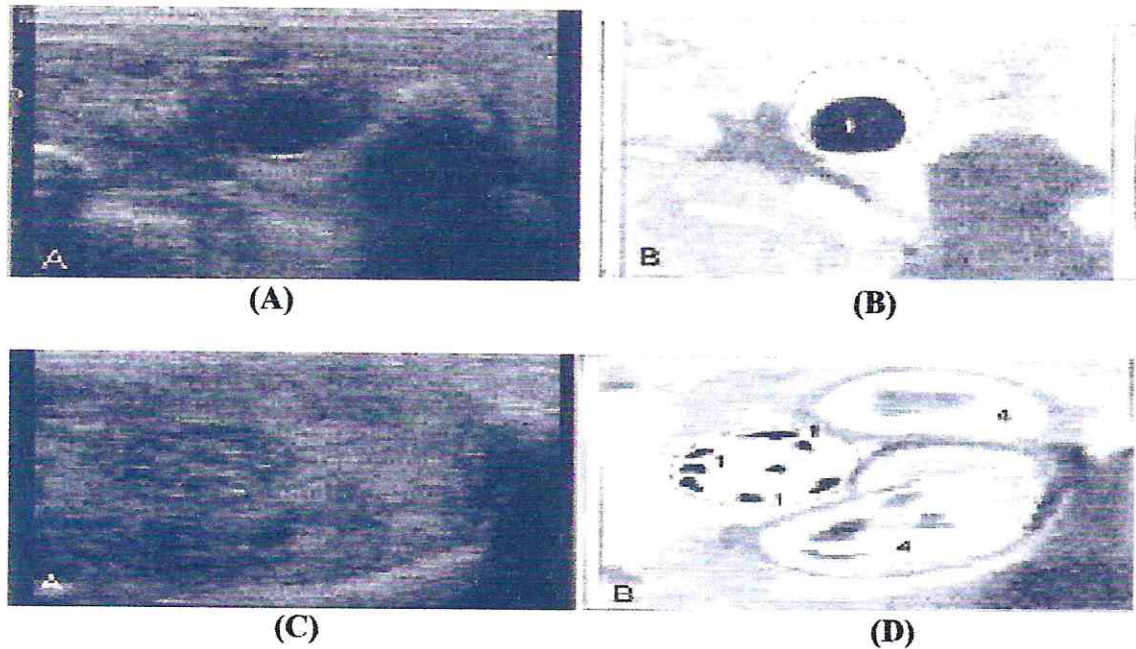


Photo 17 : (A) et (C) Images échographiques d'ovaire avec des follicules de différentes taille
(B) et (D) illustration schématiques des structures ovarienne obtenus par échographie
(NEAL et al, 1993)

Cependant, lorsqu'un traitement de superovulation a été mis en place et que les brebis ont répondu à ce traitement hormonal, les ovaires présentent alors de nombreux follicules anéchogènes plus facilement identifiables (cf. **Photo.18**). Le jour de l'ovulation, ces follicules mesuraient entre 6 et 8 mm de diamètre (KAHN, 1994).

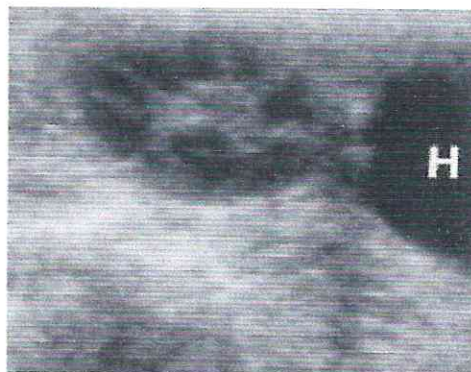


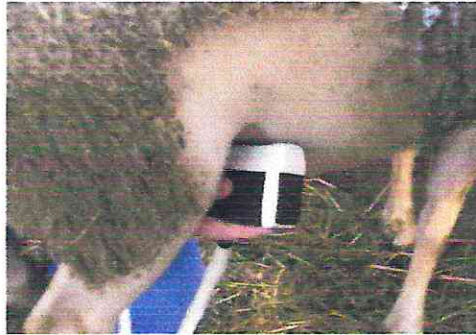
Photo18: Ovaire d'une brebis en avant de la vessie (H)
(le jour de l'œstrus après un traitement de superovulation .Sur l'ovaire en voit 8 à10 follicules
de 4 à 8 mm de diamètre)
(KAHN, 1994).

IV-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 brebis superovulée, de petites collections liquidiennes peuvent apparaître au cours du proœstrus et de l'œstrus (KAHN, 1994).

IV-2- Echographie trans-abdominale :

On réalise cet examen avec une sonde, généralement de fréquence 5 Mhz, et linéaire .L'examen précoce d'une brebis 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 (cf. **photo.19**) (utérus repousse de ce coté par la panse)



(A)

Photo 19 : Echographie trans-abdominale (ANONYME 2).

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.

V- UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE POUR LE SUIVI DE GESTATION :

Les diagnostics de gestation par échographie chez les ovins se font généralement par voie trans-abdominale. Pourtant la voie transrectale est également utilisable (CALAIS et DRENO, 2004).

V-1- Nécessité ou non d'une diète avant l'échographie :

Avant 45 jours de gestation présumée, pour le diagnostic de gestation des brebis adultes ou le dénombrement des agneaux, 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). Une étude a été réalisée par KAREN *et al* sur 1247 brebis, au moyen d'une sonde de 5 MHz par voie transrectale, pour déterminer l'impact de la diète totale sur l'exactitude du diagnostic de gestation précoce. Ils ont montré que cette exactitude était significativement plus élevée sur les brebis ayant subi au préalable une diète totale de 12 heures (KAREN et al, 2004).

V-2- Diagnostic par échographie voie transrectale :

Cette technique est peu utilisée en pratique, bien qu'elle semble, d'après plusieurs auteurs, atteindre très précocement une bonne exactitude.

En effet, à partir de 25 jours post insémination ou saillie, la spécificité de l'échographie transrectale pour le diagnostic de gestation est bonne : elle varie de 95 à 100% selon les auteurs (GARCIA et SALAHEDDINE, 1997 ; HAIBEL, 1990 ; HINKELDEY et HOPKINS, 1996 ; KAREN et al, 2001). La sensibilité, quant à elle, est légèrement inférieure : 64 à 87% selon les auteurs après 25 jours (GARCIA et SALAHEDDINE, 1997 ; HAIBEL, 1990 ; HINKELDEY et HOPKINS, 1996 ; KAREN et al, 2004).

A l'inverse, lors d'examens plus précoces, les résultats sont très médiocres : 12% de sensibilité (KAREN et al, 2004) et 80% de spécificité (GARCIA et SALAH EDDINE, 1997) avant 25 jours de gestation supposée (cf. **photo.20**).

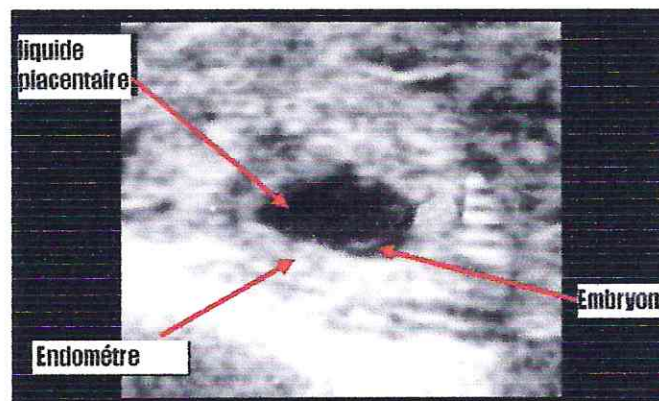


Photo 20 : le 18ème jour de gestation. (NEAL et al, 1993)

Par ailleurs, il a été remarqué que la sensibilité du diagnostic de gestation précoce (18-24 jours) est significativement plus élevée chez les brebis de moins de 2 ans (KOT et al, 1999). Ainsi, le diagnostic de gestation effectué 25-30 jours après la saillie ou l'insémination, est plus exact par voie transrectale que par voie trans-abdominale (HAIBEL, 1990). Cette méthode peut être employée jusque 40 jours de gestation et, avec l'expérience, dure 20 à 30 secondes par animal (SHARKEY et al, 2001).

SCHRICK et INSKEEP ont mis en évidence, avec une sonde de 7,5 MHz, une zone anéchogène sur des brebis gestantes de 15 jours (SCHRICK et INSKEEP, 1993).

Avec une sonde de 5 MHz, ces zones sont parfois visibles entre 16 et 20 jours et toujours entre 20 et 23 jours de gestation (HESSELINK et TAVERNE, 1994). La première visualisation de l'embryon avec une sonde de 7,5 MHz se fait à 19-20 jours. Avec une sonde de 5 MHz, il est possible de mettre en évidence une zone anéchogène circulaire entre 17 et 19 jours et de visualiser l'embryon vers 25 jours (KAREN et al, 2001).

Avec une sonde de 5 MHz, les placentomes peuvent être mis en évidence dès 21-26 jours. Cependant, ils ne seront aisément détectés qu'à partir de 32-35 jours, comme de petites zones échogènes à la surface de l'endomètre (DOIZE et al, 1997). Globalement, l'embryon contenu dans du liquide anéchogène est discernable à partir de 23-30 jours de gestation (cf. **photo.21**) (SHARKEY et al, 2001).

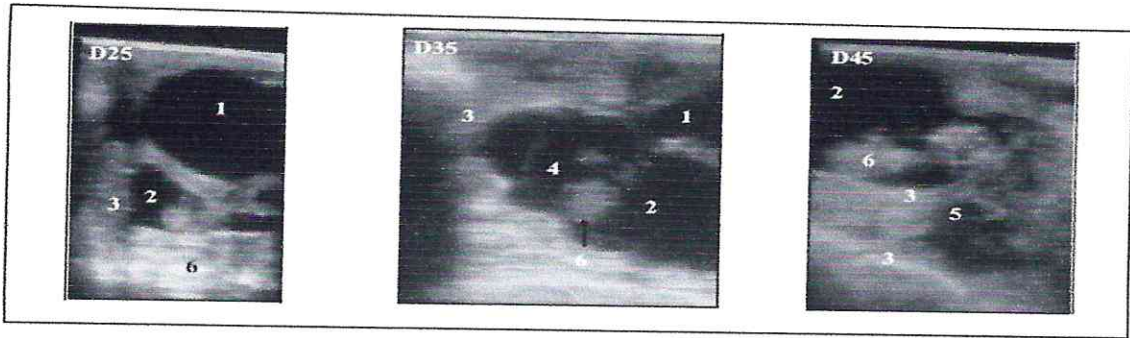


Photo 21: images obtenues par échographie transrectale chez la brebis à 25, 35 et 45 jours de gestation. (1) la vessie (2) liquide amniotique/allantoïdien (3) paroi utérine (4) liquide amniotique (5) placenta (6) embryon/foetus (VER BERCKMOES et al, 2004).

V-3- Diagnostic par échographie trans-abdominale :

Par cette voie, la sensibilité et la spécificité du diagnostic de gestation sont très bonnes après 29 jours et approchent 100% entre 46 et 106 jours (GARCIA et SALAHEDDINE, 1997 ; KAREN et al, 2001). Le diagnostic de gestation par voie trans-abdominale sans dénombrement des foetus se fait à partir de 35-40 jours après saillie ou insémination si l'éleveur souhaite un diagnostic précoce. S'il désire le dénombrement des foetus, il sera fait entre 45 et 100 jours après la mise à la reproduction (KAHN, 1994). Il est à noter que pour un simple diagnostic de gestation, l'examen bilatéral n'est pas obligatoire : en effet, l'échographie de l'aîne gauche ne sera effectuée que si l'examen de l'aîne droite se révèle négatif (LEVY et al, 1990).

CHAPITRE V

UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE EN REPRODUCTION OVINE

I- 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) (BOUKHLIG ,2002).

II- LA TECHNIQUE DE LA LAPAROSCOPIE : :

Les brebis 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 brebis 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 brebis est d'abord immobilisée des quatre pattes sur la table de contention. La laine est alors tondue en avant de l'attache de la mamelle (cf. **photo.22**). Cela peut être fait avec une lame de rasoir maintenue dans une pince ou avec une tondeuse électrique pour animaux. La crasse et la graisse sont enlevées en lavant la peau avec un savon antiseptique ou un détergent (BARIL et BREBION, 1993 ; BOUKHLIG, 2002).

**(a)****(b)**

Photo 22:(a) contention de la brebis. (b) rasage de la région abdominale de la brebis.
(PIOTR CELOSARZ et al, 2003)

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 (cf. **photo.23**).



(a)



(b)

Photo 23 : (a) pratique de l'anesthésique local. (b) l'incision de la peau.
(PIOTR CELOSARZ et al, 2003)

La brebis 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'ocilleton) 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 (cf. photo.24).



Photo 24 : Insertion de l'endoscope et de la pince
(PIOTR CELOSARZ et al, 2003)

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.

III- UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE EN REPRODUCTION OVINE :

L'endoscopie peut avoir plusieurs intérêts en reproduction ovine :

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

III-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) (cf. **photo.25**). L'ovaire des petits ruminants est un organe ovoïde ou en forme de haricot. Sa dimension est de 1 à 3 cm de long chez la brebis. Les follicules émergent légèrement de la paroi de l'ovaire et mesurent de 1 à 8 mm (cf. **photo 26 et 27**). Le corps jaune est une structure généralement beaucoup plus proéminente, de couleur rouge vif en période d'activité (cf. **photo.28**). (JEAN LOUP BISTER, 2002)



Photo 25: Examen endoscopique d'un ovaire de brebis (JEAN-LOUP BISTER, 2002).



Photo 26 : Ovaire avec un follicule pré ovulatoire de petites tailles (PIOTR ŒLOSARZ et al, 2003)

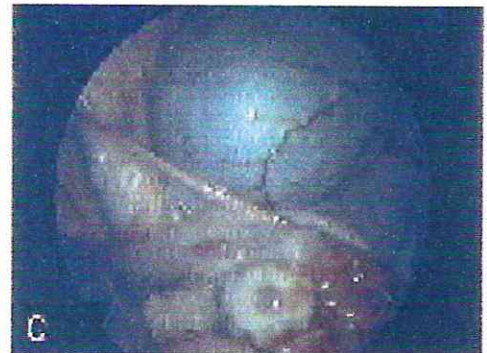


Photo 27: Ovaire avec des follicules (PIOTR ŒLOSARZ et al, 2003)

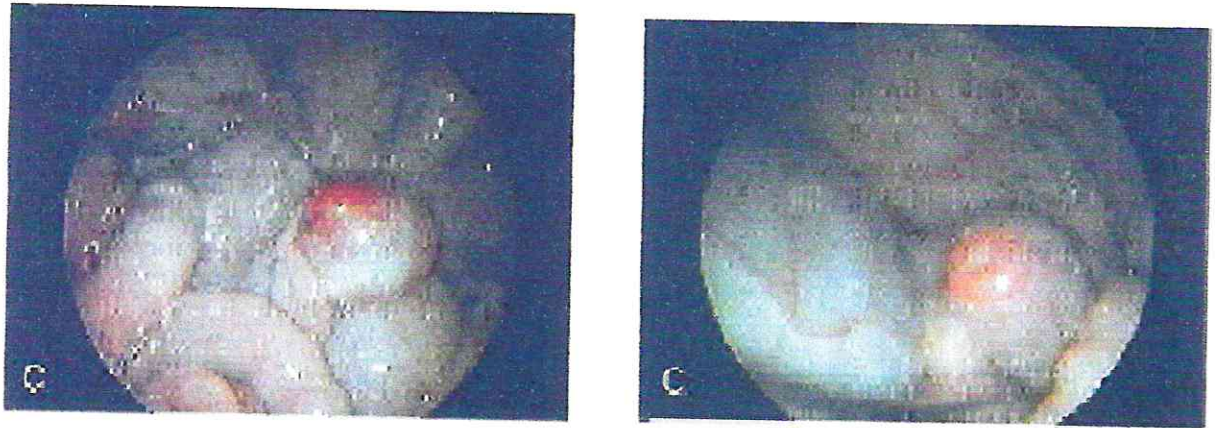


Photo 28: Ovaires de brebis avec des corps jaunes
(PIOTR CELOSARZ et al, 2003)

III-2- L'insémination artificiel :

A) 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 brebis est alors placée tête en bas (avec un angle de 40- 45°) et 2 trocarts sont introduits dans les incisions afin de pouvoir utiliser le laparoscope 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 (**fig.23**)

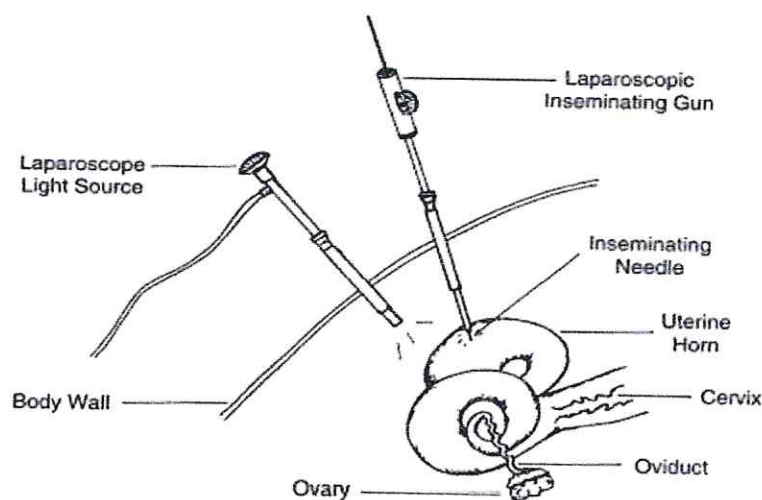


Figure 23: Insémination intra-utérine par endoscopie chez la brebis.
(YOUNGQUIST, 1997)

B) Pratique de l'IA intra utérine :(BOUKHLIG, 2000)

Deux techniques différentes ont été développées depuis plusieurs années.

B)-1- IA 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 24 G, reliée à une seringue de 1,0 ml.

Un assistant prépare une pipette d'IA 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.

B)-2- IA 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 palpeur** 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.

C)- Avantages et limites de l'IA laparoscopique :

L'IA 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

III-3- Collecte d'embryons *in vivo* :**A)- Technique laparoscopique: (VALLET et al,1991)****A)-1- Préparation de l'animal :**

Comme dans la technique chirurgicale, la mise à la diète hydrique de la brebis 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 trocars 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.

A)-2- 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 pneumo-péritoine 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) (**fig.24**). 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.

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 (**fig.25**) (YOUNGQUIST, 1997).

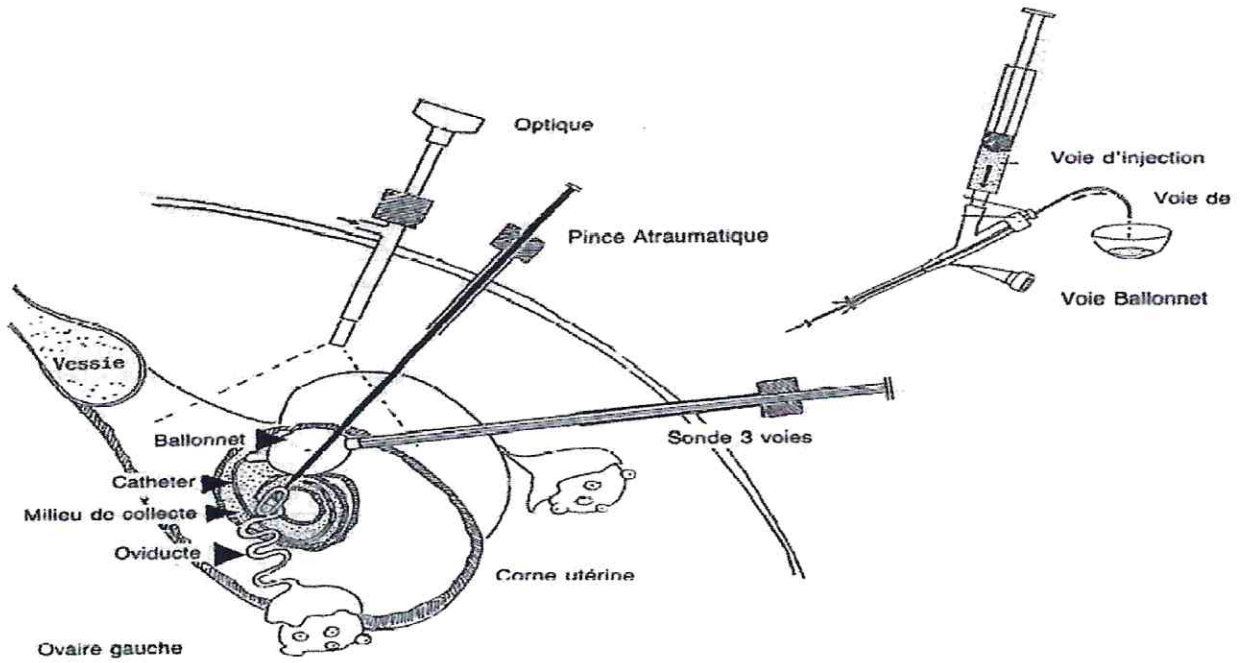


Figure 24: Collecte par technique laparoscopique avec sonde 3 voies.
(VALLET et al, 1991)

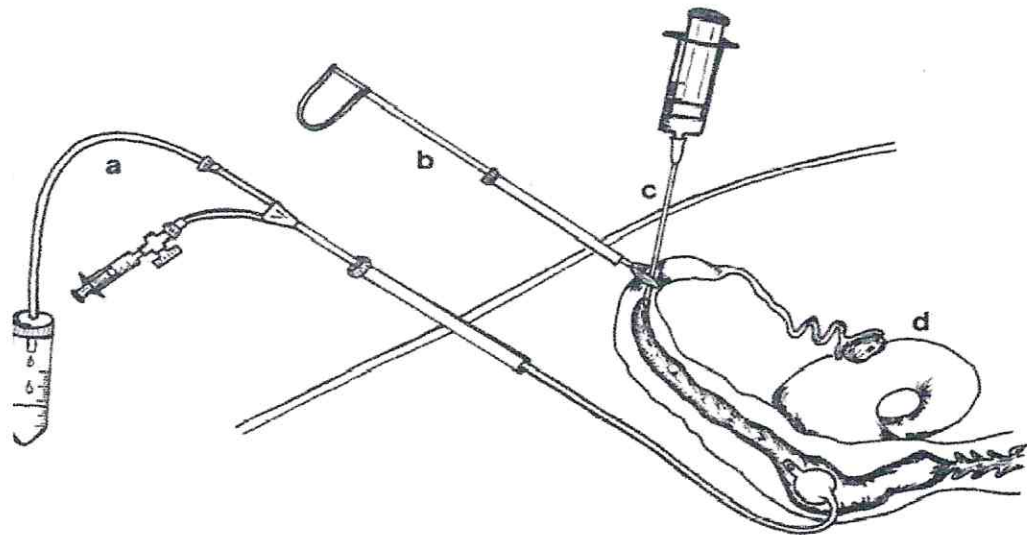


Figure 25 : Collecte par technique laparoscopique avec sonde de Foley.
a : sonde de Foley et tubulure pour la récolte ; b : pince atraumatique ; c : cathéter veineux
(18 gauges, 5 pouces et demi) ; d : corne utérine.
(YOUNGQUIST, 1997)

B)- Avantages et inconvénients :

L'avantage principal de cette technique est sa répétabilité. De plus, les brebis 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 a alors pas de prévention possible et la suite de la reproduction de la brebis peut être compromise (D'après YOUNGQUIST, 1997).

III-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 brebis 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 le lumière utérine et les embryons sont déposés. Les instruments sont ensuite retirés et les 2 incisions de la paroi abdominale suturées. (Fig.26).

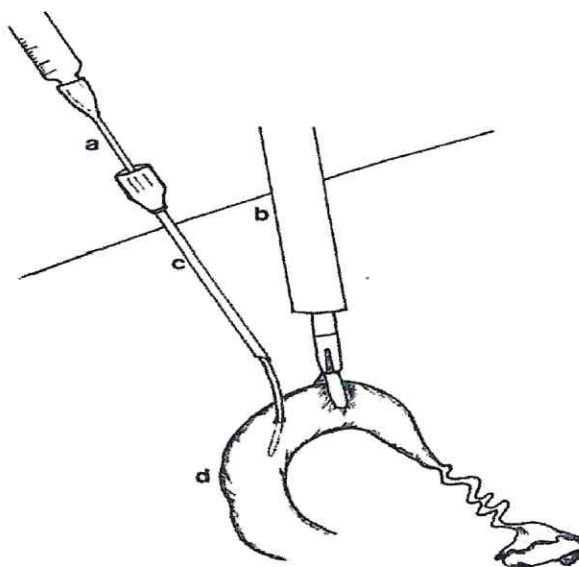


Figure 26 : Transfert embryonnaire chez la brebis par méthode laparoscopique.
 a : cathéter Tomcat de 16 gauges ; b : pince atraumatique ; c : aiguille de 14G servant de canule pour le Cathéter ; d : corne utérine.
 (YOUNGQUIST, 1997).

**PARTIE
EXPERIMENTALE**

OBJECTIFS

OBJECTIFS

Chez les ovins, à la différence des bovins et des équins, l'utilisation de l'échographie transrectale et de l'endoscopie est peu employée pour l'étude de la fonction ovarienne. En effet, ces techniques sont moins stressantes, permettent de répéter les observations chez le même animal et peuvent être utilisées dans les élevages. Dans cette perspective, les objectifs visés par les essais sont :

- La maîtrise de la technique de l'échographie transrectale.
- D'évaluer les possibilités et limites de l'échographie transrectale a détecté les différentes structures ovariennes.
- La maîtrise de la technique de l'endoscopie.

CHAPITRE I

**UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE POUR
L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS
NON STIMULEES**

LIEU ET PERIODE DE L'EXPERIMENTATION :

Cette partie du travail s'est déroulée dans la station expérimentale de l'université Saad dahleb de Blida durant la période du 05 /02 /07 au 24 /04 /07.

I- MATERIEL ET METHODES :

I-1- MATERIEL ;

I-1-1- Animaux :

Un échantillon composé de 11 brebis vides (08 de race Ouled djellal et 03 de race Hamra) été choisi au hasard du cheptel ovin de la station expérimentale de l'université de Blida. Nous signalons que les brebis:

- De race Ouled djellal ont un âge moyen de 3 ans .Elles ont un poids moyen de 48 Kg et une note d'état corporel moyen de 2 ,50 points.
- De race Hamra ont un âge moyen de 4 ans .Elles ont un poids moyen de 40 Kg et une note d'état corporel moyen de 2 ,25 points.
- Reçoivent une alimentation à base de paille, de concentré (fabriqué localement dans la station expérimentale de l'université), et elles sont mises au pâturage durant toute la période d'étude.

Le déparasitage du cheptel ovin a été fait auparavant par le vétérinaire de la station, avec les antiparasitaires suivants (VALBENZEN^{ND (1)}) et (IVOMECC^{ND (2)}).

I-1-2- Appareillage et produits :

Pour l'examen échographique nous avons utilisé :

- Un échographe de type pie médicale 100 Lc pourvu d'une sonde bifréquence 6/8.
- Une cage de contention et de pesée des brebis.
- Un tube de guidage (PVC).
- Des gants en plastique.
- Un gel lubrifiant.

I-2 METHODES :

I-2-1- L'examen échographique :

Nous avons utilisé la technique décrite par KHAN (1994). 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 .Les brebis en position debout ont été placées dans la cage de contention et de pesée des brebis. 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. (cf. photo 29)



Photo29 : Examen échographique d'une brebis après sa contention.

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, 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 sphérique le plus grand diamètre est pris en considération. Les follicules sont rangés selon leurs tailles en trois classes :

- Petits follicules ($F < 2 \text{ mm}$)
- Follicules de taille moyenne ($2 \leq F < 4 \text{ mm}$)
- Gros follicules ($F \geq 4 \text{ mm}$).

I-2-2- Analyse statistiques des données :

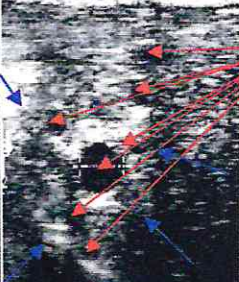
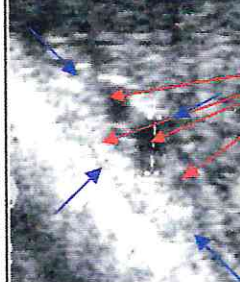
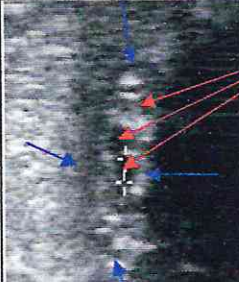
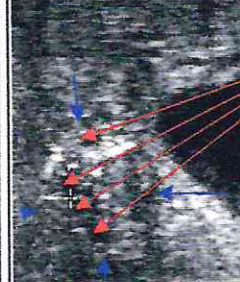
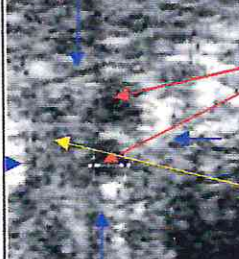
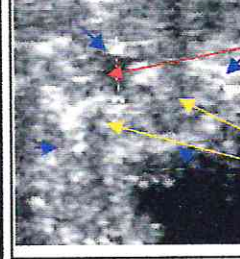
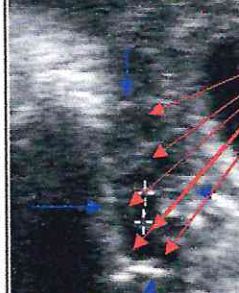
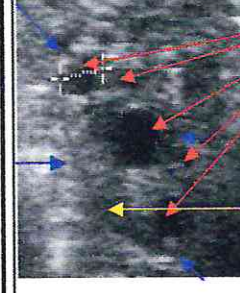
Les résultats de dénombrement et de mesure de la taille des structures ovariennes sont exprimés par la moyenne et l'écartype.

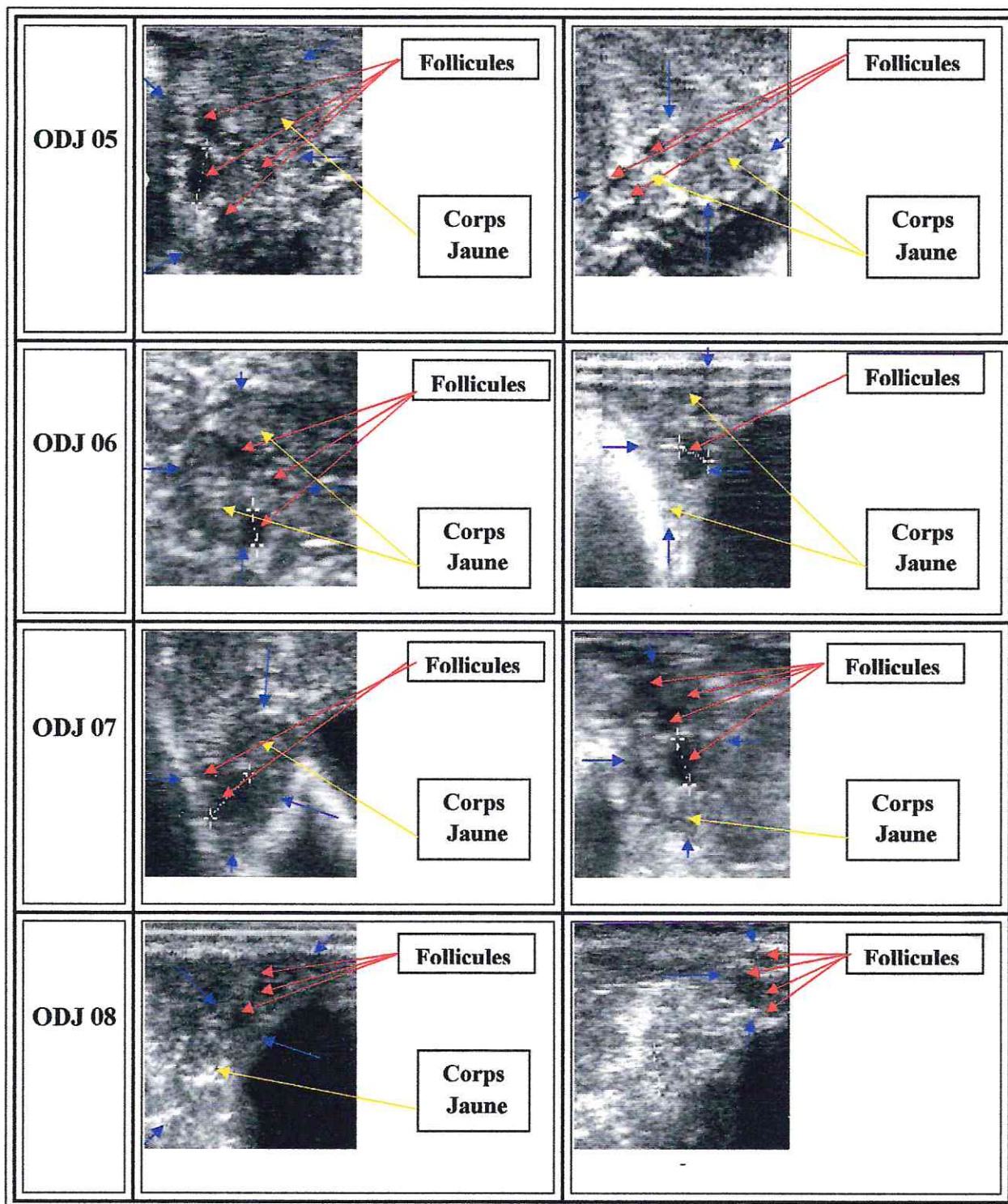
II- PARTIE RESULTATS :

A- Race Ouled djellal :

Les images obtenues lors des observations échographiques transrectales chez les brebis de la race Ouled djellal sont reportées dans le **tableau X** :

Tableau X : Images échographiques transrectales chez les brebis de race Ouled djellal

Numéro De brebis	Ovaire droit	Ovaire gauche
ODJ 01	 <p data-bbox="678 638 845 683">Follicules</p>	 <p data-bbox="1284 638 1436 683">Follicules</p>
ODJ 02	 <p data-bbox="678 952 845 996">Follicules</p>	 <p data-bbox="1284 952 1436 996">Follicules</p>
ODJ 03	 <p data-bbox="678 1265 845 1310">Follicules</p> <p data-bbox="726 1377 869 1478">Corps Jaune</p>	 <p data-bbox="1284 1265 1436 1310">Follicules</p> <p data-bbox="1332 1377 1476 1478">Corps Jaune</p>
ODJ 04	 <p data-bbox="678 1556 845 1601">Follicules</p>	 <p data-bbox="1284 1556 1436 1601">Follicules</p> <p data-bbox="1332 1713 1476 1814">Corps Jaune</p>



Nb : Les flèches en bleu présentent la délimitation des ovaires.

A-1- Détermination de la taille des structures ovariennes chez les brebis de la race Ouled djellal :

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

Tableau XI : Taille des follicules et des corps jaunes
Chez les brebis de la race Ouled djellal

Numéro de brebis	Follicules						Corps jaune	
	F < 2 mm		2 ≤ F < 4 mm		F ≥ 4 mm		≥ 4 mm	
	N	Moy	N	Moy	N	Moy	N	Moy
Odj 1	05	1,32 ± 0,33	05	2,58 ± 0,40	01	5,4 ± 00	00	00
Odj 2	06	1,5 ± 0,24	01	2,2 ± 00	00	00	00	00
Odj 3	00	00	02	3,35 ± 0,05	01	4,1 ± 00	03	7,8 ± 0,72
Odj 4	04	1,57 ± 0,10	06	2,8 ± 0,68	01	4,2 ± 00	01	5,4 ± 00
Odj 5	00	00	02	3,5 ± 0,4	03	5,0 ± 0,82	03	7,33 ± 3,20
Odj 6	01	1,6 ± 00	02	3,6 ± 0,3	01	4,0 ± 00	04	8,27 ± 1,35
Odj 7	01	1,5 ± 00	04	3,02 ± 0,54	01	6,8 ± 00	02	7,6 ± 2,0
Odj 8	01	1,6 ± 00	05	2,88 ± 0,72	02	4,55 ± 0,55	01	8,1 ± 00
Total	18	1,51 ± 0,10	27	2,99 ± 0,44	10	4,25 ± 1,82	14	7,41 ± 1,04

Les résultats montrent que chez les brebis de la race Ouled djellal, la taille moyenne des :

- Follicules < 2 mm est de **1,51 ± 0,11** mm, cette taille varie de 1,32 mm à 1,6 mm.
- 2 ≤ follicules < 4 mm est de **2,99 ± 0,38** mm, cette taille varie de 2,2 mm à 3,6 mm.
- Follicules ≥ 4 mm est de **4,86 ± 0,19** mm, cette taille varie de 4,1 mm à 6,8 mm.
- Corps jaune ≥ 4 mm est de **7,41 ± 1,21** mm, cette taille varie de 5,4 mm à 8,27 mm.

La taille moyenne des follicules et des corps jaunes des différentes classes pour l'ensemble des brebis est illustrée dans la **figure 27** :

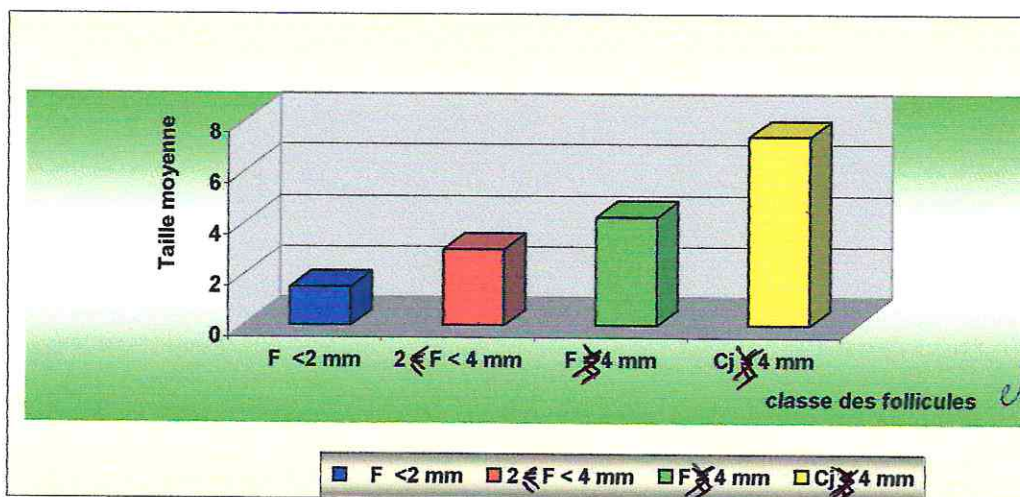


Figure 27: Taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes chez les brebis de race Ouled djellal

A-2- Détermination du nombre des follicules chez la race Ouled djellal :

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

Tableau XII : Résultats de dénombrement des structures ovariennes Chez les brebis de la race Ouled djellal.

Numéro de brebis	follicules							
	F < 2 mm		2 ≤ F < 4 mm		F ≥ 4 mm		total	
	N	%	N	%	N	%	N	%
Odj 1	05	45,45	05	45,45	01	09,10	11	100
Odj 2	06	85,72	01	14,28	00	00	07	100
Odj 3	00	00	02	66,66	01	33,34	03	100
Odj 4	04	36,36	06	54,54	01	09,10	11	100
Odj 5	00	00	02	40,00	03	60,00	05	100
Odj 6	01	25,00	02	50,00	01	25,00	04	100
Odj 7	01	16,66	04	66,68	01	16,66	06	100
Odj 8	01	12,50	05	62,50	02	25,00	08	100
Total	18	27,71	27	50,01	10	22,28	55	100
Moyenne	2,25 ± 2,37		3,37 ± 1,84		1,25 ± 0,86		6,87 ± 2,99	

Les résultats montrent que chez les brebis de la race Ouled djellal, le nombre moyen des:

- Follicules < 2 mm est de $2,25 \pm 2,37$, soit un taux de 27,71% (ce taux varie de 0% à 85,72%).
- $2 \leq$ follicules < 4 mm est de $3,37 \pm 1,84$, soit un taux de 50,01 %, (ce taux varie de 14,28 % à 66,68 %).
- Follicules ≥ 4 mm est de $1,25 \pm 0,86$, soit un taux de 22,28 %, (ce taux varie de 9,10 % à 60 %).

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

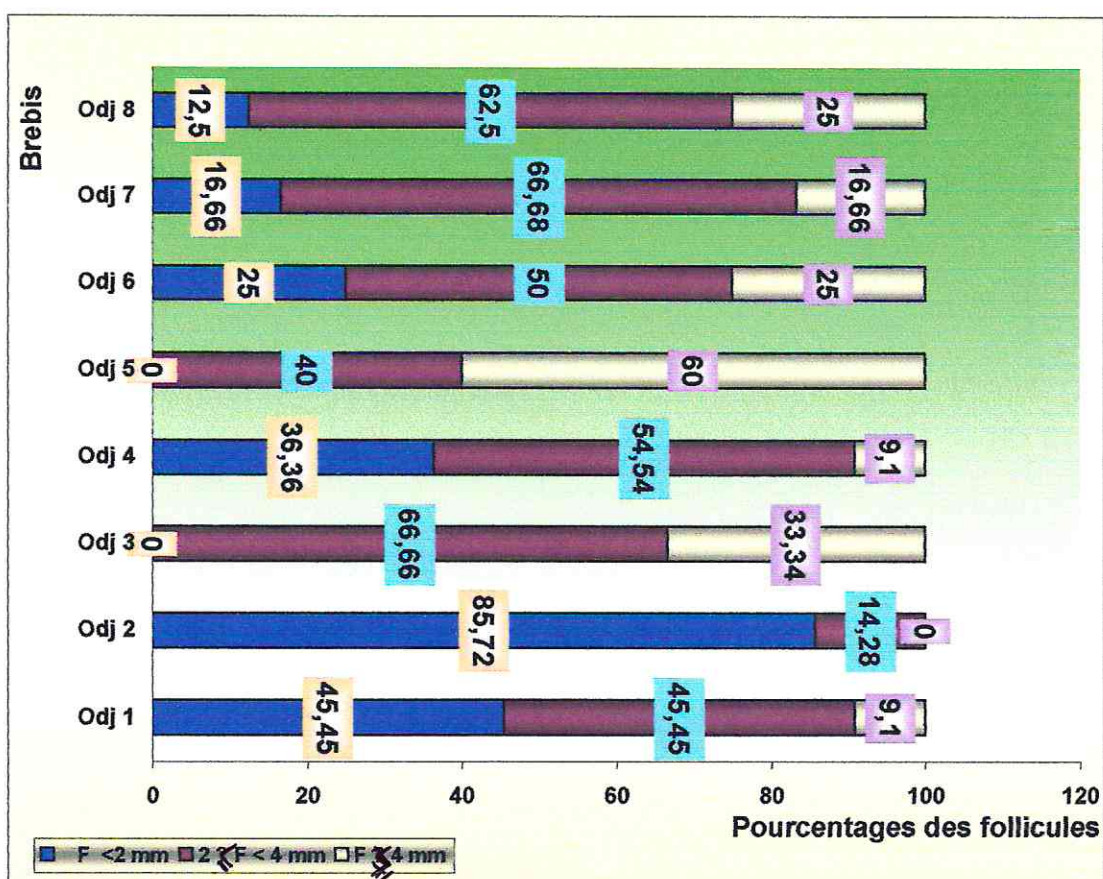
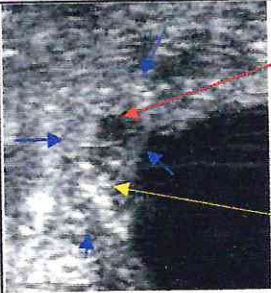
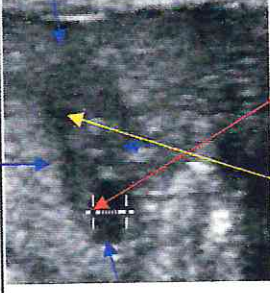
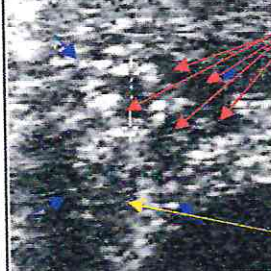
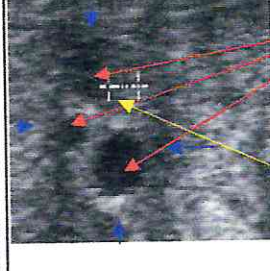
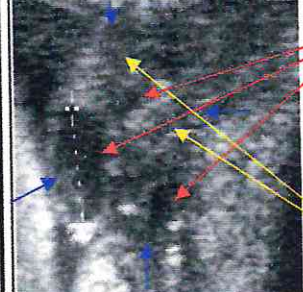


Figure 28 : Taux des follicules de différentes classes de taille chez les brebis de race Ouled djellal

B- Race Hamra :

Les images obtenues lors des examens échographiques chez les brebis de la race Hamra sont reportées dans le tableau ci-dessous :

Tableau XIII : Images échographiques transrectales chez les brebis de race Hamra

Numéro De brebis	Ovaire droit	Ovaire gauche
H01	 <div data-bbox="715 656 874 701">Follicules</div> <div data-bbox="738 813 874 902">Corps jaune</div>	 <div data-bbox="1265 656 1425 701">Follicules</div> <div data-bbox="1289 813 1425 902">Corps jaune</div>
H 02	 <div data-bbox="715 996 874 1041">Follicules</div> <div data-bbox="738 1153 874 1243">Corps jaune</div>	 <div data-bbox="1297 996 1457 1041">Follicules</div> <div data-bbox="1321 1153 1457 1243">Corps jaune</div>
H 03	 <div data-bbox="754 1332 914 1377">Follicules</div> <div data-bbox="794 1512 914 1601">Corps jaune</div>	ND

ND : Image non déterminée

B-1- Détermination de la taille des structures ovariennes chez les brebis de la race**Hamra :**

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

Tableau XIV : Taille des follicules et des corps jaunes chez les brebis de la race Hamra

Numéro de brebis	Follicules						Corps jaunes	
	F < 2 mm		2 ≤ F < 4 mm		F ≥ 4 mm		≥ 4 mm	
	N	moy	N	moy	N	moy	N	moy
Ham 1	00	00	02	3,25 ± 0,25	00	00	02	8,1 ± 0,1
Ham 2	02	1,7 ± 0.1	04	2,5 ± 0,45	02	4,15 ± 0,05	02	6,8 ± 1,2
Ham 3	00	00	02	3,05 ± 0,25	01	4,6 ± 00	02	7,75 ± 0,95
Total	02	1,7±0.1	08	3,93±0,31	03	4,37±0,3	06	7,55±0,54

Les résultats montrent que chez les brebis de la race Hamra, la taille moyenne des :

- Follicules < 2 mm est de 1,7 ± 0,1mm.
- 2 ≤ follicules < 4 mm est de 2,93 ± 0,31mm, cette taille varie de 2,5mm à 3,25 mm.
- Follicules ≥ 4 mm est de 4,37 ± 0,3 mm, cette taille varie de 4,15mm à 4,6 mm.
- Corps jaune ≥ 4 mm est de 7,55 ± 0,54 mm, cette taille varie de 6,8 mm à 8,1mm

La taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes pour l'ensemble des brebis est illustrée dans la figure ci-dessous :

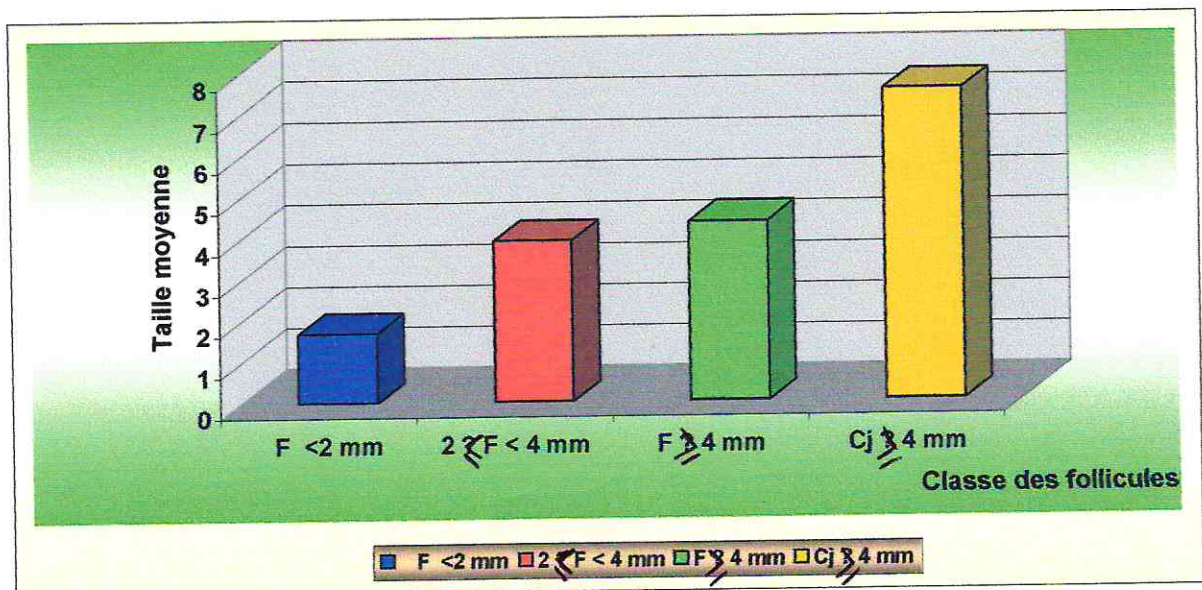


Figure 29: Taille moyenne des follicules et des corps jaunes de différentes classes chez les brebis de race Hamra

B-2- Détermination du nombre des follicules chez la race Hamra :

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

Tableau XV : Résultats de dénombrement des structures ovariennes
Chez les brebis de la race Hamra

Numéro de brebis	follicules							
	F < 2 mm		2 ≤ F < 4 mm		F ≥ 4 mm		total	
	N	%	N	%	N	%	N	%
Ham 1	00	00	02	100	00	00	02	100
Ham 2	02	25	04	50	02	25	08	100
Ham 2	00	00	02	66,66	01	33,34	03	100
total	02	08,33	08	72,22	03	19,36	13	100
Moyenne	0,66 ± 1,15		2,66 ± 1,15		01 ± 1		4,33 ± 3,21	

Les résultats montrent que chez les brebis de race Hamra, le nombre moyen des

- Follicules < 2 mm est de $0,66 \pm 1,15$, soit un taux de 08,33%
- $2 \leq$ follicules < 4 mm est de $2,66 \pm 1,15$, soit un taux de 72,22, (ce taux varie de 50 % à 100%).
- Follicules ≥ 4 mm est de 01 ± 1 , soit un taux de 19,36, (ce taux varie de 23,07 % à 33,34 %).

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

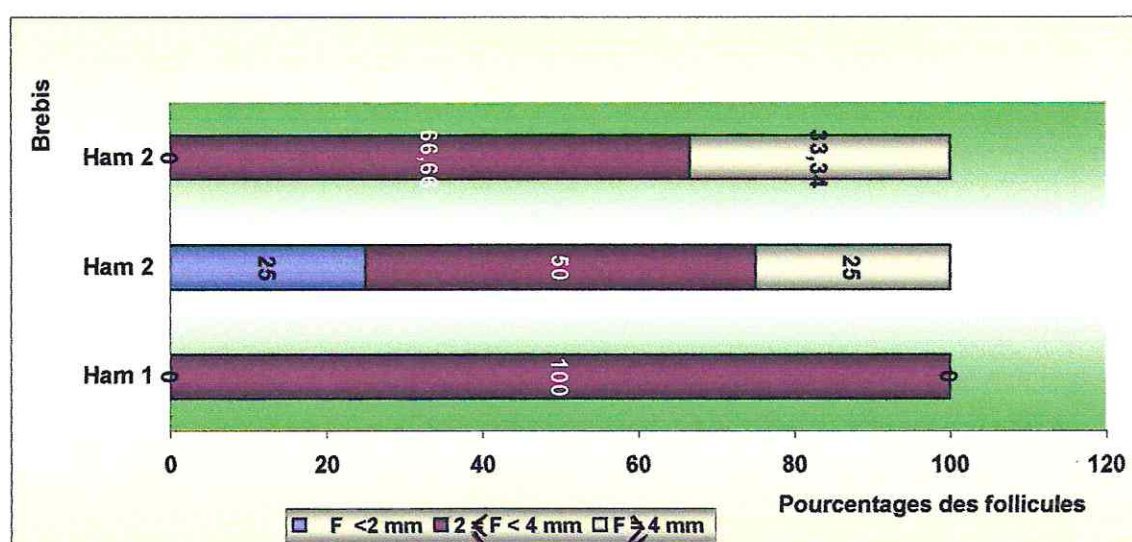


Figure 30 : Taux des follicules de différentes classes de taille chez les brebis de race Hamra.

CHAPITRE II

**UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE POUR
L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS
SUPEROVULEES**

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 06/05/2007 jusqu'à 04/06/2007.

I- MATERIEL ET METHODES :

I-1 MATERIEL :

I-1-1- Animaux :

Un échantillon composé de 06 brebis vides (03 de race Ouled djellal et 03 de race Hamra) et 03 béliers (02 de race Ouled djellal et 01 de race Hamra) a été choisi au hasard du cheptel ovin de la station expérimentale.

Nous signalons que :

A)- Les brebis:

- De race Ouled djellal âgées de 3 ans ont un poids moyen de 53 kg et une note d'état corporel moyen de 2,75 points.
- De race Hamra âgées de 4 ans ont un poids moyen de 40 kg et une note d'état corporel moyen de 2.50 points.

B)- Les béliers :

- De race Ouled djellal âgés de 3 et 4 ans ont un poids moyen de 56 kg et une note d'état corporel moyen de 3 points.
- De race Hamra âgé de 4 ans a un poids de 55 kg et une note d'état corporel moyen de 3 points.

Les animaux étaient, identifiées, séparées du troupeau 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 ovin a été fait auparavant par le vétérinaire de la station, avec des antiparasitaires (VALBENZEN^{ND (1)}) et (IVOMECS^{ND (2)}).

I-1-2- Produits et appareillage :

I-1-2-1- Produits :

A- 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.

B- PMSG :

La PMSG (*Prégnant Mare Sérum Gonadotropin*) conditionnée dans des boîtes contenant des flacons de lyophilisat de dose 1000 UI et des flacons de solvant, ce produit est commercialisé sous le nom du (folligon^{ND (4)}).

C- Antibiotiques et désinfectants :

Nous avons utilisés de la (terramycine^{ND (4)}) sous forme de spray et de la *Permanganate de potassium*.

I-1-2-2- Appareillage :

Pour l'examen échographique nous avons utilisés :

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

I-2- METHODES :

I-2-1- Protocole de synchronisation et de superovulation :

A)- La synchronisation des chaleurs :

Consistait en la pose des éponges vaginales imprégnées de 40 mg de FAG pendant une durée de 14 jours.

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 **Photo 30**).



(a)



(b)

Photo30 : (a) pulvérisation de l'éponge vaginale avec un antibiotique.
(b) mise en place de l'éponge dans l'applicateur.

Après contention de la a brebis 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 31**). L'applicateur est ensuite retiré soigneusement lissant le fil entre les deux lèvres vulvaires permettant ainsi sont retrait ultérieur.



Photo 31 : Mise en place de l'éponge

B)- La superovulation :

24h avant le retrait des éponges vaginales chaque brebis a reçu en intramusculaire une dose de 1000 UI de PMSG. Le protocole de synchronisation et de superovulation est illustré dans le schéma ci-dessous.

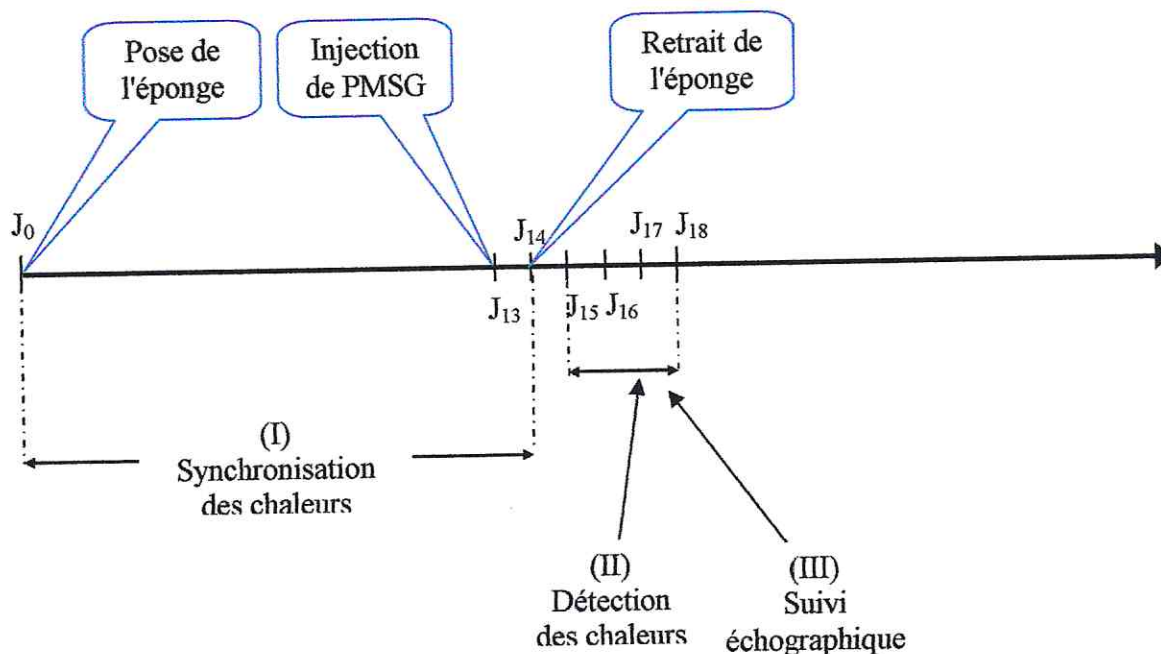


Figure 31 : schéma représentatif du protocole de synchronisation des chaleurs et de superovulation.

I-2-2- La détection des chaleurs :

La détection a débutée 24 h après le retrait des éponges soit J_{15} (à 6 :30 du matin) et s'est terminée le J_{17} (à 7 :45 du matin), à raison de trois détections par jours. La durée de l'observation été de 30 à 40 minutes. La **figure 32** montre les moments de la détection des chaleurs.

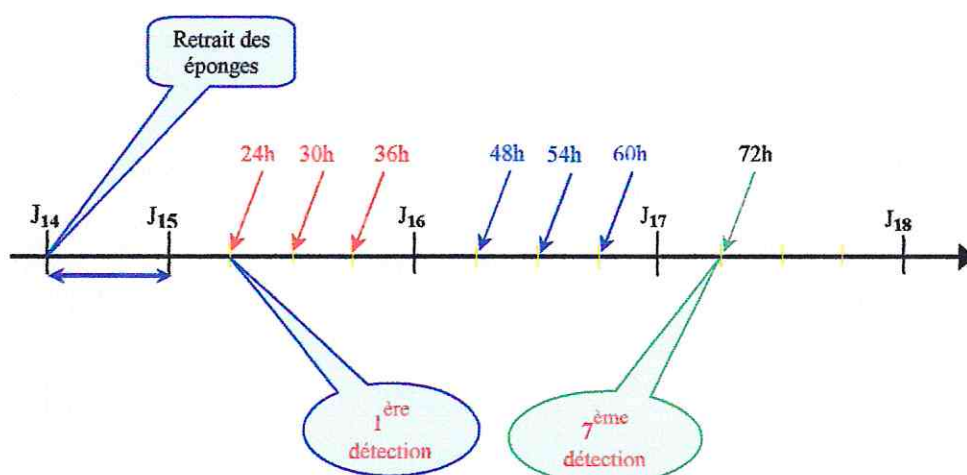


Figure 32 : Schéma représentatif des moments de détection des chaleurs

La détection des chaleurs consistait à introduire un bélier muni d'un tablier sur des femelles de la même race. Toute femelle restante immobile lors du chevauchement par le bélier était considérée en chaleurs (cf. **photo a** et **b**). Les brebis détectées en chaleur sont isolées afin d'éviter la saillie.



(a)



(b)

Photo 32: Acceptation de chevauchement des brebis
(a) de race Hamra. (b) de race Ouled djellal.

I-2-3- Le suivi échographique :

Des examens échographiques transrectaux ont été réalisées durant la même période de la détection des chaleurs c'est-à-dire 24 h, 48 h et 72h après le retrait des éponges, soient J_{15} , J_{16} , J_{17} .

On a utilisé la même méthode décrite dans le chapitre (II). Les brebis en position debout ont été placées dans la cage de contention. La sonde bifréquence 6/8 MHz fixée à un tube de guidage (support en PVC) et recouverte de gel 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.



Photo33 : Examen échographique d'une brebis après sa contention.

A chaque observation échographique, le nombre, le diamètre de la cavité folliculaire et la position relative des follicules $\geq 2\text{mm}$ est enregistrée sur une fiche de renseignement et sur disquettes et/ou sur un micro-ordinateur portable. Dans les cas où les follicules ne sont pas sphériques la moyenne du diamètre est prise en considération. Les follicules sont rangés selon leurs tailles en trois classes:

- Petits follicules ($2 \leq F < 3$)
- Follicules de taille moyenne ($3 \leq F < 4$)
- Gros follicules ($F \geq 4 \text{ mm}$).

I-2-4- Analyse statistiques des données :

La moyenne arithmétique accompagnée de l'erreur standard à la moyenne, les pourcentages ont été utilisés pour l'expression numérique de nos résultats.

La validité statistique des différences entre les moyennes de deux séries expérimentales, est calculée par le test « t » de Fisher- student en utilisant un logiciel statistica version 0,6.

La probabilité « p » est déterminée sur la table de distribution des « t » en fonction du degré de liberté (d.d.l) :

- Si $p > 0,05$: résultats non significatif.
- Si $p < 0,05$: résultats significatif.
- Si $p < 0,01$: résultats très significatif.
- Si $p < 0,001$: résultats hautement significatif.

II- LES RESULTATS DE DETECTION DES CHALEURS :

II-1- L'expression des chaleurs :

Les résultats de la détection des chaleurs des brebis superovulées de race Hamra et Ouled djellal sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau XVI : La détection des chaleurs chez les brebis de race Hamra et Ouled djellal

Race		Heures après retrait						
		24h	30h	36h	48h	54h	60h	72h
Ham	Nb	03	03	03	02	00	00	00
	%	100	100	100	66,66	00	00	00
Odj	Nb	01	03	03	01	01	00	00
	%	33,33	100	100	33,33	33,33	00	00
Total	Nb	04	06	06	03	01	00	00
	%	66,66	100	100	50	16,66	00	00

Les résultats montrent que :

- 66,66 % soit 04 brebis ont exprimées des chaleurs à 24h après retrait de l'éponge dont ,03 de race Hamra et 01 de race Ouled djellal.
- 100 % soit 06 brebis ont exprimées des chaleurs à 30 et 36 h après retrait de l'éponge.
- 50 % soit 03 brebis ont continuées à exprimer des chaleurs à 48h après retrait de l'éponge dont 02 de race Hamra et 01 de race Ouled djellal.
- 16,66 % soit 01 brebis de race Ouled djellal restées en chaleurs à 54 h après retrait de l'éponge et aucune brebis n'a été détectée en chaleurs à 60 et à 72 h.

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

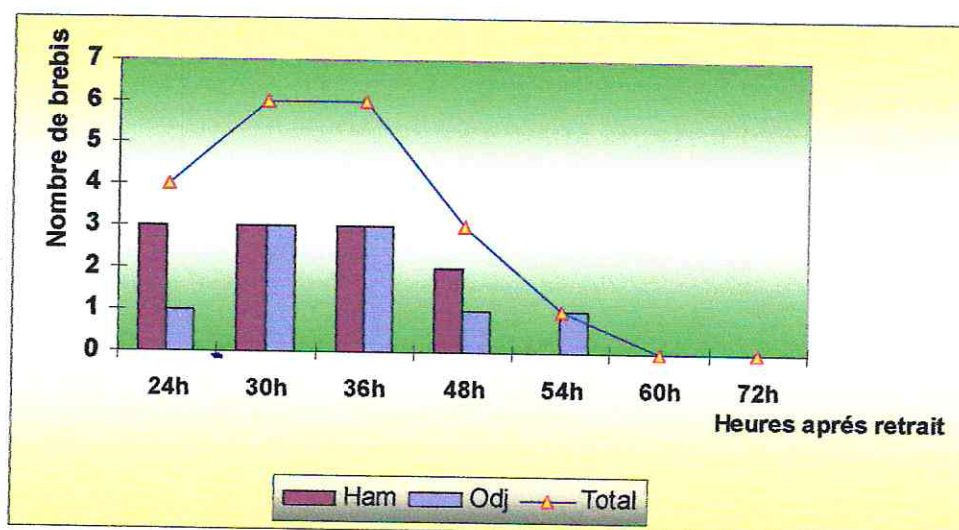


Figure 33 : Expression des chaleurs aux différents moments de détection.

II-2- Durée des chaleurs :

Les résultats relatifs à la durée des chaleurs des brebis sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau XVII : Durée des chaleurs chez les brebis superovulées de race Hamra et Ouled djellal.

Race	Durée des chaleurs (heures)	
	HAM	HAM1
	HAM2	24
	HAM3	24
MOYENNE		20±6,92
ODJ	ODG1	6
	ODG2	6
	ODG3	30
MOYENNE		14±13,85
Moyenne générale		17±10,33

Les résultats montrent que la durée moyenne des chaleurs pour l'ensemble des brebis traitées est de $17 \pm 10,33$, elle été de 20h et 14h chez les brebis de race Hamra et Ouled djellal respectivement.

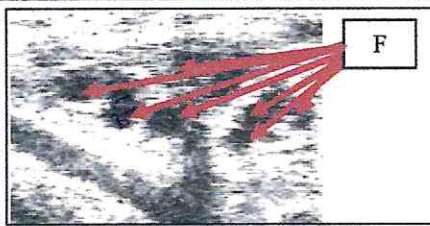
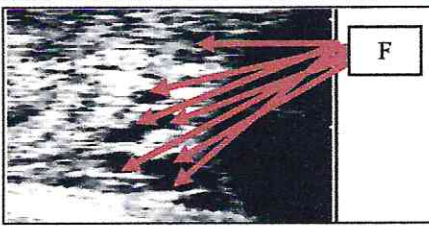
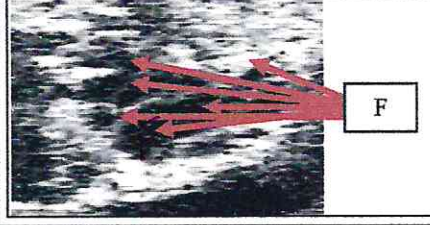
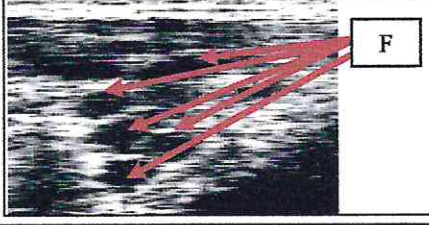
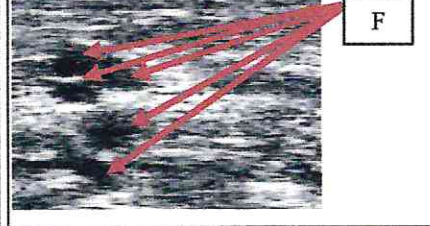

II-3- Les résultats de dénombrement et de mesure de la taille des follicules par échographie :

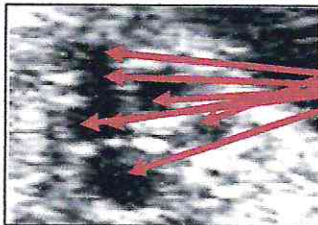
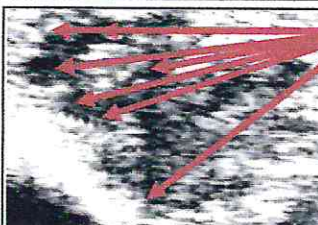
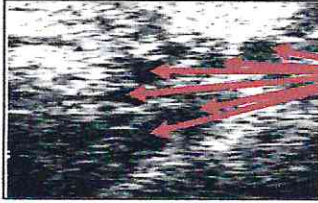
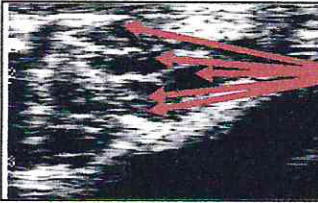


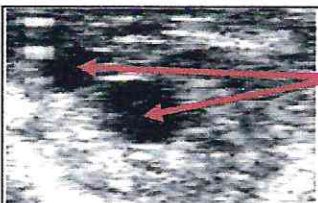
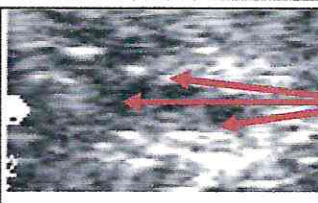
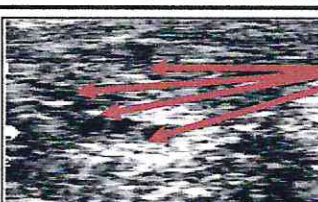
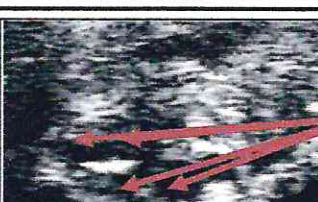

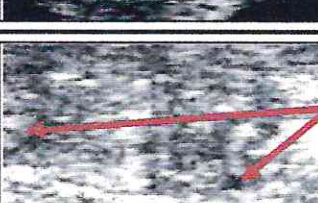
II-3-1- Le dénombrement des follicules :

A)- Race Hamra :

Dans le tableau ci-dessous ont été regroupées les images obtenues lors des examens échographiques ; 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale.

Tableau XVIII : Images échographiques obtenues 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de la race Hamra.

Heures après retrait	N° de brebis	OVAIRE DROIT	OVAIRE GAUCHE
24 h	Ham 1		
	Ham 2		
	Ham 3		

48 h	Ham 1		
	Ham 2		
	Ham 3		
72 h	Ham 1		
	Ham 2		
	Ham 3		

Les résultats de dénombrement des follicules chez la race Hamra sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau XIX. : Résultats de dénombrement des follicules après un traitement de super ovulation à base de PMSG chez les brebis de race Hamra.

Numéro de Brebis	Nombre de follicules		Nombre moyen de follicules après 24h	Nombre de follicules		Nombre moyen de follicules après 48h	Nombre de follicules		Nombre moyen de follicules après 72h
	Ovaire droit	Ovaire gauche		Ovaire droit	Ovaire gauche		Ovaire droit	Ovaire gauche	
Ham 1	09	09	09 ± 00	05	04	4,5±0,70	02	02	02±0
Ham 2	13	09	11 ± 2,82	07	06	6,5±0,70	04	04	04±0
Ham 3	06	03	4,5 ±2,12	07	05	06±1,41	03	02	2,5±0,70
Moyenne Et écartype	9,33±3,51	07±3,46	8,16±3,17	6,33±1,15	05±1	5,66±1,04	3±1	2,66±1,15	2,83±1,04

Les résultats montrent que pour l'ensemble des brebis de race Hamra, le nombre moyen par ovaire des follicules estimés à:

- 24h après le retrait de l'éponge est de 8,16 (\pm 3,17), ce nombre varie de 4,5 à 11.
- 48h après le retrait de l'éponge est de 5,66 (\pm 1,04), ce nombre varie de 4,5 à 6,5.
- 72h après le retrait de l'éponge est de 2,83 (\pm 1,04), ce nombre varie de 02 à 2,5.

La distribution du nombre de follicules estimés par échographie pour les trois brebis de race Hamra à 24 h, 48h et 72h est représentée dans la figure ci-dessous.

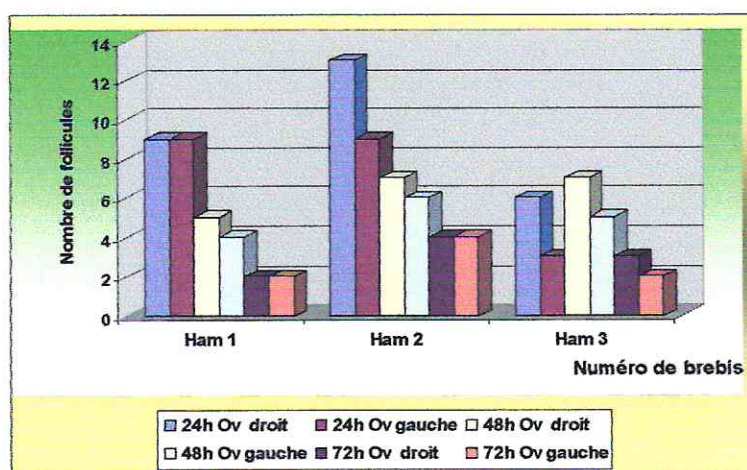
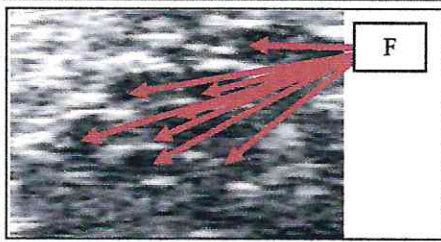
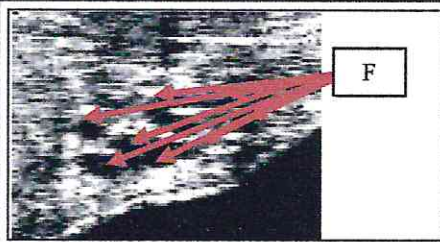
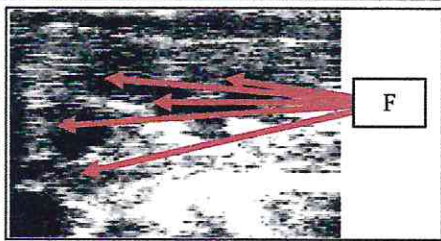
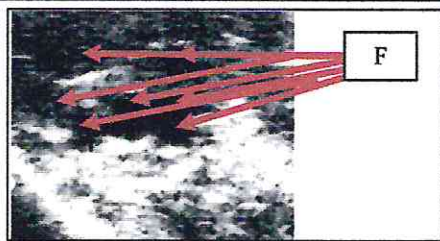
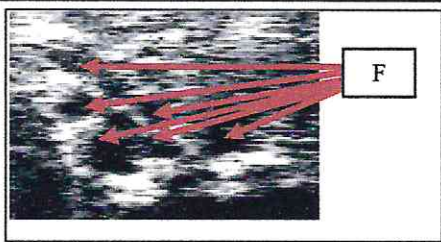
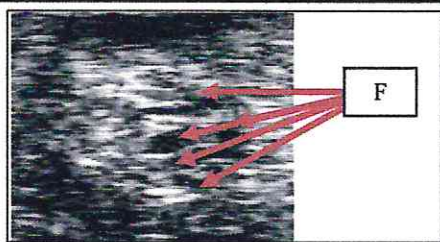
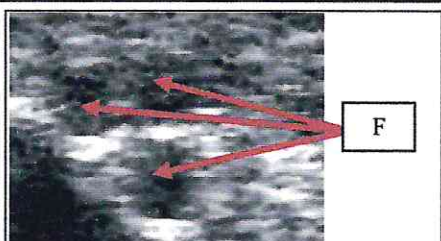
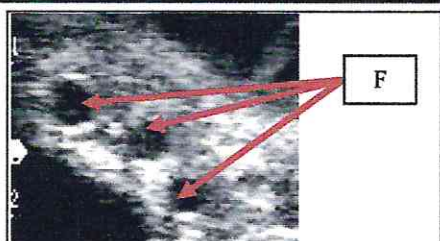
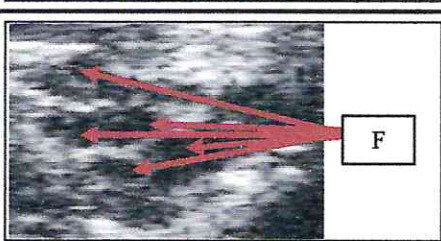
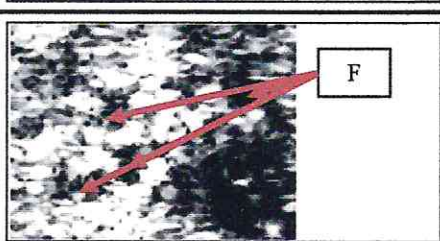


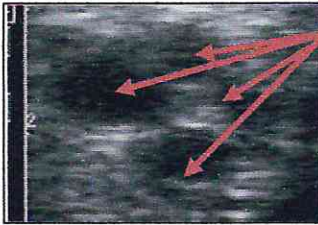
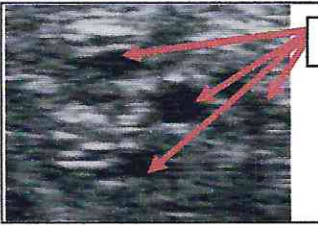

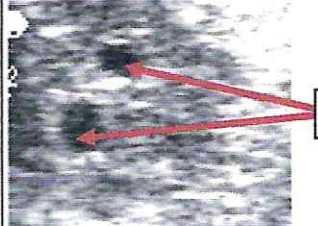

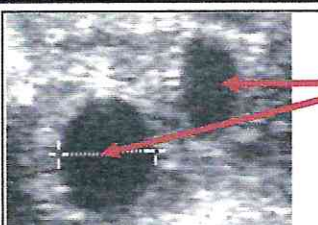
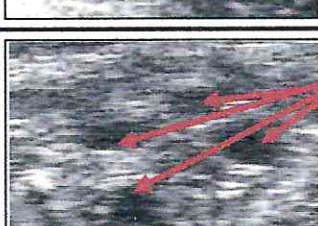
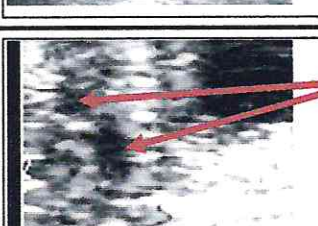
Figure 34: Distribution du nombre de follicules estimé par échographie 24 h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis de la race Hamra.

B)- Race Ouled Djellal :

Dans le tableau ci-dessous ont été regroupés les images obtenues lors des examens échographiques 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale chez la race Ouled djellal.

Tableau XX : Images échographiques obtenues à 24h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de la race Ouled djellal.

Heures après retrait	N° de brebis	OVAIRE DROIT	OVAIRE GAUCHE
24 h	ODJ 1		
	ODJ 2		
	ODJ 3		
48 h	ODJ 1		
	ODJ 2		

	ODJ 3		
72 h	ODJ 1		
	ODJ 2		
	ODJ 3		

Les résultats de dénombrement des follicules chez les brebis de la race Ouled djellal sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau XXI: Résultats de dénombrement des follicules après un traitement de super ovulation à base de PMSG chez les brebis de la race Ouled djellal.

Numéro de Brebis	Nombre de follicules		Nombre moyen de follicules après 24h	Nombre de follicules		Nombre moyen de follicules après 48h	Nombre de follicules		Nombre moyen de follicules après 72h
	Ovaire droit	Ovaire gauche		Ovaire droit	Ovaire gauche		Ovaire droit	Ovaire gauche	
Odj 1	09	08	8,5±0,70	03	03	03±0	03	02	2,5±0,70
Odj2	06	05	5,5±0,70	07	04	5,5±2,21	02	02	2 ± 0
Odj3	09	05	07±2,82	04	04	04±0	04	02	3 ± 1,41
Moyenne et écartype	8±1,73	6±1,73	07±1,89	4,66±2,08	3,66±0,57	4,61±1,25	3 ± 1	02 ± 0	2,5±0,83

Les résultats montrent que pour l'ensemble des brebis de race Ouled Djellal, le nombre moyen par ovaire des follicules observés à :

- 24h après le retrait de l'éponge est de 07 ($\pm 1,89$), ce nombre varie de 5,5 à 8,5.
- 48h après le retrait de l'éponge est de 4,16($\pm 1,25$), ce nombre varie de 03 à 04.
- 72h après le retrait de l'éponge est de 2,5($\pm 0,83$), ce nombre varie de 02 à 03.

La distribution du nombre de follicules estimés par échographie pour les trois brebis de Ouled Djellal à 24 h ,48h et 72h est représentée dans la figure ci-dessous.

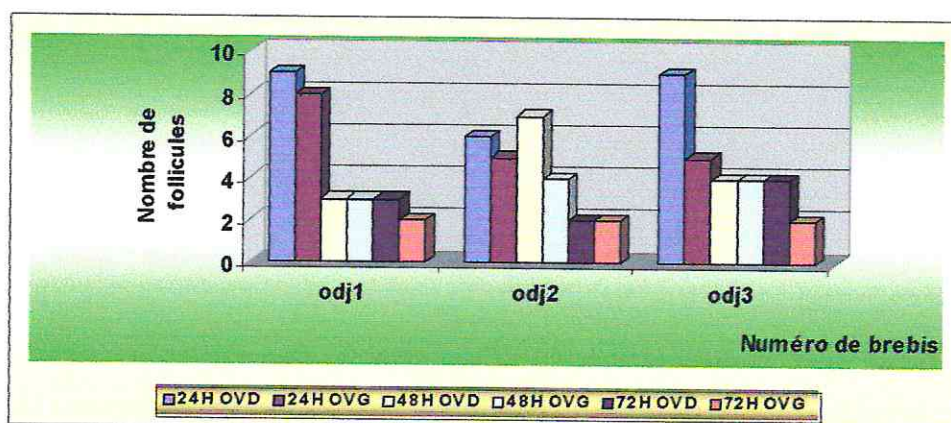


Figure 35 : Distribution du nombre de follicules estimé par échographie 24 h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis de la race Ouled Djellal.

C- Résultats de dénombrement pour les deux races (Hamra et Ouled djellal) :

Les résultats de dénombrement des follicules chez les brebis de races (Hamra et Ouled djellal) après un traitement de super ovulation à base de PMSG sont reportés dans le tableau ci-dessous :

Tableau XXII : Nombre de follicules chez les brebis de races (Hamra et Ouled djellal) après un traitement de super ovulation à base de PMSG.

Nombre de brebis		Nombre de follicules		
		24h après retrait	48h après retrait	72h après retrait
1-Ham 1		18	09	04
2-Ham 2		22	13	08
3-Ham 3		09	12	05
Total	Nb	49	34	17
	Moyenne	16,33 ± 6,65	11,33 ± 2,08	5,66 ± 2,08
4-Odj 1		17	06	05
5-Odj2		11	11	04
6-Odj3		14	08	06
Total	Nb	42	25	15
	Moyenne	14 ± 3	8,33 ± 2,51	5 ± 1
Moyenne générale		15,16 ± 4,79	09,83 ± 2,63	5,33 ± 1,50

Ce tableau montre que le nombre moyen des follicules :

- 24h après le retrait de l'éponge est de 15,16 (±4,79).
- 48h après le retrait de l'éponge est de 09,83 (±2,63).
- 72h après le retrait de l'éponge est de 5,33 (±1,50).

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

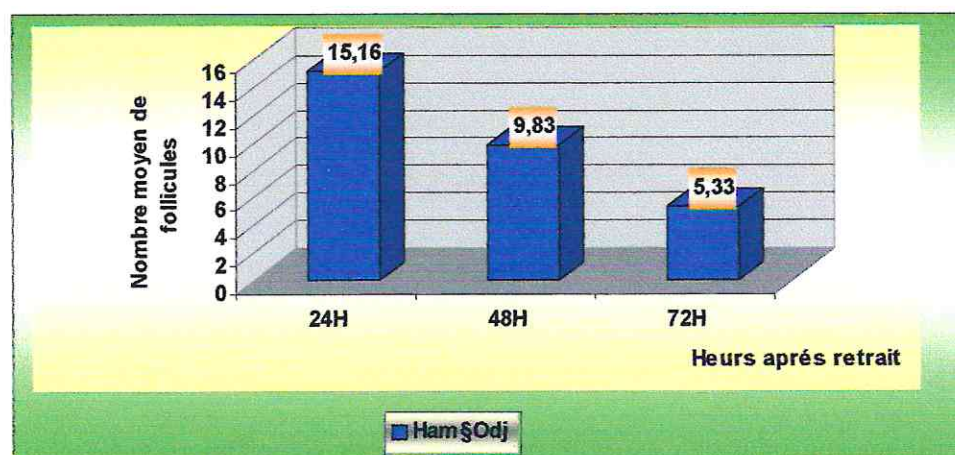


Figure 36: Nombre moyen des follicules 24 h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis de race (Hamra et Ouled djellal).

D- Comparaison entre le nombre total des follicules estimés à 24h, 48h et 72h chez l'ensemble des brebis de race Hamra et Ouled djellal :

Les résultats de comparaison entre le nombre total des follicules estimés à 24h, 48h et 72h chez l'ensemble des brebis de race Hamra et Ouled djellal sont reportés dans le tableau ci-dessous.

Tableau XXIII : Comparaison des résultats obtenus chez les brebis de deux races

Nombre de follicule à	Valeur t	dl	P
24H (n=91) vs 48H (n=59)	2,3877	10	0,0381*
48H (n=59) vs 72H (n=32)	3,6275	10	0,0046**
24 H (n=91) vs 72H (n=32)	4,7950	10	0,0007***

* Différence significative ($p < 0,05$).

** Différence très significative ($p < 0,01$)

*** Différence hautement significative ($p < 0,001$)

Les résultats de comparaison montrent qu'il y'a :

- Une différence significative entre le nombre total estimé à 24h et 48h après le retrait de l'éponge.
- Une différence très significative entre le nombre total estimé à 48h et 72h après le retrait de l'éponge.
- Une différence hautement significative entre le nombre total estimé à 24 h et 72h après le retrait de l'éponge.

Les résultats de comparaison entre le nombre total de follicules à différent moment de l'examen échographique chez les brebis des deux races n'est pas significatif ($p = 0,325 > 0,05$).

II-3-2- LA MESURE DE LA TAILLE DES FOLLICULES :

Les résultats de mesure de la taille des follicules sont représentés selon la race.

A- Race Hamra :

A-1- Les résultats de mesure de la taille des follicules 24h, 48h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale est reportée dans le tableau ci-dessous :

Tableau XXIV: Taille des follicules 24h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra

Numéro de Brebis	Taille des follicules (mm)								
	24 h			48 h			72 h		
	Petit	Moyen	Gros	Petit	Moyen	Gros	Petit	Moyen	Gros
Ham 1	2,37±0,25	3,66±0,25	4,5±0	2,7±0,14	00	4,3 ± 0	00	3,5±0,14	5,5±0,70
Ham 2	2,44±0,40	3,38±0,20	4,15±0,21	2,6±0,26	3,47±0,20	4,25±0,21	2,64±0,18	3,4±0,4	00
Ham 3	2,3 ±0	3,53±0,30	4,66±0,34	2,55±0,35	3,66±0,15	4 ± 0	2,35±0,4	3 ± 0	00
Moyenne	2,4±0,30	3,48±0,25	4,49±0,33	2,64±0,21	3,53±0,20	4,16±0,20	2,51±0,31	3,36±0,32	5,5±0,70

Les résultats montrent que la taille moyenne à 24h ,48 h et 72h des :

- Petits follicules est respectivement de $2,4 \pm 0,30$ mm - $2,64 \pm 0,21$ mm - $2,51 \pm 0,31$ mm.
- Follicules moyens est respectivement de $3,48 \pm 0,25$ mm - $3,53 \pm 0,20$ mm - $3,36 \pm 0,32$ mm
- Gros follicules est respectivement de $4,49 \pm 0,33$ mm - $4,16 \pm 0,20$ mm - $5,5 \pm 0,70$ mm.

A-2- Le taux moyen des follicules ayant différentes classes de tailles 24h ,48 h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale est reporté dans le tableau ci-dessous :

Tableau XXV: Taux moyen des follicules de différentes classes taille 24h ,48 h et 72h après le retrait de l'éponge chez les brebis Hamra.

Numéro de Brebis	Follicules																	
	24 h						48 h						72 h					
	Petit		Moyen		Gros		Petit		Moyen		Gros		Petit		Moyen		Gros	
	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%
Ham 1	09	50	08	44,45	01	5,55	08	88,88	00	00	01	11,12	00	00	02	50	02	50
Ham 2	07	31,81	13	59,09	02	9,09	06	46,15	05	38,46	02	15,38	07	87,5	01	12,5	00	00
Ham 3	01	11,11	02	22,22	06	66,66	03	25	08	66,66	01	8,34	04	80	01	20	00	00
Total	NB	17	23	09	17	13	04	11	04	02								
	Moy	5,66 $\pm 4,16$	7,66 $\pm 5,50$	3 $\pm 2,64$	05,66 $\pm 2,51$	04,33 $\pm 4,04$	01,33 $\pm 0,57$	03,66 $\pm 3,51$	01,33 $\pm 0,57$	0,66 $\pm 1,15$								
%	34,69	46,94	18,37	50	38,24	11,76	64,70	23,54	11,76									

Ce tableau montre que pour les trois brebis de race Hamra, le nombre moyen à 24h ,48 h et 72h des :

- Petits follicules est respectivement de $5,66 \pm 4,16$ - $05,66 \pm 2,51$ - $03,66 \pm 3,51$.
- Follicules de taille moyenne est de $7,66 \pm 5,50$ - $04,33 \pm 4,04$ - $01,33 \pm 0,57$.
- Gros follicules est de $03 \pm 2,64$ - $01,33 \pm 0,57$ - $0,66 \pm 1,15$.

Les taux moyens des petits, moyen et gros follicules de l'ensemble des brebis de race Hamra à 24 h ,48h et 72 h après le retrait de l'éponge sont illustrés dans les figures 37, 38, 39 :

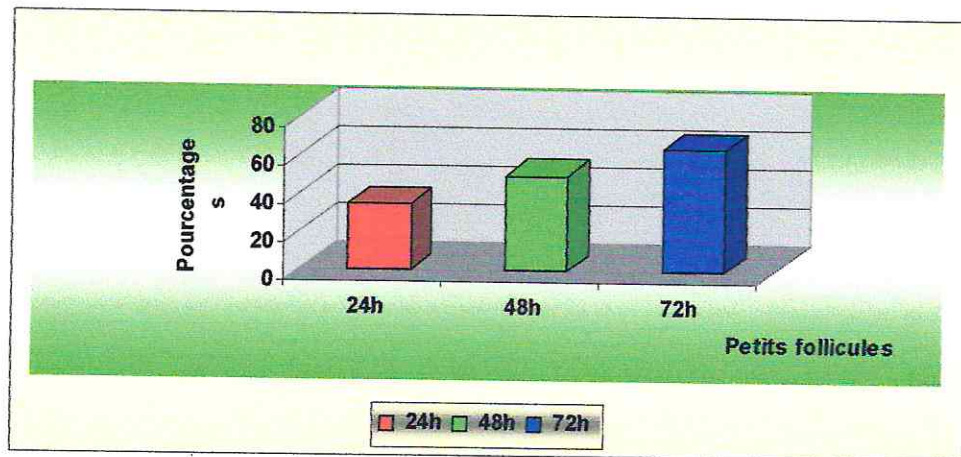


Figure 37 : Taux moyen des petits follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.

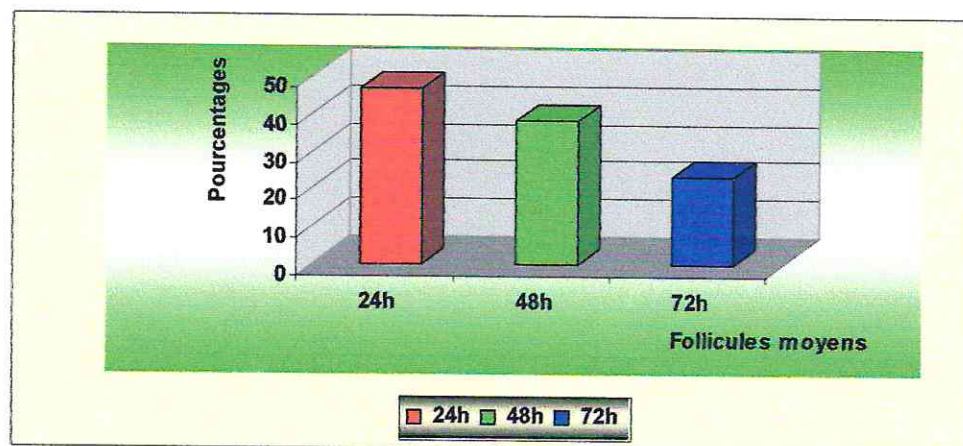


Figure 38 : Taux moyen des follicules moyens après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.

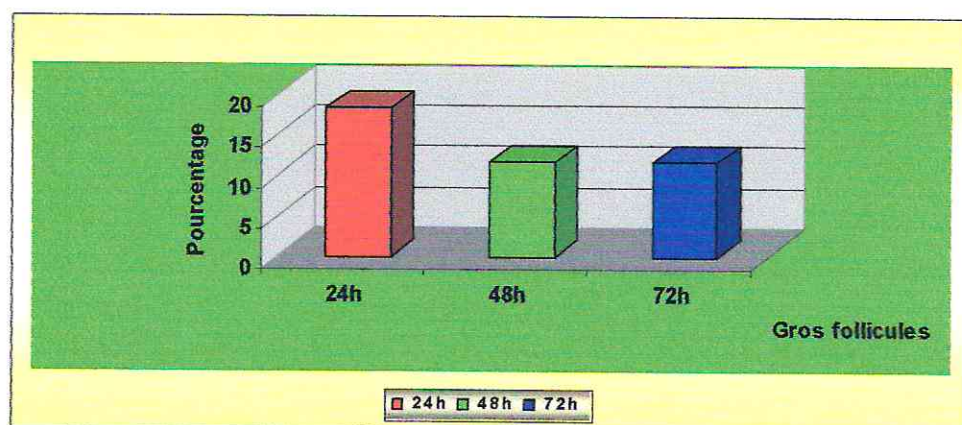


Figure 39: Taux moyen des gros follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Hamra.

B- Race Ouled Djellal :

B-1- Les résultats de mesure de la taille des follicules 24h, 48h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale est reportée dans le tableau ci-dessous :

Tableau XXVI : Taille des follicules 24h ,48h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal :

Numéro de Brebis	Taille des follicules (mm)								
	24 h			48 h			72 h		
	Petit	Moyen	Gros	Petit	Moyen	Gros	Petit	Moyen	Gros
Odj 1	2,5±0,23	3,05±0,07	00	2,68±0,14	3,2±0,21	4,1 ± 0,1	2,6 ± 0,42	3,23±0,40	00
Odj 2	2,85±0,07	3,75±0,21	4,38±0,37	2,16 ±0,21	3,3 ± 0	4,2 ± 0	00	00	6,22±1,94
Odj 3	2,7±0,2	3,18±0,18	4,3±0,17	2,43±0,25	3 ± 0	4,1 ± 0	2,55±0,49	3,35±0,07	4,25±0,21
Moyenne	2,63±0,23	3,25±0,28	4,36±0,31	2,36±0,29	3,18±0,19	4,13±0,15	2,57±0,37	3,28±0,29	5,56±1,81

Les résultats montrent que la taille moyenne à 24h ,48 h et 72h des :

- Petits follicules est respectivement de $2,63 \pm 0,23\text{mm}$ - $2,36 \pm 0,29\text{mm}$ - $2,57 \pm 0,37\text{mm}$.
- Follicules moyens est respectivement de $3,25 \pm 0,28\text{mm}$ - $3,18 \pm 0,19\text{mm}$ - $3,28 \pm 0,29\text{mm}$.
- Gros follicules est respectivement de $4,36 \pm 0,31\text{mm}$ - $4,13 \pm 0,15\text{mm}$ - $5,56 \pm 1,81\text{mm}$.

B-2- Le taux moyen des follicules ayant différentes tailles à 24h ,48 h et 72h après le retrait de l'éponge vaginale est reportée dans le tableau ci-dessous :

Tableau XXVII : Le taux moyen des follicules de différentes classes tailles à 24h ,48 h et 72h après le retrait de l'éponge.

Numéro de Brebis	Follicules																	
	24 h						48 h						72 h					
	Petit		Moyen		Gros		Petit		Moyen		Gros		Petit		Moyen		Gros	
	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%	NB	%
Odj 1	11	68,75	06	37,50	00	00	00	00	04	66,68	04	28,57	02	50	03	60	00	00
Odj 2	02	12,50	02	12,50	07	77,77	09	75	01	16,66	01	14,28	00	00	00	00	04	66,66
Odj 3	03	18,75	08	50	02	22,23	03	25	01	16,66	01	57,15	02	50	02	40	02	33,34
Total	NB	16	16	09	12	06	06	04	05	06								
	Moy	05,33 ±4,93	05,33 ±3,05	03 ±3,60	04 ±4,58	02 ±1,73	02 ±1,73	01,33 ±1,15	01,66 ±1,52	02 ±2								
%	39,02	39,02	21,95	50	25	25	26,66	33,34	40									

Ce tableau montre que pour les trois brebis de race Ouled djellal, le nombre moyen à 24h , 48 h et 72h des :

- Petits follicules est respectivement de $05,33 \pm 4,93$ - $04 \pm 4,58$ - $01,33 \pm 1,15$.
- Follicules de taille moyenne est de $05,33 \pm 3,05$ - $02 \pm 1,73$ - $01,66 \pm 1,52$.
- Gros follicules est de $03 \pm 3,60$ - $02 \pm 1,73$ - 02 ± 2 .

Les taux moyens des petit, moyen et gros follicules de l'ensemble des brebis de race Ouled djellal à 24 h 48h et 72 h après le retrait de l'éponge sont illustrés dans les figures 40, 41, 42 :

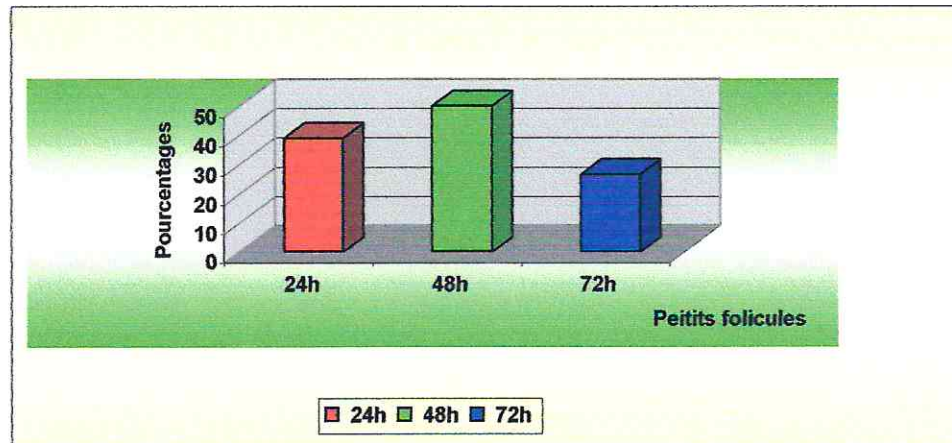


Figure 40 : Taux moyen des petits follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal.

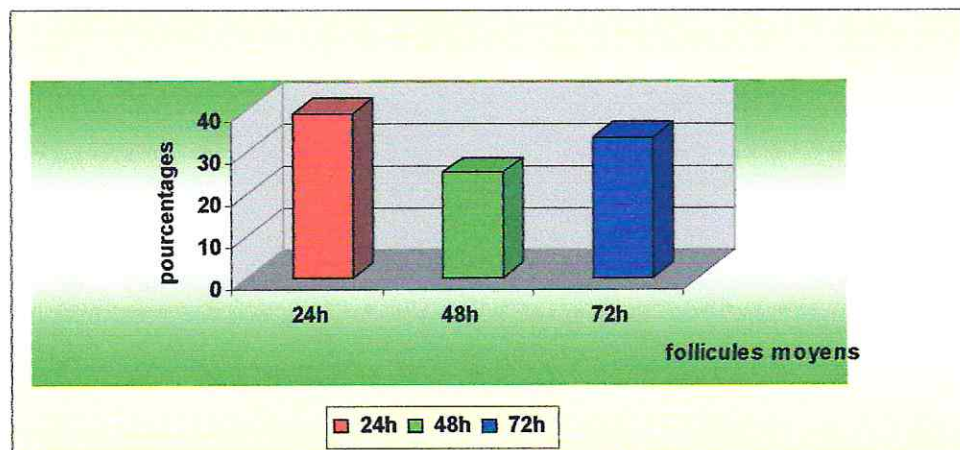


Figure 41 : Taux moyen des follicules moyens après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal..

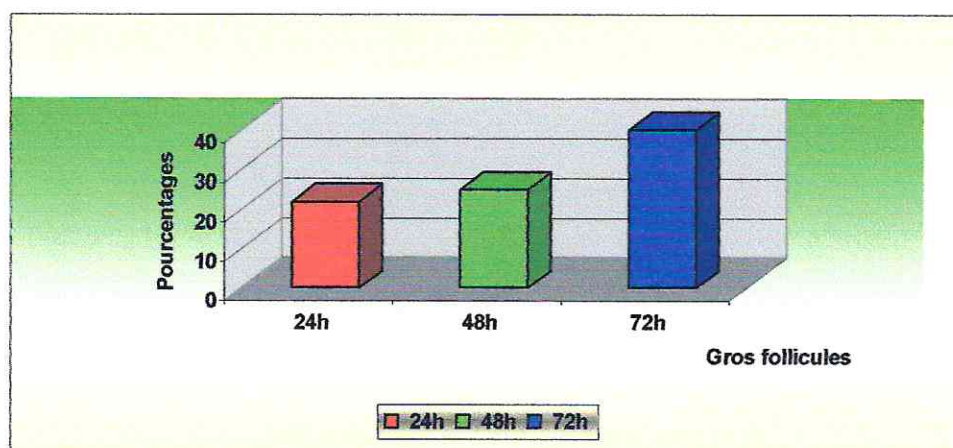


Figure 42: Taux moyens des gros follicules après le retrait de l'éponge vaginale chez les brebis de race Ouled djellal

C- Comparaison entre le nombre de gros follicules estimé par échographie à 24h, 48h et 72h.

Les résultats de comparaison entre le nombre de gros follicules estimé par échographie au début d'œstrus (24h) par rapport à celui estimé à 48h et 72h chez les deux races sont reportés dans le tableau ci-dessous.

Tableau XXVIII : Comparaison entre le nombre de gros follicules estimés à 24h, 48h et 72h.

Nombre de follicules	Valeur t	dl	p
GROS24 (n=18) vs. GORS48 (n=10)	2,474815806	28	0,0196*
GROS24 (n=18) vs. GROS72 (n=8)	-2,844512547	25	0,0087**
GORS48 (n=10) vs. GROS72 (n=8)	-2,376900329	13	0,3350

* Différence significative ($p < 0,05$).

** Différence très significative ($p < 0,01$).

Les résultats de comparaison montrent qu'il y'a :

- Une différence significative entre le nombre moyen des gros follicules estimé à 24h et 48h.
- Une différence très significative entre le nombre moyen des gros follicules estimé à 24h et 72h.

CHAPITRE III

**UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE POUR L'EXPLORATION DE
L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS**

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.

I- MATERIEL ET METHODES :

I-1- MATERIEL :

I-1-1- Animaux :

Trois brebis vides de race Ouled djellal choisi au hasard du cheptel ovin de la station expérimentale de l'université de Blida ont fait l'objet de cette étude .Nous signalons que les brebis identifiées :

- Sont de race Ouled djellal, âgées de 3 ans et présentaient un poids corporel moyen de 53 kg et une note corporelle moyenne de 2,75 point.
- Recevaient une alimentation constituée d'une ration de base composée de foin d'avoine et d'une ration complémentaire a base de concentré.

I-1-2- Matériel endoscopique :

- Une table de contention inclinable (cf. **photo 34**).



Photo 34 : Table de contention inclinable.

- Endoscope avec vision directe (0°), diamètre externe 6,5 mm (STORZ) (cf. **photo 35**)



Photo 35 : Endoscope à vision direct

- Générateur de lumière froide a intensité variable (STORZ) (cf. **photo 36**)



Photo 36 : Générateur de lumière froide.

- Câble de fibre optique (STORZ).
- Trocart avec canule à piston et orifice pour l'insufflation d'air (trocarter 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'air fixé sur le trocart recevant l'endoscope.
- Pistolet d'insémination intra-utérine.
- Pince à préhension atraumatique.

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

- Savon et éponge.
- Rasoir et lame de rasoir.
- Champs de tissu.
- Pinces 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%).

I-2- METHODES :

I-2-1- Préparation des animaux et du champ opératoire :

Les brebis étaient mises à la diète hydrique pendant 12 heures à la veille 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 (cf. **photo 37**).



Photo 37 : Contention de la brebis à l'aide d'une table à plan inclinable.

Une fois, la brebis en décubitus dorsal sur la table, la région abdominale ventro-caudale juste cranialement de la mamelle est nettoyée 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 à l'horizontale afin de faciliter l'observation du tractus génital sous endoscopie.

Le champ de tissu était fixé aux membres postérieurs de l'animal à 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 xylocaïne à 2% à la dose de 0,5ml.

I-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 (cf. photo 38).

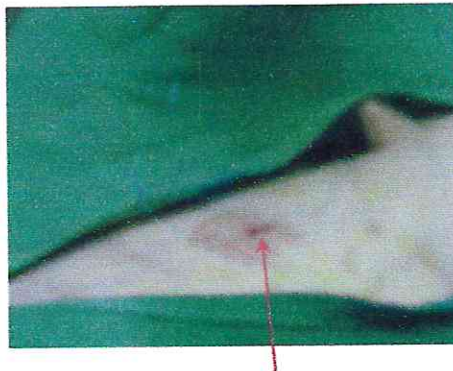


Photo 38 : Incisions de la peau

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'air dans l'abdomen. Cela créait un pneumopéritoine et permettait de mieux observer l'appareil génital de la brebis. Puis un deuxième 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 (cf. photo 39).



Photo 39: Insertion des trocars et de l'endoscope.

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

En fin, la pince atraumatique, les canules des deux trocars et l'endoscope sont retirés. La peau abdominale était ensuite suturée au niveau des incision d'insertion des trocars à l'aide d'un fil non résorbable (Vicryl décimale 3) en point simple (1 à 2 points) (cf. **photo 40**).



Photo 40 : suture de la peau

I-2-3- Soins post opératoire :

Une fois l'examen laparoscopique terminé, les points d'insertion des trocars sont pulvérisés par un antibiotique à usage externe.

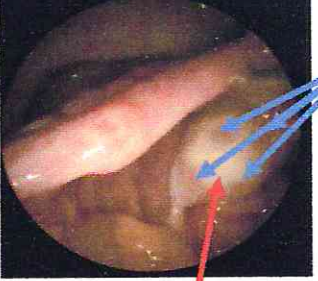

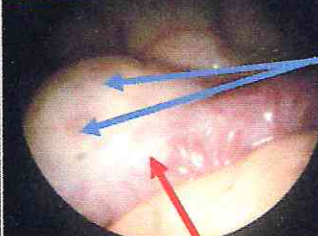
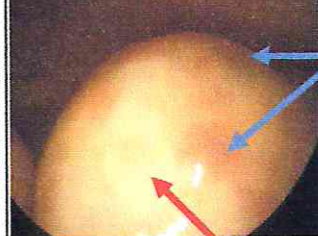
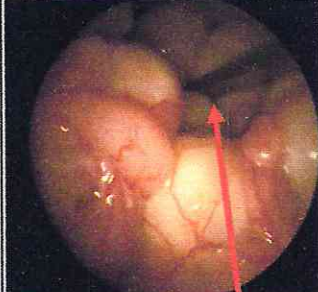
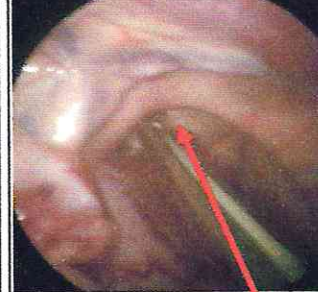
Les brebis ont reçu un traitement antibiotique à base de terramycine en injection intramusculaire afin d'éviter les infections. Les brebis étaient mises au calme et reprenaient leur alimentation.

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.

II- PARTIE RESULTATS :

Les images obtenues lors des observations endoscopiques chez les trois brebis de race Ouled djellal sont illustrées dans le **tableau XXIX**

Tableau XXIX : Les images de l'observation endoscopique

Numéro de brebis	Ovaire droit	Ovaire gauche
Odj1	 <div data-bbox="778 712 922 757">Follicule</div> <div data-bbox="563 969 707 1014">Ovaire</div>	 <div data-bbox="1281 667 1425 712">Follicules</div> <div data-bbox="1153 969 1297 1014">Ovaire</div>
Odj2	 <div data-bbox="778 1122 922 1167">Follicule</div> <div data-bbox="563 1357 707 1402">Ovaire</div>	 <div data-bbox="1281 1099 1425 1144">Follicules</div> <div data-bbox="1153 1357 1297 1402">Ovaire</div>
Odj3	 <div data-bbox="627 1783 738 1827">Ovaire</div>	 <div data-bbox="1153 1783 1265 1827">Ovaire</div>

II-1- Détermination du nombre et estimation de la taille des follicules :

Les résultats du dénombrement et de l'estimation de la taille des follicules chez les brebis de race Ouled djellal sont reportés dans le **tableau XXX**:

Tableau XXX : Taille et nombre des follicules.

V. Snelley

Ovaire	Taille (mm) des follicules	Odj1		Odj2		Moyenne
		Nombre	Total	Nombre	Total	
Droit	$F \leq 2$	2	06	2	05	5,5
	2-3	1		00		
	3-4	2		2		
	$F \geq 4$	1		1		
Gauche	$F \leq 2$	2	06	1	03	4,5
	2-3	2		00		
	3-4	1		02		
	$F \geq 4$	1		00		
Total		12		08		
Moyenne		06		04		

Les résultats montrent que le nombre total des follicules pour la brebis :

- Odj1 est de 12, soit une moyenne de 6 follicules par ovaire.
- Odj2 est de 8, soit une moyenne de 4 follicules par ovaire.

DISCUSSION

A- UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE POUR
L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS
NON STIMULEES

Chez la vache et la jument l'exploration de la totalité de l'ovaire nécessite des coupes successives sur toute la surface de l'ovaire et l'imagination de sa structure dans l'espace. Chez la brebis, la faible taille des ovaires et de leurs follicules rend difficile l'interprétation des images échographiques.

Cependant, l'introduction de la sonde dans le rectum, approche suffisamment l'appareil génital situé juste au-dessous de la paroi rectale. La proximité des structures à visualisées permet d'utiliser une fréquence élevée (7,5-8 MHZ). Néanmoins, la connaissance des repères anatomiques ainsi que l'aspect des principales structures ovariennes est indispensable pour l'interprétation des images échographiques.

Les principaux repères anatomiques qui peuvent être utilisés au cours d'un examen échographique transrectal 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

Les principales structures ovariennes physiologiques a visualiser par échographie transrectale sont les follicules et le ou les corps jaunes. Les follicules apparaissent comme des structures noires (car le liquide folliculaire est vide d'écho), leur forme est généralement sphérique. Cependant, des formes irrégulières sont parfois visibles; elles sont généralement liées à 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 (DRAIN COURT et al ,1988).

Les corps jaunes, tout comme le stroma ovarien ont une structure échogène. En conséquence, ils apparaissent gris clair sur l'écran. Cependant, une légère différence d'échogénicité (les corps jaunes sont moins échogènes) permet généralement de les distinguer.

Il est a noter que certaines difficultés d'ordre anatomique peuvent être rencontrées lors d'un examen échographique transrectal chez les brebis. Certaines organes n'appartenant pas au tractus génital, mais topographiquement proche de celui-ci sont visualisables lors de l'examen échographique, et peuvent induire des erreurs d'interprétation des images. 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 peuvent donner des images trompeuses. En effet, les vaisseaux irriguant l'utérus et les ovaires peuvent apparaître en coupe transversale sous forme de taches noires de tailles différentes, donnant ainsi des images facilement assimilables à des follicules ovariens. On pourra cependant différencier les deux structures, soit en changeant l'orientation de la sonde et les vaisseaux apparaissent en coupe longitudinales, soit en suivant la structure par translation de la sonde, s'il s'agit de follicules,

le diamètre diminue jusqu'à disparition de l'image anéchogène, alors que le diamètre reste constant dans le cas des vaisseaux .

1- ESTIMATION DU NOMBRE DES STRUCTURES OVARIENNES CHEZ LES BREBIS NON STIMULEES PAR ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE :

Les résultats de l'estimation du nombre des follicules montrent que chez les brebis de race : Ouled djellal et Hamra, le nombre moyen des :

- Follicules < 2 mm est respectivement de $2,25 \pm 2,22$ et $0,66 \pm 0,94$ soit des taux de 33,96% et 15,38%
- $2 \leq$ follicules < 4 mm est respectivement de $3,37 \pm 1,72$ et $2,66 \pm 0,94$ soit des taux de 50,94 et 61,53 %.
- Follicules ≥ 4 mm est respectivement de $1,25 \pm 0,82$ et $01 \pm 0,81$ soit des taux de 15,09 et 23,07.

Nos résultats sont comparable à ceux obtenus par (ALI et al, 2006) qui rapportent que le nombre moyen des :

- Petits follicules varie de $1 \pm 0,5$ à $3,2 \pm 0,6$
- follicules moyen varie de $1,4 \pm 0,7$ à $3,40 \pm 0,5$
- Gros follicules varie de 0 à $1 \pm 0,2$

Nos résultats sont aussi similaires à ceux rapportés par HUCHKOWSKY et al, (2002) qui rapportent que chez les brebis de race Western White-Faced, le nombre moyen varie de :

- $1,0 \pm 0,08$ à $4,1 \pm 0,3$ pour les follicules moyens ($2 \leq F < 4$ mm)
- $0,4 \pm 0,06$ à $0,8 \pm 0,07$ pour les follicules ≥ 5 mm.

Cependant, le nombre moyen des petits follicules que nous avons obtenu est différent de celui rapporté par ces mêmes auteurs et qui est de $7,4 \pm 0,3$.

Il ressort que le taux moyen des follicules ayant une taille moyenne comprise entre 2 et 4 mm est nettement supérieur à celui des follicules ayant une taille moyenne < 2 mm et ≥ 4 mm chez les brebis des deux races. Selon HUCHKOWSKY et al (2002), le nombre moyen des follicules de ces différentes classes de taille (< 2 mm, $2 \leq$ follicules < 4 mm, Follicules ≥ 4 mm) varie en fonction de la phase de la croissance folliculaire (recrutement, sélection, dominance) pendant laquelle on a échographié l'ovaire.

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 des follicules dominés.

Selon SAUMANDE (1991), l'examen échographique ne met en évidence que l'antrum. Chez la brebis, le follicule en développement terminal passe de 2 mm de diamètre à 6-7 mm de diamètre au stade de follicule préovulatoire. Cette étape est caractérisée par un accroissement du volume de l'antrum, le développement de la vascularisation thécale, la diminution progressive de l'activité de prolifération des cellules de granulosa et la

différenciation des cellules de granulosa et de la thèque interne en cellules stéroïdogènes. (LE BELLEGO, 2002).

La durée des stades et la taille atteinte par les follicules à la fin de chaque stade sont caractéristiques de chaque espèce. Ainsi, l'apparition de l'antrum (cavité remplie de liquide folliculaire) survient lorsque le follicule atteint 0,2 mm de diamètre chez la souris, la brebis et la femme, alors qu'en fin de croissance folliculaire basale, le follicule atteint 0,2 mm chez la souris, 2 mm chez la brebis et 3 à 5 mm chez la femme et la vache. La durée de la croissance folliculaire basale est de 20 jours chez la souris, et d'environ 6 mois pour la brebis, la vache et la femme (MONNIAUX et al., 1997).

BARIL et al, (1999) ont montré que chez les petits ruminants, le nombre de follicules supérieurs à 3mm estimé par échographie transrectale a été fortement corrélé avec le nombre déterminé après dissection ($r^2= 0,903$) et que l'examen échographique des ovaires conduit en général à une sous estimation du nombre des petits follicules (3 mm).

Enfin, il est à signaler aussi, que la population folliculaire chez la brebis varie en fonction de la saison. En effet, Selon (ALI et al, 2006), Le nombre moyen des follicules ayant un diamètre ≥ 2 mm déterminé quotidiennement chez les brebis Ossimi est nettement élevé en hiver par rapport aux autres saisons ($5,29\pm 0,2$ en hiver, $4,27\pm 0,27$ au printemps et $4,57\pm 0,2$ en automne). Il serait intéressant de faire une exploration ovarienne pendant les différentes saisons afin de caractériser la dynamique de la croissance folliculaire chez nos brebis.

2- ESTIMATION DE LA TAILLE DES STRUCTURES OVARIENNES CHEZ LES BREBIS NON STIMULEES PAR ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE :

Les résultats de l'estimation de la taille des follicules et des corps jaunes montrent que chez les brebis de race Ouled djellal, et Hamra, la taille moyenne des :

- Follicules < 2 mm est respectivement de $1,13\pm 0,66$ mm et $1,7\pm 0,1$ mm.
- $2 \leq$ follicules < 4 mm est respectivement de $2,99\pm 0,44$ mm et $3,93\pm 0,31$ mm
- Follicules ≥ 4 mm est respectivement de $4,25 \pm 1,82$ mm et $4,37\pm 0,3$ mm.
- Corps jaune ≥ 4 mm est respectivement de $7,41\pm 1,04$ mm, $7,55\pm 0,54$ mm.

Nos résultats relatifs au diamètre des gros follicules sont inférieurs à ceux obtenus par (ALI et al, 2006) qui rapportent que le diamètre moyen des gros follicules varie de $5,72\pm 0,25$ à $6,02\pm 0,3$ mm. Cependant, nos résultats d'estimation de la taille des corps jaunes sont similaires à ceux obtenus par ces mêmes auteurs qui rapportent un diamètre moyen de $5,9\pm 0,6$ mm avec une variation de 5,0 à 7,5 mm.

Les travaux de DRISCOLL et al, (1997) sur la détermination du diamètre des « fantômes ultrasonores » par échographie ont montrés qu'il existe une importante variabilité des mesures entre opérateurs (coefficient de variation de 10 à 29,9%) et il est possible que la surestimation du nombre des gros follicules par échographie puisse être due, en partie, à une surestimation de la taille des follicules. En revanche, une sous-estimation de la taille des follicules de 2 à 3 mm a été rapportée par SAUMANDE (1991).

B- UTILISATION DE L'ECHOGRAPHIE TRANSRECTALE POUR L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS SUPEROVULEES :

1- DETECTION DES CHALEURS :

Nos résultats montrent que les chaleurs ont été détectées entre 24 h et 30 h après le retrait de l'éponge chez toutes les brebis (100 %) de race Hamra et Ouled djellal. Le début des chaleurs a été observé chez 66,66 % des brebis à 24 h, alors que la fin de ces dernières a été observée à 54 h (33,33%) après retrait de l'éponge vaginale.

Nos résultats sont comparables à ceux de :

- GONZALEZ-BULENES et al, (2002) qui rapportent que 88,8 % des brebis de race Manchega sont observées en chaleurs entre 26 et 38 heures après retrait de l'éponge vaginale.
- OKADA et al, (2000), JABBOUR et EVANS (2006) qui rapportent que les chaleurs sont observées à $24 \pm 3,8$ h et $24,7 \pm 2,3$ h chez la race South down et Mérinos respectivement.

Cependant, elles sont tardives par rapport à celle observées chez la race Suffolk ($22,7 \pm 3,1$) comme rapporté par OKADA et al, (2000). Elles sont par ailleurs précoces comparées à celle observées par RIESENBERG et al, (2000) qui rapportent que 100 % des brebis sont venues en chaleurs à 40 h après une injection de PMSG, le jour du retrait de l'éponge.

Selon BREBION et BARIL (1993) chez la brebis Lacaune, environ 85% des donneuses traitées viennent en œstrus entre 16 et 28 heures après retrait de l'éponge.

En effet, l'injection de la PMSG réduit l'intervalle fin de traitement-apparition de l'œstrus. Cette réduction varie de 5 à 14 heures selon la dose de PMSG et la saison (COGNIE et al, 1970).

Il est à noter aussi selon (COGNIE et PETLIER, 1976) que l'œstrus survient plus tard chez les brebis allaitantes que chez les brebis tarie et que le moment d'apparition de l'œstrus après traitement progestatif varie selon la race de la brebis.

L'intervalle fin du traitement-apparition des chaleurs est plus court pendant la saison sexuelle que pendant l'anœstrus (MAUER et al, 1972).

2- ESTIMATION DU NOMBRE DE FOLLICULES (REPONSE OVULATOIRE) :

Nous avons constaté 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. En Effet, ces même constatations ont été révélées par RIESENBERG et la (2000).

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 chez la brebis.

Nos résultats relatifs au nombre moyen des follicules (≥ 2 mm) montrent qu'il est de :

- 15,16 ($\pm 4,79$) pour l'ensemble des brebis 24h après le retrait de l'éponge. Il est de 16,33 \pm 6,65 et 14 \pm 3 chez la race Hamra et la race Ouled djellal respectivement.
- 09,83 ($\pm 2,63$) pour l'ensemble des brebis 48h après retrait de l'éponge. Il est de 11,33 ($\pm 2,08$) et 08,33($\pm 2,51$) chez la race Hamra et la race Ouled djellal respectivement.
- 5,33 ($\pm 1,50$) pour l'ensemble des brebis 72h après retrait de l'éponge. Il est de 5,66 ($\pm 2,08$) et 05(± 1) chez la race Hamra et la race Ouled djellal respectivement.

Il semble que notre lot expérimental à répondu favorablement au traitement de superovulation. Cependant, la réponse ovulatoire de nos brebis, est supérieure à celle rapportée par :

- MARAAEK et al (2002) qui rapportent une variation de 7.3 \pm 1.4 à 10.5 \pm 2.3 chez les brebis Slovak Mérinos, déterminé 24 heure après le retrait de l'éponge (soit au début de l'œstrus)
- COGNIE (1984) après avoir stimulé avec une dose de 1300 et 3000 UI de PMSG et estimé le nombre de corps jaunes, note une variation de 9,3 à 10,7.

En revanche, nos résultats sont comparables à ceux obtenus par JABBOUR et EVANS (2006) qui rapportent une réponse de 17,1 \pm 1.9, après une injection de 1200 UI de PMSG.

En effet, l'utilisation de la PMSG (eCG) par voie intramusculaire en une seule injection de 1000 à 2000 UI, 1 à 2 jours avant le retrait des éponges permet de surmonter les mécanisme de contrôle naturel du taux d'ovulation, en diminuant la taille des follicules recrutés (0,8 mm chez la brebis), en réduisant l'atrésie folliculaire lors de la sélection et en diminuant la taille des follicules lors de l'ovulation (CHEMINEAU et al, 2001).

Selon (COGNIE et al, 1999), le principal facteur limitant la réponse d'un animal à un traitement de superovulation est l'état de la population folliculaire (petits follicules de 1-2 mm) présente sur l'ovaire au moment où commence la stimulation exogène.

Nous avons noté que le taux de follicules présents :

- Est maximal en début d'œstrus (24h après le retrait de l'éponge)
- Diminue de manière significative ($p < 0,05$) en fin d'œstrus (48h après le retrait de l'éponge).
- Et diminue de manière hautement significative ($p < 0,001$) en post œstrus (72h après le retrait de l'éponge).

Les même, constatations ont été faites par RIESENBERG et al (2000); Ces auteurs, suggèrent que l'élévation du nombre de follicules en début d'œstrus est due à l'effet prolongé (72 heures) de la PMSG.

3- ESTIMATION DE LA TAILLE DES FOLLICULES (NOMBRE ET MOMENT D'OVULATION) :

Nous avons constaté que chez les brebis des deux races (Hamra et Ouled djellal), le nombre moyen :

- Des petits follicules (≥ 2 et < 3 mm) présents à 24h (5,66 \pm 4,16 ; 05,33 \pm 4,93) et à 48h (05,66 \pm 2,51 ; 04 \pm 4,58) est élevé et constant. Ce nombre a tendance à diminuer 72h après la fin du traitement de synchronisation (03,66 \pm 3,51, 01,33 \pm 1,15).

- Des follicules de taille moyenne (≥ 3 et < 4 mm) est nettement élevé à 24 h ($7,66 \pm 5,50$; $05,33 \pm 3,05$) par rapport à celui constaté à 48 h ($04,33 \pm 4,04$ et $02 \pm 1,73$) et à 72h ($01,33 \pm 0,57$; $01,66 \pm 1,52$)
- Des gros follicules (≥ 4 mm) est supérieur ($03 \pm 2,64$, $03 \pm 3,60$) à 24 h par rapport à celui constaté à 48 h ($01,33 \pm 0,57$; $02,33 \pm 1,52$) et à 72h ($0,66 \pm 1,15$; 02 ± 2).

En effet, nos résultats concordent avec ceux obtenus par BARRETT et al, (2004) et RIESENBERG et al, (2000) qui rapportent que le nombre de petits follicules atteint son maximum durant l'œstrus puis il décline en fin d'œstrus.

De même, le nombre des follicules de taille moyenne arrive à son maximum en début d'œstrus. Ces mêmes auteurs, constatent que le nombre de gros follicules croît lentement en début d'œstrus puis rapidement en fin d'œstrus.

Selon GONZALEZ-BULENES et al, (2002), l'administration de la PMSG stimule la croissance et l'évolution d'un nombre élevé de follicules gonadotrope-dépendants (≥ 2 mm) vers un stade pré-ovulatoire, et par conséquent, vers l'ovulation. Dans la majorité des cas, il y'a une augmentation importante du nombre de follicules qui croît vers des tailles ≥ 4 mm. Parailleurs, le nombre de follicule ≥ 4 mm présents le jour de retrait, est corrélé avec le taux d'ovulation.

Pour RIESENBERG et al, (2000), il existe une corrélation entre la taille des follicules ovulatoires et les corps jaunes et que l'ovulation est obtenue à partir de follicules ayant une taille $\leq 4,5$ mm. Les mêmes observations ont été faites par DRIANCOURT et al, (1991, 1986) pour les brebis non stimulées ayant une prolificité élevée (par endoscopie). Ainsi, un suivi échographique chez les brebis Suffolk a permis de déterminer des ovulations à partir de 4 mm (RAVINDRA ,1994).

STRMINIK, (2002) rapporte que les follicules ayant un diamètre ≥ 4 mm sont capables de produire des œstrogènes et qu'un nombre élevé de ces follicules évoluent vers des follicules pré-ovulatoires.

Dans notre étude, la taille moyenne des gros follicules varie de $4,13 \pm 0,15$ mm à $5,56 \pm 1,81$ mm chez la race Hamra et de $4,16 \pm 0,20$ mm à $5,5 \pm 0,70$ mm chez la race Ouled djellal .

Nos résultats sont :

- Comparables à ceux obtenus par STRMINIK (2002) qui trouve un diamètre moyen de 5.52 ± 1.12 mm et 5.9 ± 0.2 mm chez les brebis Polypay et 5.6 ± 0.2 mm chez les brebis Finnish.
- Inférieurs à ceux obtenus par STRMINIK (2002) qui rapporte un diamètre moyen de 6.7 ± 0.2 mm et 6.4 ± 0.3 mm chez les brebis Merino-cross et Merino Delpais respectivement.

Il est à signaler que la détermination du moment d'ovulation est tributaire du début d'œstrus et le pic de LH.

Selon BARIL et al, (1993), l'intervalle entre le début d'œstrus et le pic de LH n'est pas constant.

Cet intervalle serait de :

- $14 \pm 1,8$ h (9 et 21h après retrait de l'éponge) selon GONZALEZ-BULENES et al, (2002).
- $7,8 \pm 3.0$ h chez lez brebis Préalpes selon COGNIE et al ,(1987)

Cependant, l'intervalle entre le pic de LH et le début des ovulations est pratiquement constant et voisin de 22 heures (BARIL et al, 1993).

Par conséquent, chez les brebis superovulées, les ovulations surviennent:

- 41,3 ± 6,9 heures chez des brebis ayant reçue une dose de 12500 UI, le jour de retrait de l'éponge (RIESENBERG et al, 2000).
- Entre 42 et 54h après retrait de l'éponge (RAYAN et al, 1992).
- 54h après retrait de l'éponge suite à une stimulation avec une dose de 1200UI de PMSG (WALKER et al, 1986).
- Entre 54 et 60 heures après retrait de l'éponge (EVANS et al, 1984)

Dans notre étude, nous avons constatés qu'il y'a :

- Une différence significative ($p < 0,05$) entre le nombre moyen des gros follicules estimé à 24h et celui estimé à 48h.
- Une différence significative ($p < 0,05$) entre le nombre moyen des gros follicules estimé à 24h et celui estimé à 72h.

Si on estime que les ovulations sont survenues entre 42 heures et 54 heures après le retrait de l'éponge comme indiqué par RAYAN et al, (1992), ça correspondrait à la période de disparation d'un nombre élevé de gros follicules ($\geq 4\text{mm}$) chez les brebis des deux races (le nombre des gros follicules est passé de 9 à 4 chez la race Hamra et de 9 à 6 chez la race Ouled djellal).

Cependant, il est à noté que la conséquence directe des variabilités associées au moment d'appariation 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.

Aussi, selon RIESENBERG et al, (2000), la présence de gros follicules ($\geq 5\text{mm}$), appelés aussi follicules persistants, en post-œstrus (72heures) est un phénomène due à l'action prolongée de la PMSG (plusieurs jours).

C- UTILISATION DE L'ENDOSCOPIE POUR L'EXPLORATION DE L'ACTIVITE OVARIENNE CHEZ LES BREBIS :

La laparoscopie ou coelioscopie 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.

Cependant, divers incidents peuvent survenir, au cours de ces interventions. Il est donc nécessaire de bien les appréhender et éventuellement de les prévenir.

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 et les réincliner délicatement en leur soulevant la tête.

Dans certains cas, il y'a ponction de la veine mammaire provoquant parfois par rupture d'une ramification de cette dernière; il convient alors de réaliser un point en « x » intéressant

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 peut survenir est la ponction des organes abdominaux lors de la mise en place des trocarts, deux organes cavitaires peuvent être lésés. Il s'agit rarement, de la vessie et plus fréquemment du rumen. L'animal a parfois tendance à se contracter, 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 trocarts 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.

Sur un nombre de trois brebis, nous n'avons pu explorer l'activité ovarienne que de deux brebis. La troisième brebis était très grasse, ce qui rendait difficile la manipulation des cornes et des ovaires en absence d'une sonde à préhension atraumatique spéciale.

Nos résultats montrent que le nombre total de follicules varie de 08 à 12 follicules chez les deux brebis de race Ouled djellal. Ce nombre est semblable à celui retrouvé lors de l'estimation du nombre des follicules par échographie dans notre première partie expérimentale.

CONCLUSION

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 brebis, 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 manipuler les ovaires par la voie rectale. Cependant, il est important de noter que la qualité des résultats dépend de l'expérience de l'opérateur et des performances de l'échographe.

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 brebis superovulées pour la collecte d'embryon.

L'échographie transrectale permet de détecter, les brebis ayant ou non ovulé et de déterminer le nombre et le moment de l'ovulation. Par conséquent, l'utilisation de l'échographie peut être envisagée dans le cadre de la recherche des causes de subfertilité : absence d'ovulation, variabilité de l'intervalle IA- ovulation.

Ces résultats encourageants montrent que l'échographie peut constituer une méthode intéressante pour le contrôle de l'activité ovarienne. Comparée avec les dosages biologique (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 petits ruminants, 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

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ACRITOPOULOU-FOUCROY S; PAPPAS V; PECCARIS G; ZERVAS N, 1982.** Synchronisation of oestrous in ewes with provera sponges/PMSG, prostaglandin analogue, ICI 80996, and fertility following naturel mating or artificial insemination. *Reprod. Nutri. Develop*, 22, 345-354.
- ADAMS G.P; MATTERI R.L; KASTELIC J.P; KO J.C; GINTHER O.J; 1992.** Association between surgers of follicle-stimulating hormone and the emergence of follicular waves in heifers. *J Reprod Fertil*, 94, pp. 177-88.
- 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.
- ALI A; DERAR R; HUSSEIN H, 2006.** Seasonal variation of the ovarian follicular dynamics and luteal functions of sheep in the subtropics. *Journal Of Theriogenolgy*.
- ALTOMOKI K; PAKARLNEN P; SISTOTEN P, 1995.** Maturation in the follicle-stimulating hormone receptor gene cause hereditary hypergonadotropic ovarian failure. *Cell*, 82, pp. 959- 968.
- ANONYME 1**
- ANONYME 2**
- BAIRD D.T et SCARAMUZZI R.J, 1975.** Prostaglandin F2 α and luteal regression in the ewe: Comparaison with 16 aryloxy prostaglandin (ICI 80996). *Ann. Biol. Anim. Bioch*, 15, 161-174.
- BARIL G; CHEMINEAU P; COGNIE Y; LEBŒUF B; VALLET J.C, 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et caprins. *Etude FAO production et santé animales N°83, Rome, Italie.*
- 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 santé animales. Organisation des nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture.*
- 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,1993.** Manuel de formation pratique pour la Transplantation embryonnaire chez la brebis et la chèvre. *Etude FAO Production Et Sante Animales.*
- 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, 1990.** Anatomie comparée des animaux domestique. *Splanchnologie. Edition Vigot*
- BARRETT D.M.W; BARTLEWSKI P.M; BATISTA-ARTEAGA M; SYMINGTON A; RAWLINGS N.C, 2004.** Ultrasound and endocrine evaluation of the ovarian response to a single dose of 500 IU of eCG following a 12-day treatment with progestogen-releasing intravaginal sponges in the breeding and non breeding seasons in ewes. *Journal of theriogenolgy* 61 ; 311–327
- BARTHEZ P, 2001.** Imagerie médicale. Cours magistral de 1^{ère} et 2^{ème} année de 2^e cycle.
- BARTLEWSKI P.M; BEARD A.P; COOK S.J; CHANDOLIA R.K; HONARAMOOZ A; RAWLINGS N.C, 1999.** Ovarian antral follicular dynamics and their relationships with endocrine variables throughout the oestrous cycle in breeds of sheep differing in prolificacy. *J. Reprod. Fertil*, 115, pp. 303- 314.

- BARTLEWSKI P.M; BEARD A.P; COOK S.J; RAWLINGS N.C, 2002.** Ovarian activity during sexual maturation and following introduction of the ram to ewe lambs. *Small Ruminant Res*, 43, pp. 37-44.
- BINDON B. M; CH'ANG T.S; TURNER H.N, 1971.** Ovarian response to gonadotrophin by merino ewes selected for fecundity. *Aust. J. Agri. Res*, 22, 809-820.
- BINDON B.M; THIMONIER J; PIPER L.R, 1978.** Timing of the pre-ovulatory LH discharge in high fecundity sheep; *Abstract. Proc. Aust. Sci. Reprod. Boil*, 10,82.
- BINDON B.M; BLANC M.R; PELLETIER J; TERQUI M; THIMONIER J, 1979.** Perioovulatory gonadotrophin and ovarian steroid patterns in sheep of breeds with differing fecundity. *J. Reorod. Fert*, 55, 15-25.
- BINDON B.M, 1984.** Reproductive biology of the Booroola Merino sheep: *Aust. J. Biol. Sci*, 37, 163-189.
- BOIN E, 2001.** Atlas d'échographie en gynécologie bovine. Thèse Méd. Vét., Alfort, 2001, n°86.
- BONNES G; DESCLAUDE J. DROGOUL C; LE LOC4H A; MONTMEAS L; ROBIN G, 1988.** Reproduction des mammifères d'élevages. Ed : Foucher, 236p.
- BOUKHIG R, 2002.** Cours en ligne sur la reproduction ovine .
- BRADFORD G.E; QUIRKE J.F; HART R, 1971.** Natural and induced ovulation rate of finish Landrace and other breeds of sheep. *Anim. Prod*, 13, 627-635.
- BREBION P; BARIL G; COGNIE Y; VALLET J.C, 1992.** Transfert d'embryon chez les ovins et les caprins. *Ann. De zoot.*41, 331-339.
- BREBION P et COGNIE Y, 1989.** Increased superovulation in the ewe following 14 days of GnRH-agonist pretreatment. 4th. Scientific Meeting of European Embryo Transfer Association.
- BRETZLAFF K.N et ROMANO J.E, 2001.** Advanced reproductive techniques in goats. *Vet. Clin. North Am. (Food Anim. Pract)*, 2001, 17, 421-434.
- BRETZLAFF K.N, 1993.** Development of hydrometra in a ewe flock after ultrasonography for determination of pregnancy. *J. Am. Vet. Med. Ass.*, 1993, 203, 122-125.
- CAHILL L.P; SAUMANDE J; RAVAUULT J.P; THIMONIER J; MARIANE J.C; MAULEON P, 1981.** Hormonal and follicular relationships in ewes of high and low ovulation rates. *J. Reprod. Fert*, 62, 141-150.
- CALAIS M et DRENO M, 2004.** L'échographie en gynécologie bovine, ovine et caprine : réalisation d'un cd-rom didactique, Thèse de doctorat vétérinaire, 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. In: THIBAUT et LEVAISSEUR, 1991. la production chez les mammifères et l'homme. INRA, 71-87.
- CARNIEL P, 1987.** Données de base de l'échographie. *Le Point Vétérinaire*, 19, (105), 199-212.
- CHELLIG, 1992.** Les races ovines en Algérie, C.N.P.A.
- CHEMINEAU P; COGNIE Y; THIMONIER J, 2001.** La maîtrise de la reproduction des mammifères domestiques. In la reproduction chez les mammifères et l'homme. Chap. 35 :792-815.
- CLEMENT, 2006.** Production et transfert d'embryons *in vivo* chez la chèvre de race boer, Thèse de doctorat vétérinaire, Ecole nationale vétérinaire d'Alfort,
- COGNIE Y, MARIANA J.C, THIMONIER J, 1970.** Etude du moment d'ovulation chez la brebis normale ou traitée par progestagène ou non à une injection de PMSG. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Bioph*, 10, 15-54.

- COGNIE Y et PELLETIER J, 1976.** Preovulatory LH release and ovulation dry and lactating ewes after progestagen and PMSG treatment during the seasonal anoestrus. *Ann. Biol. Bioch. Bioph.*, 16, 529-536.
- COGNIE Y et MAULEON P, 1982.** Control of reproduction in ewes. In: *Sheep Production*. Ed HARESIGN W. Butterworths, London, pp381-391.
- COGNIE Y; TERQUI M; PHILIPON P, 1984.** Modification de la prolificité par immunisation contre l'androsténone chez la brebis. 9^{ème} journée de la recherche ovine et caprine, INRA, 197-214.
- COGNIE Y, 1999.** State of the art in sheep-goat embryo transfer. *Theriogenology*, 51, 105-116.
- COMBANOUS Y, 1991.** Les gonadotropines; structure, synthèse, fonction, In: THIBAUT et LEVAISSEUR, 1991. *La production chez les mammifères et l'homme*. INRA, 53-69.
- COOP LE, 1966.** Effect of flushing on reproductive performances of ewes. *J. Agri. Camb.*, 67, 305-323.
- CRAPLET C, THIBIER M; 1984.** Le mouton, production génétique, alimentation, maladies. Tome IV éd Vigot, Paris, 575p.
- CRAPLET C et THIBIER M, 1984.** Le mouton. 4^{ème} édition. 568 pages. Ed. Vigot. France.
- 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.
- CUMMING IA; BUCKMASTER J.M; BLOCKEY M.A; GODING J.R; WINFIELD C.G; BAXTER R.W, 1973.** Constancy of interval between luteinizing hormone release and ovulation in the ewe. *Biol. Reprod.* 9, 24- 29.
- DEAVER D.R; STILLEY N.J; DAILY R.A; INSKEEP E.K; LEWIS P.E, 1986.** Concentration of ovarian and pituitary hormones following prostaglandin F_{2α}-induced luteal regression in ewes varies with day of the oestrous cycle at treatment. *J. Anim. Sci.*, 62, 422-427.
- DERIVEAUX J; ECTORS F; BECKENS F, 1976.** Données récentes en gynécologie animale. *Ann.*
- DERIVAUX J et ECTORS F, 1989.** Reproduction chez les animaux domestiques. 79-103 et 443-476. 3^{ème} (éd).
- DICKIE A. M ; PATERSON C. M ; ANDERSON J. L ; BOYD J. S. 1998.** Diagnostic Ultrasound Unit and 3 Department of Veterinary Anatomy, Glasgow University Veterinary School, Glasgow, Scotland* Scottish Agricultural College, Auchincruive, Scotland
- DIERICH A; SAIRAM M.R; MONACO L; FIMIA G.M; GANSMULLER A; LEMEUR M; SASSONE-CORSI P, 1988.** Impairing follicle-stimulating hormone (FSH) signaling in vivo: targeted disruption of the FSH receptor leads to aberrant gametogenesis and hormonal imbalance. *Proc Natl Acad Sci USA*, 95, pp.127- 136.
- DOIZE F; VAILLANCOURT D; CARABIN H; BELANGER D, 1997.** Determination of gestational age in sheep and goats using transrectal ultrasonographic measurement of placentomes. *Theriogenology*, 1997, 48, 449-460.
- DOUGLAS R.H et GINTHER O.J, 1973.** luteolysis following a single injection of prostaglandin F_{2α} in sheep. *J. Anim. Sci.*, 37, 990-993.
- DRIANCOURT M.A, 1987.** Ovarian foetus contributing to the variability of PMSG-induced ovulation rate in sheep. *J. reprod. Fert.* 80, 207-212.
- DRIANCOURT 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.
- DRIANCOURT M.A; FRY R.C, 1991.** Effect of superovulation with FSH or PMSG on growth and maturation of the ovulatory follicles in sheep. *Journal of theriogenology*.

- DRIANCOURT M.A; ROYEPE D; HEDON B; LEVASSEUR M.C, 1991.** Cycles œstriens et cycle menstruel in: THIBAUT et LEVASSEUR, 1991. La reproduction chez les mammifères et l'homme. INRA: 573-587.
- DRISCOLL G.L; TYLER .J.P.P; CARPENTER D, 1997.** Variation in the determination of follicular diameter: an inter unipilot study using an ultrasonic phantom .HUMAN REPRODUCTION 12:2465- 2468.
- DUDOUET, 2002.** Manipuler et contenir les bovins.2^{ème} éd. Paris : Editions France Agricole « Produire mieux », 2002, 171-214.
- DUFOUR J; CAHILL L.P; MAULEON P, 1979.** Short and long term effects of hypophysectomy and unilateral ovariectomy on ovarian follicular populations in sheep. J Reprod Fertil, 57, pp.301-309.
- DUPOUY J.P; BOISIN J; DESCHAUX P; LEGRAND C; PICON L.O, 1992.** Hormones et grande fonctions. Tome1. éd. Marketing, Paris.
- DURLINGER A.L; GRUIJTERS M.J; KRAMER P; KARELS B; INGRAHAM, H. A., NACHTIGAL, M. W., UILENBROEK, J. T., GROOTEGOEDE J.A; THEMME A.P, 2002.** Anti-Mullerian hormone inhibits initiation of primordial follicle growth in the mouse ovary. Endocrinology, 143, pp.1076-1084.
- ECHTERNKAMP S.E, BOLET D.J, HAWK H.M, 1976.** Ovulation and pituitary hormones in blood of progestagen-treated ewes.J.Anim. Sci, 42, 893-900.
- ECHTERNKAMP S.E et LUNSTRA D.D, 1978.**Cause for decreased fertility in out of season mated ewes. Theriogenology, 10, 65-71.
- EDEY T.N, 1968.** Body weight and ovulation rate in sheep. Proc. Aust. Sci. Anim. Prod, 7, 188-191.
- FLORENCE B; ELISABETH B; JEAN PIERRE B; MARRIANA G; FRANCOIS H; YVAN H; GUY P. MARIE-CLAUDE R.S; FABRICE S; XAVIER V, 2005.** Reproduction des animaux d'élevage, 2^{ème} éd, p:41, 298.
- ERICKSON G.F et SHIMASAKI S, 2001.** The physiology of folliculogenesis: the role of novel growth factors. Fertil Steril, 76, pp. 943-949.
- EVANS A.C, 2003.** Ovarian follicle growth and consequences for fertility in sheep. Animal Reproduction Science 78, 289-306.
- EVANS G et MAXWELL W.M.C, 1987.** Salamon's artificial insemination of sheep and goats. Sydney; Butterworth's.
- EVANS G et ROBINSON T.G, 1980.** The control of fertility in sheep: Endocrine and ovarian response to progestagen-PMSG treatment inbreeding season and in anœstrus.j. Agri. Sci. Camb, 94, 69-88.
- EVANS G; HOLLAND M.K; NOTTLE H.B; SHARPE P.H; ARMONSTRONG D.T, 1984.** Production of embryos in sheep using FSH preparation and laparoscopic intrauterine insemination .in reproduction in sheeppp313-15.
- FALKENBURG J.A; HULET C.V; KALTENBCH C.C, 1971.** Effects of hormone combination on œstrus, ovulation and fertility in ewes. J. Anim. Sci, 33, 1206-1211.
- 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.
- FLETCHER I.C, 1971.** Effects of nutrition, live weight, and season on the incidence of with ovulation in south Australian strong-weel Merino. Aust. J. Agri. Res, 22, 321-330.
- FONTAINE M et CADORE J.L, 1995.** Vade mecum du vétérinaire éd vigot. Paris, 1672p.
- FRANDSON R. D, 1986.** Anatomy of the female reproductive system in: Anatomy and physiology of farm animals. 4e ed. Philadelphia: Lea & Febiger, pp. 396-535.

- GARCIA A et SALAHEDDINE M, 1997.** Bovine ultrasound-guided transvaginal amniocentesis. *Theriogenology*, 1997, 47, 1003-1008.
- 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; 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; BERGFELT D.R; KULICK L.J; KOT K, 2000.** Selection of dominant follicle in cattle: role of the two-way functional coupling between follicle-stimulating hormone and the follicles. *Biol Reprod*, 62, pp.920-927.
- GONG J.G; BRAMLEY T; WEBB R, 1991.** The effect of recombinant bovine somatotropin on ovarian function in heifers : Follicular populations and peripheral hormones. *Biol Reprod*, 45, pp.941-949.
- GONZALEZ B.A; GARCIA-GARCIA R.M; SOUZA C.J.H; SANTIAGO M.J; LOPEZ S; COODERO M.J; BAIRD D.T, 2002.** Patterns of follicular growth in superovulated sheep and influence on endocrine and ovarian response. *Reprod .Dom .Anim* .37,357-361
- GORDON I, 1994.** Laboratory production of cattle embryos. In "Biotechnology in agriculture", vol.11 Edited by I. Gordon. Cab International, Wallingford UK, pp. 640p.
- 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.
- GOUHIS F, 1989.** Influence d'une injection de PMSG et de la race sur les performances de reproduction de la brebis; Mémoire de fin de cycle de zootechnie, option: Reproduction ovine, Institut national agronomique de Tunisie.
- 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.
- GUTHRIE H.D et GARETT W.M, 2001.** Apoptosis during folliculogenesis in pigs. *Reprod Suppl*, 58, pp.129-176.
- 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.
- HAMAIDI M.S, 2007.** Etude de la folliculogénèse chez les brebis de race Rumbi. Thèse de doctorat en science biologique.
- HANRAHAN J.P, 1982.** Selection for increased ovulation rate, litter size and embryo survival. *Proc. 2nd world. Congr. Genetic Applied to Livestock Production*. Madrid. V, 294-309.
- HANRATAN J.P, 1986.** Reproductive efficiency in sheep. *Anim. Breed. Abst*, 55, 286.
- HANRAHAN J.P et QUIRKE J.F, 1986.** Breeding season and multiple birth in small ruminant. *Proc. 3rd world congress on genetic applied to Livestock production*. Nebraska. Pp 30-45.
- HANSEL W et EDWARDS .L, 1983.** Physiology of oestrus cycle. *J. Anim. Sci*, 57, suppl-2, 404-426.
- HANSEL C.H, 1988.** Propriétés physiologiques de GnRH. *Ann. Méd. Vét*, 132, 465-474.
- HENDERSON D.C, 1991.** The reproductive cycle and its manipulation. In: MARTIN W.b, AIKEN I.D. *Diseases of sheep*. 2nd ed. Oxford: Blackwell Scientific Publications.
- HESELINK J.W et TAVERNE MAM, 1994.** Ultrasonography of the uterus of the goat. *Vet. Q.*, 1994, 16, 41-45.
- HINKELDEY J.A et HOPKINS S, 1996.** Using ultrasonography in bovine reproduction. *Iowa State Univ. Vet.*, 1996, 58, 23-30.
- HIRSHFIELD A.N, 1991.** Theca cells may be present at the outset of follicular growth. *Biol Reprod*, 44, pp. 1157-1162.

- HUCHKOWSKY S.L; BARTLEWSKI P.M; RAWLINGS N.C, 2002.** Ovarian follicular development and endocrine function in non-prolific Western White Face ewes with early or late onset of seasonal anestrus. *Small Ruminant Research* 46 , 191-199.
- HULET C.V et STRONSHAK f, 1972.** Some factors affecting response of anæstrus ewes to hormone treatment. *J. Anim. Sci*, 34, 1011-1019.
- HUMBBOT P, 1990.** Troisième symposium sur la reproduction des ruminants. *Elevage et insémination*. 238, 21, 23-24.
- HUNTER R.H.F, 1980.** Physiology and technology of reproduction in ferme domestique animals. Published by Academic Press. Int.
- 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.
- JABBOUR H. N et EVANS G, 2006.** Ovarian and endocrine responses of Merino ewes to treatment with PMSG and/or FSH-P. *Journal of Theriogenology*.
- JAUDON J.P; PERROT C; VIAUD F et CADORE J.L, 1991.** Bases physiques, technologiques et sémiologiques de l'ultrasonographie médicale. *Le Point Vétérinaire*, 23, (135), 11-18.
- JEAN-LOUP BISTER, 2002.** La reproduction du mouton, Laboratoire de Physiologie animale, FUNDP CRO. Belgique
- JOLLY P.D; TISDALL D.J; HEATH G; HEATH D.A; LUN S; HUDSON N.L, 1997** Granulosa cells apoptosis, aromatase activity, cyclic 3'-5' monophosphate response to gonadotropins and follicular fluid steroid levels during spontaneous and induced follicular atresia in ewes. *Biol. Reprod.*, 56, pp.530-536.
- ☒ **KAHN W, 1994.** Examen échographique de la brebis et de la chèvre. In : Atlas de diagnostics échographiques. Editions Maloine, Paris, 1994, 186-210.
- KAREN A; KOVACS P; BECKERS J.F; SZENCI O, 2001.** Pregnancy diagnosis in sheep: review of the most practical methods. *Acta Vet. Brno*, 70, 115-126.
- KAREN A; SZABADOS K; REICZIGEL J; BECKERS J.F; SZENCI O, 2004.** Accuracy of transrectal ultrasonography for determination of pregnancy in sheep : effect of fasting and handling of the animals. *Theriogenology*, 61, 1291-1298.
- KHALDI G, 1984.** Variations saisonnières de l'activité ovarienne, du comportement d'œstrus et de la durée de l'anæstrus post-partum des femelles ovines de race Barbarine: influence du niveau alimentaire et de la présence du mâle. Thèse de Doctorat d'Etat des sciences. Académie de Montpellier.
- KHALDI G et LASSOUAD N, 1988.** Effet de la MPSG sur la performance de reproduction des brebis de race Noire de Thibar. *Ann. INRA*, 61, 1-16.
- KHIATI B, 1999.** Etudes des possibilités d'amélioration des performances reproductives chez la brebis de la race RUMBI, Thèse de magister; Centre universitaire de Tiaret.
- ☒ **KIRBERGER R.M, 1995.** Imaging artifacts in diagnostic ultrasound. A review. *Veterinary Radiology and Ultrasound*, 36, (4), 297-306.
- KOT K; ANDERSON L.E; TSAI S.J; WILTBANK M.C; GINTHER O.J, 1999.** Transvaginal Ultrasound-Guided Biopsy of the Corpus Luteum in Cattle. *Theriogenology*, 1999, 52, 987-993.
- KRUIP A.M et BRAND A, 1975.** Follicular growth during the normal cycle and after treatment with progestagens in the ewe. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Bioph*, 15, 191-204.
- KUMAR T.R; WANG Y; LU N; MATZUK M.M, 1997.** Follicle stimulating hormone is required for ovarian follicle maturation but not male fertility. *Nat; Genetics*, 15, pp. 202-204
- LAHLOU-KASSI A et MARIE M, 1981.** A note on ovulation rate and embryonic survival in D'men ewes. *Anim. Prod*, 32, 227-229.

- LAND L.B.**, 1970. Number of oocytes present at birth in the ovary of pure and Finnish Landrace cross Blackface and Welsh sheep. *J. Reprod. Fertil.*, 21, pp. 547-521.
- LAND R.B.; PELLETIER J.; THIMONIER J.; MAULEON L.P.**, 1973. A quantitative study of genetic differences in the incidence of oestrus, ovulation and plasma luteinizing hormone concentration in the sheep. *J. Endocr.*, 58, 305-317.
- LAND R.B.; FORDYCE M.; GAULD I.K.; MORRIS B.A.; WEBB R.**, 1983. Fertility of sheep given antisera to steroids during anoestrous. *J. Reprod. Fert.*, 67, 169-273.
- LANGFORD G.A.**, 1982. Influence of PMSG and time of artificial insemination on fertility of progestagen treated sheep in confinement. *J. Anim. Sci.*, 54, 1205-1211.
- LANGFORD G.A.; MARCUS G.J. BATRA T.R.**, 1983. Seasonal effects of PMSG and number of insemination on fertility of progestagen treated sheep. *J. Anim. Sci.*, 57, 307-312.
- LASTER D.B et GLIMP H.A.**, 1974. Influence of breed on response to exogenous hormones in oestrous and anoestrous ewes. *J. Anim. Sci.*, 39, 1129-1135.
- 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.).
- LEESON T.S ET LEESON C. R.**, 1971. *Histologie*. Paris: Masson et Cie Editeurs.
- LEGAN S.J; WINANS S.S.**, 1981. The photo-neuroendocrine control of seasonal breeding in the ewe. *General and comparative endocrinology*, 45, 317-328.
- LEGRAND J.J et CARLIER B.**, 1981. Bases physiques de l'échotomographie. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 157, (7-8), 553-559.
- LENNOZ M.**, 1987. Les hormones de la reproduction. *Le point vétérinaires*, 7, 33, 11-17.
- LEVEILLE R; DIFRUSCIA R; BRETON L.**, 1995. L'échographie en médecine vétérinaire. I. Rappel des principes techniques. *Méd. Vét. Québec*, 25, 52-57.
- LEVY I; EMERY P; MIALOT J.P.**, 1990. Echographie et gestion des troupeaux ovins. *Rec. Méd. Vét.*, 1990, 166, 751-764.
- LEWIS B.E; BOLT D.J; INSKEEP E. k.**, 1974. Luteinizing hormone release and ovulation in anoestrous ewes. *J. Anim. Sci.*, 38, 1197-1203.
- LINDSAY R; KNIGHT T W; SMITH J.F; OLDDHAM C.M.**, 1975. Studies in ovine fertility in agricultural regions of Western Australia. Ovulation and lambing performance. *Aust. J. Agri. Res.*, 26, 189-198.
- LORiot N; MARTINOT S et FRANCK M.**, 1995. Echographie abdominale du chien et du chat. *Masson, Paris*, 142 p.
- LUNSTRA D.R et CHRISTENSON R.K.**, 1981a. fertilisation and embryonic survival in ewes synchronised with exogenous hormones during the anoestrous seasons. *J. Anim. Sci.*, 63, 456-466.
- LUNSTRA D.R et CHRISTENSON R.K.**, 1981b. Fertilisation and embryonic survival in ewes synchronised with exogenous hormones during the anoestrous and oestrus seasons. *Anim. Sci.*, 53, 458-466.
- MAI W.**, 1999a. L'image échographique : formation et qualité. *Le Point Vétérinaire*, 30, (201), 499-504.
- MAI W.**, 1999b. Les artéfacts de l'image échographique. *Le Point Vétérinaire*.
- MAP.**, 2004. Ministère de l'agriculture et de la pêche (Direction des statistiques agricoles et des système d'information).
- MARAAEK I; KRAJNIAAKOVA M; KOSTECK M.G; GRESEROVA; VALOCK I**, 2002. Tertiary Follicular Growth Wave Dynamics after Oestrus Synchronization and Superovulation in Ewes and Goats. *ACTA VET. BRNO*, 71: 481-486
- MARTAL J.**, 1985. Régulation endocrine du corps jaune in "l'utérus de la vache". *Société française de taniative (Maison Alfort)*, 84-85.

- MARTIN T.L; FORGWELL R.I; 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.
- MAUER R.E; REVENAL P; JOHNSON E.S; MOYER R.H; HIRIATA A; WHITE w. F, 1972.** Levels of luteinizing hormone in sera of ewes near the time of œstrus as determined by radioimmunosay. *J. Anim. Sci*, 34, 88-92.
- McDONALD L.F, 1980.** The biology of sex. In *Veterinary Endocrinology and Reproduction*. Ed, LEA. FEBRINGER. Chap8. pp 208-234.
- McGEE E.A et HSUEH A.J, 2000.** Initial and cyclic recruitment of ovarian follicles. *Endocr Rev*, 21, pp. 200-214
- McLEOD B.J; HARESIGN W; LAMMING G.E, 1983.** Induction of ovulation in seasonally anœstrous ewes by continuous infusion of low dose of GnRH. *J. Reprod. Fert*, 68, 489-465.
- McNEILLY A.S; CROW W; BROOKS J; EVANS G, 1992.** Luteinizing hormone pulses, follicle-stimulating hormone and control of follicle selection in sheep. *J Reprod Fertil Suppl* , 45, pp. 5-19.
- MONGET P ET BONDY C, 2000.** Importance of the IGF system in early folliculogenesis. *Moll Cell Endocrinol*, 163, pp. 89-93.
- 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.
- MONNIAUX D; MONGET P; BESNARD N; HUET C; PISSELET C, 1997.** Growth factors and antral follicular development in domestic ruminants. *Theriogenology*, 47, pp. 3-12.
- MONNIAUX D; MANDON-PEPIN B; MONGET P; 1999.** L'atrésie folliculaire, un gaspillage programmé. *Med Sci*, 15, pp.157-166.
- MORETTI J.L, 1982.** Eléments de physique ultrasonore. *Echographie. Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, 55, (2), 159-176.
- MORLEV F.W.H; WHITE D.H; KENNY P.A; DAVIS I.F, 1978.** Predicting ovulation from live weight in ewes. *Anim. Breed. Abst*, 46, 437.
- NEAL S; ROBERT A; JAMES Y; ROBERT A.D. 2001.** Maîtrise de la reproduction chez les ovins en Algérie. Thèse de doctorat d'état en Biologie de la reproduction. Université d'Oran, pp.254.
- NIAR, A. 2001.** Maîtrise de la reproduction chez les ovins en Algérie. Thèse de doctorat d'état en Biologie de la reproduction. Université d'Oran, pp.254.
- 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.
- OKADA A; KAWADA S.J; MIYAMOTO A; FUK Y, 2000.** Incidence of abnormal corpus in superovulated ewes . *J. Reprod.Fertil.Dev.*46, 6.
- PARROTT J.A et SKINNER M.K, 1999.** Kit-ligand/stem cell factor induces primordial follicle development and initiates folliculogenesis. *Endocrinology*, 140, pp. 4262-4271-VITT et al, 2000
- PATHIRAJA N; CARR W.R; FORDYCE M; FORSTER J; LAND R.B; MOORIS B.A, 1984.** Concentration of gonadotrophin in the plasma of sheep given gonadal steroid antisera to raise ovulation rate. *J. Reprod. Fert*, 72, 93-100.
- PATTON H D; FUCHS A.F; HILLE B; SCHER A.M; STEINER R, 1989.** Textbook of physiology. Vol 2, Philadelphia: WB Saunders Co.
- PELLETIER J et THIMONIER J, 1969.** Etude de la décharge ovulante par dosage radio-immunologique de la LH plasmatique chez la brebis normale ou traitée par progestagène. *G.R. Acad. Sci. Paris*, 33, 573-576.

- PELLETIER J et THIMONIER. J, 1973.** Comparison of the induced preovulatory LH discharge in lactating and dry sheep during seasonal anestrus. *J. Reprod. Fert*, 33, 310-313.
- PENNINCK D.G 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.
- PIOTR CÉŁÓSZARZ ; AGNIESZKA FRANKOWSKA; MACIEJ MIŁC, 2003.** Transrectal ultrasonography in diagnosing the ovulation rate in sheep, Department of Sheep and Goat Breeding, The August Cieszkowski Agricultural University of Poznań, Z³otniki, S³oneczna 1, 62-002 Suchy Las, Poland.
- RAVINDRA J.P; RAWLINGS N.C; EVANS A.C.O; ADAMS G.P, 1994 .** Ultrasonographic study of ovarian follicular dynamics in ewes during the oestrous cycle. *Journal of Reproduction and Fertility* 101, 501-509.
- RAYAN J.P; HUNTON J.R; MAXWELL W.M.C, 1992.** Time of ovulation in merino ewes superovulated with PMSG and FSH-P. *reprod.fertil.dev.* 4, 91-7.
- REEF V.B, 1998.** *Equine Diagnostic Ultrasound*. W.B. Saunders, USA, 560.
- 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. In: THIBAUT et LEVAISSEUR, 1991. *La production chez les mammifères et l'homme*. INRA, 89-111.
- ROUX M, 1986.** Alimentation et conduite du troupeau ovin. *Technique agricole*, 3-18.
- RUCK BUSCH Y, 1981.** *Physiologie, pharmacologie thérapeutique* 2^{ème} éd. Vigot, 275p.
- SAUMANDE J, 1991.** La folliculogénèse chez les ruminants (Folliculogenesis in ruminants). *Rec. Med. Vet.* , 167, pp. 205-218.
- SAVIO J.D; THATCHER W.W; BADINGA L; DE LA DOTA R.L; WOLFENSON D, 1993.** Regulation of dominant follicle turnover during the oestrous cycle in cow. *J. Reprod. Fertil*, 97, pp. 197-203.
- SCHAETZ F, 1977.** *Encyclopédie vétérinaire; les hormones sexuelles*. Ed. Vigot, Berlin. *Med Vét*, 143, 5, 427-433.
- SCHRICK F.N et INSKEEP E.K, 1993S.** Determination of early pregnancy in ewes utilizing transrectal ultrasonography. *Theriogenology*, 1993, 40, 295-306.
- SHALGI R; KRAICER P; RIMON A; PINTO M; SOFERMAN N, 1973.** Proteins of human follicular fluid: the blood-follicle barrier. *Fertil Steril*, 24, pp. 429-34.
- SHARKEY S; CALLAN R.J; MORTIMER R; KIMBERLING C, 2001** Reproductive techniques in sheep. *Vet. Clin. North Am. (Food Anim. Pract)*, 2001, 17, 435-455.
- 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 oestrous cycle with low levels of exogenous progesterone: a model for studying ovarian follicular dominance, *Endocrinology*. 127, pp. 916-925.
- SOLTNER.D ; 1993.** *Zootechnie générale* 3eme édition.
- SOUILEM O; COGNIE M; DEOUCHEC, 1992.** L'inhibine: *Revue Générale*. *Rev. Staigniller 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.
- 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.
- THIBAUT C et LEVASSEUR M, 2001.** "La reproduction chez les mammifères et l'homme" INRA, Paris.
- THIMONIER J et COGNIE Y, 1971.** Accélération des mises bas et conduite d'élevage chez les ovins. *Bull. Tech. Inform. Minis. Agri*, 257, 187-196.
- THIMONIER J et PELLETIER J, 1971.** Différences génétique dans la décharge ovulante (LH) chez les brebis de race Ile de France. Relation avec le nombre d'ovulation. *Ann. Biol. Anim. Bioch. Bioph*, 11, 559-567.
- TILLY J.L, 1996.** Apoptosis and ovarian function. *Rev Reprod*, 1, pp.162-172.
- TIXIER V, 1981 ;** *Physiologie Rev*, 61, 974-1011.
- TOTIDA F; MARTEMUCCI G; GAMBACORTA M; MANCHISI A; BELLITI E, 1986.** Comparaison between the effect of the ram and PMSG on ovulatory response in ewes pretreatment with progestagen. *Anim. Breeds. Abst*, 55, 72.
- UBILLA E; CANIQUE V; PARADA J, 1987.** hormonal control of the œstrous cycle in churro ewe. *Anim. Breed. Abst*, 55, 120.
- VAISSAIRE. J-P ; 1977.** Sexualité et reproduction chez les mammifères éd MALOINS S.A, 453P.
- VALLET J.C et BARIL G, 1990.** Effect of time of laparoscopic intrauterine insemination in superovulated dairy goats. 6th Scientific Meeting of European embryo Transfer association. 1, 188 (abstract).
- VALLET J.C ; 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.
- VER BERCKMOES S, VAN DAE LE L; DE CAT S; EL AMI RI B; SU LON J; DUCHA TEAU L; DE KRUIF A, BEC KERS J.F, VAN SOOM A.** *Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift*, 2004, 73, 119-127.
- ☒ **VINOLES C, MEIKLE A, FORSBERG M .2004.** Accuracy of evaluation of ovarian structures by transrectal ultrasonography in ewes. *Animal Reproduction Science* 80.
- VINOLES C; MEIKLE A; FORSBERG M; RUBIANES E, 2001.** The effect of long-term and of exogenous progesterone on follicular dynamics and endocrine patterns during the early luteal phase of the ewe. *Theriogenology*, 51, pp. 1351- 1361
- VITT U.A; HAYASHI M; KLEIN C; HSUEH A.J, 2000.** Growth differentiation factor-9 stimulates proliferation but suppresses the follicle-stimulating hormone-induced differentiation of cultured granulosa cells from small antral and preovulatory rat follicles. *Biol Reprod*, 62, pp.370-377.
- WALKER S.K; SMITH D.H; GODFREY B; SEAMARK R.F, 1989.** Time of ovulation in the south Australian Merino ewe following synchronisation of œstrous-variation within and between flocks. *Theriogenology*. 31, 545-554.
- WALKER SK; SMITH D.H; SEAMARK R.F, 1986.** Timing of multiple ovulation in the ewe after treatment Fsh or PMSG with and without gnRH. *J.Repro.Fertil* .77,135-42
- WANDJI S.A; PELLETIER G; SIRARD M.A, 1992.** Ontogeny and cellular localization of I-125-labeled basic fibroblast growth factor and I-125-labeled epidermal growth factor