

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCR.



693THV-2

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE SAAD DAHLEB-BLIDA

FACULTE DES SCIENCES AGRO-VETERINAIRES ET BIOLOGIQUES
DEPARTEMENT DES SCIENCES VETERINAIRES

MEMOIRE
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

THEME :

**SUIVI ECHOGRAPHIQUE DE L'ACTIVITE
OVARIENNE CHEZ LA FEMELLE DROMADAIRE
EN POST PARTUM**

PRÉSENTÉ PAR :

SOUISSI FAROUQ

&

DJERMOUNI KHALED

DEVANT LE JURY :

- | | |
|----------------------------------|-----------|
| ❖ PRESEDENT: DR AMMI | M.A.USDB. |
| ❖ EXAMINATEUR: DR ADEL DJALAL | C.C.USDB. |
| ❖ PROMOTEUR: DR KELANEMER RABAH. | C.C.USDB. |

BLIDA, PROMOTION 2010/2011.

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE SAAD DAHLEB-BLIDA

FACULTE DES SCIENCES AGRO-VETERINAIRES ET BIOLOGIQUES
DEPARTEMENT DES SCIENCES VETERINAIRES

MEMOIRE
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR VETERINAIRE

THEME :

**SUIVI ECHOGRAPHIQUE DE L'ACTIVITE
OVARIENNE CHEZ LA FEMELLE DROMADAIRE
EN POST PARTUM**

PRÉSENTÉ PAR :

SOUISSI FAROUQ

&

DJERMOUNI KHALED

DEVANT LE JURY :

- | | |
|-----------------------------------|-----------|
| ❖ PRESEDENT: DR AMMI | M.A.USDB. |
| ❖ EXAMINATEUR : DR ADEL DJALAL | C.C.USDB. |
| ❖ PROMOTEUR : DR KELANEMER RABAH. | C.C.USDB. |

BLIDA, PROMOTION 2010/2011.

Remerciements

*Au terme de ce travail, nous tenons à remercier tout d'abord, ALLAH
le tout puissant qui nous a donné le courage et la volanté
pour la réalisation de ce mémoire.*

*Nous remercions également notre promoteur Dr Kelanemer
de nous avoir aidées, suivies et guidées tout au long de notre travail
par sesconseils et ses directions avec beaucoup de patience et gentillesse*

*Nous tenons à exprimer nos plus sincères gratitudes aux honorables
membres de jury pour nous avoir fait l'honneur d'accepter
de juger notre travail.*

*Un immense merci à nos parents pour nous avoir donné
l'opportunité de parvenir au bout de ce long chemin d'étude.*

*En fin, à tous les professeurs du département de sciences vétérinaires a
l'université de Blida et à tout ceux et celles qui nous ont apporté toute
l'aide de prés ou de loin pour l'élaboration de ce mémoire.*



Dédicace :

Je dédie ce modeste travail avec un grand plaisir,

A tous ceux qui ont cru en moi, spécialement à ceux qui ont été mes anges gardiens et mes guides dans la vie : Mes chers parents, pour leurs sacrifices, leur soutien, leur patience et leurs encouragements durant toute la période de mes études

Père et Maman, merci infiniment ; Que dieu vous protège.

Mes remerciements et mes respects sont adressés également

A mon grand-père et mes deux grands-mères.

A mes très chères soeurs et beaux-frères, et toute ma famille. Que dieu les bénisse.

A mon binôme, mon âme frère Khaled, ainsi que toute sa famille.

A tous mes amis (e) surtout : Soufyane, Yacine, Salaheddine, Abdelbasset, Abdo, Med cool, amis(3D2), Med Roussi, Azzedine, Youcef, Belkacem, Khalil, Hamid, Abdesslem, Ghano, Dr Ghezali & all, Zahra, Badia, groupe Syaha, klika Sonda et Domino, ainsi que tous mes amis(e) de groupe(5), promotion 2011 et cité 1.&fb.

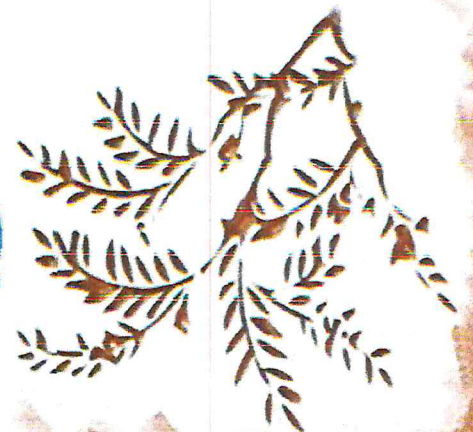
Pour tous les bons moments partagés...

Et à tous ceux que je ne peux citer, mais qui se reconnaîtront

J'en dirais bien plus encore, mais les mots ne disent pas tout.....

Merci

FAROUQ



Dédicace :

Je dédie ce modeste travail avec un grand plaisir,

A tous ceux qui ont cru en moi, spécialement à ceux qui ont été mes anges gardiens et mes guides dans la vie : Mes chers parents, pour leurs sacrifices, leur soutien, leur patience et leurs encouragements durant toute la période de mes études

Père et Maman, merci infiniment ; Que dieu vous protège.

Mes remerciements et mes respects sont adressés également

A mes très chers frères, et leurs familles. Que dieu les bénisse.

A mes très chers frères célibataire : Mohamed et Toufiq

A mon binôme, mon âme frère Farouk, ainsi que toute sa famille.

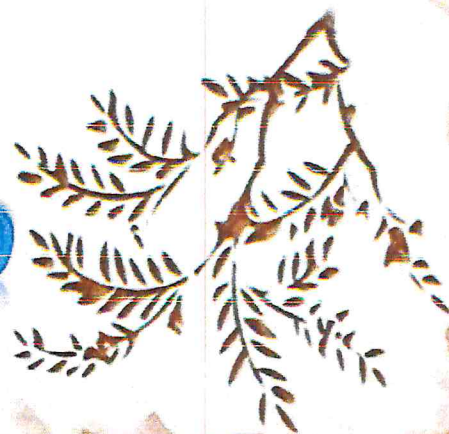
A tous mes amis (e) surtout : Abdelbasset, Soufyane, Med Roussi, Youcef, Khalil Yacine, Salaheddine, Med cool, amis(3D2), 2 Azzedines , Belkacem, Dr Hischem, 7a9o ph , Zahra, groupe Syaha, Farouk A, Kamel, Hassen, Nabil , Billel, Klika dominoveto.. ainsi que tous mes amis promotion 2011 et cité 1. Pour tous les bons moments partagés...

Et à tous ceux que je ne peux citer, mais qui se reconnaîtront

J'en dirais bien plus encore, mais les mots ne disent pas tout.....

Merci

KHACED



Résumé :

Le dromadaire (*Camelus dromedarius*) est un animal qui se reproduit peu.

Le post partum est la phase déterminante de la vie reproductive de la femelle, elle est définie comme étant la période qui suit le part, caractérisé par une involution utérine, un rétablissement histologique de l'endomètre et une reprise de l'activité ovarienne.

Pour ce faire, 06 chamelles présentes au niveau de la station expérimentale de l'université de Blida ont été suivies par échographie durant la période de post partum, afin de suivre le début et la reprise de l'activité ovarienne ainsi l'évolution des vagues folliculaires.

Il en ressort de ce travail que la reprise de l'activité ovarienne chez la chamelle est précoce dès la première semaine de post partum et même avant le part, cette activité se traduit par la succession de vagues folliculaires, ces dernières sont plus remarquables sur l'ovaire gauche que le droit.

La vague folliculaire dure 24 jours de l'émergence jusqu'à la régression.

La taille de l'ovaire varie de 3,6 à 5,8 cm en fonction du nombre et de la taille des follicules existants sur sa surface; La taille des follicules évolue de 6,5mm en phase de croissance pour atteindre une taille maximale de 29mm correspondant la phase de dominance, puis décline progressivement durant la phase de régression folliculaire.

Mots clés : chamelle, post partum, ovaire, échographie.

Abstract:

The dromedary (*Camelus dromedarius*) is an animal which reproduces little.

The post-partum is the determining period of the reproductive life of the female; it is defined as being the period which follows the parturition, characterized by an involution of the uterus, a histological restoring of the endometrium and a resumption of the ovarian activity.

To do it, present 06 female camels at the level of the experimental station of the university of Blida were followed by echography during the period of post-partum, to follow the beginning and the resumption of the ovarian activity and also the evolution of the follicular waves.

We rerelease from this work that the resumption of the ovarian activity of the female camel is early, from the first week of post-partum and even before the parturition, this activity is translated by the succession of follicular waves, this last one are more notable on the left ovary than the right.

The follicular wave is length 24 days of the emergence until the regression.

The ovary's size differs of 3,6 to 5,8 cm according to the number and to the size of the existing follicles on its surface; also the follicle's size progress from 6,5mm in phase of growth to reach a maximal size 29 mm corresponding the dominance phase, then declines gradually during the phase of follicular regression.

Keywords: female camel, post-partum, ovary, echography.

ملخص :

الجمل ذو السنام الواحد (*Camelus dromedarius*) هو حيوان قليل التكاثر. مرحلة بعد الولادة هي مرحلة مهمة في الحياة الإنجابية للأنثى ، تتميز برجوع الرحم الى وضعه الطبيعي ، وحدوث انتعاش الأنسجة في بطانة الرحم واستئناف نشاط المبيض. الدراسة التي قمنا بها شملت 06 ناقات متواجدة في المحطة التجريبية التابعة لجامعة البليدة. استعملنا خلالها تقنية التصوير بالموجات فوق الصوتية لرصد بداية واستئناف نشاط المبيض ومراحل تطور الجريبات . من خلال هذا العمل تبين لنا أن مبيض الناقة يستأنف نشاطه في وقت مبكر في الاسبوع الأول بعد الولادة ، وقد يحدث هذا حتى قبل الولادة ، ويتجلى هذا النشاط في تتابع موجات تطور الجريبات ، هاته الاخيرة لاحظناها على المبيض الأيسر أكثر مما لاحظناه على الأيمن. مدة موجة تطور الجريب تستمر 24 يوما ابتداءً من بروز الجريبات حتى تلاشيها . حجم المبيض يختلف من 3,6 الى 5,8 سم , و يتعلق هذا بعدد وحجم الجريبات الموجودة على سطحه . كما أن حجم الجريبات يتغير من 6.5 ملم في مرحلة النمو وصولاً إلى الحجم الأقصى المقدر 29ملم في مرحلة الهيمنة، ثم ينخفض تدريجياً خلال مرحلة اضمحلال الجريب .

كلمات البحث: الناقة. مرحلة ما بعد الولادة. المبيض ,الموجات فوق الصوتية .

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS.	
DEDICACES.	
RESUME.	
LISTE DES ABREVIATIONS.	
LISTE DES FIGURES.	
LISTE DES TABLEAUX.	
INTRODUCTION.....	01
PREMIERE PARTIE : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	
GENERALITE	02
<u>CHAPITRE I : RAPPEL ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE</u>	
I. Anatomie de l'appareil génital femelle.....	06
I.1. Ovaires :.....	06
I.1.1. Situation	06
I.1.2. Morphologie	06
I.1.3. Moyens de fixité	06
I.1.4. Poids et taille	07
I.1.5. Structure de l'ovaire.....	07
I.1.5.1. Les follicules.....	08
I.1.5.2. Le corps jaune	08
I.2. L'oviducte.....	08
I.3. L'utérus.....	09
I.3.1. Le col de l'utérus	09
I.3.2. Le corps de l'utérus.....	10
I.3.3. Les cornes de l'utérus	10
I.4. Le vagin	10
I.5. La vulve	10
I.6. Le clitoris	10
II. RAPPEL PHYSIOLOGIQUE :	
II.1. Puberté et l'âge de mise en reproduction.....	11
II.2. Période d'activité sexuelle (saison sexuelle).....	12
II.3. Le cycle sexuel	12
II.3.1. Phase folliculaire.....	12
Vague folliculaire :.....	12
II.3.2. Phase lutéale.....	16
II.3.3. Œstrus	16
II.3.4. l'ovulation.....	17
II.4. Gestation.....	17
II.5. Parturition.....	17
II.5.1. Signes précurseurs de la parturition.....	17
II.5.2. Déroulement de la mise-bas.....	18
<u>CHAPITRE II : LE POST -PARTUM :</u>	
I. L'involution utérine chez la femelle dromadaire.....	19
II. Reprise de l'activité ovarienne après le part.....	21

CHAPITRE III : L'ECHOGRAPHIE :

I.	BASES PHYSIQUES DE L'ECHOGRAPHIE	
I.1.	Ondes sonores et leurs caractéristiques	22
I.2.	Production des ultrasons: effet piézoélectrique.....	23
I.3.	Interactions des ultrasons avec les tissus de l'organisme	23
I.3.1.	Réflexion.....	23
I.3.2.	Réfraction.....	23
I.3.3.	L'atténuation	24
II.	PRINCIPE ET FONCTIONNEMENT DE L'ECHOGRAPHE	
II.1.	Principe de base : la transduction et construction de l'image échographique.....	24
II.2.	les modes échographiques	25
II.2.1.	Mode A (amplitude).....	25
II.2.2.	Mode B (brillance).....	25
II.2.3.	Mode TM = Temps Mouvement.....	25
II.2.4.	Mode BD (Mode Bidimensionnel).....	25
III.	LES TYPE DE SONDES ECHOGRAPHIQUES	
III.1.	Sondes mécaniques	27
III.2.	Sondes électroniques	27
III.2.1.	Sondes linéaires	27
III.2.2.	Sondes linéaires courbes	27
III.2.3.	Sondes annulaires	27
IV.	QUALITE ET TRAITEMENT DE L'IMAGE ECHOGRAPHIQUE	
IV.1.	Pouvoir de résolution	28
IV.1.1.	Résolution axiale	28
IV.1.2.	Résolution latérale.....	28
IV.2.	Echelle de gris.....	29
IV.3.	Réglage du gain	29
IV.4.	Filtres.....	30
IV.5.	Brillance	30
IV.6.	Contraste.....	30
IV.7.	Gel (freeze)	30
V.	INTERPRETATION DE L'IMAGE ECHOGRAPHIQUE :	
V.1.	les images de contours	31
V.2.	Images tissulaires	31
V.3.	les images de liquides	31
V.4.	Images de tissus osseux et de calculs.....	31
V.5.	Images de gaz	32
VI.	LES ARTEFACTS	
VI.1.	Image en miroir	32
VI.2.	Cône d'ombre	33
VI.3.	Ombre acoustique de bord	33
VI.4.	Renforcement postérieur.....	34

DEUXIEME PARTIE : PARTIE EXPERIMENTALE :

I. BUT.....	34
II. Lieu et période	34
III. MATERIELS ET METHODE :	
III.1. MATERIELS :.....	34
III.1.1. Animaux.....	34
III.1.2. Matériel d'imagerie	35
III.1.3. Autres instruments et produits	35
III.2. METHODES :	
III.2.1. Contention de la chamelle.....	36
III.2.2. Exploration rectale.....	36
III.2.3. L'échographie des ovaires.....	38
IV. RESULTAT ET DISCUSSION	
IV.1. Resultats.....	38
IV.2. Discussion.....	43

CONCLUSION GENERALE.

RECOMMANDATIONS.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.

LISTE DES ABREVIATIONS :

CJ : Corps jaune.

cm : Centimètre.

F : Follicule.

FD : Follicule dominant.

FL : Follicule lutéinisé.

g : Gramme.

h : Heure.

Hz : Hertz.

J : Jours.

Kg : Kilogramme.

Mhz : Mégahertz.

Mm : millimètre

mn : Minute.

Ng/ml : Nanogramme par millilitre.

Pp : Post partum.

LISTE DES TABLEAUX :

Tableau I : Poids de l’ovaire (en g) en fonction de son activité07

Tableau II: taille de l’ovaire chez la chamelle selon différents auteurs.....07

Tableau III : Age de puberté et de mise à la reproduction des chamelles dans différents pays d’après différents auteurs11

Tableau IV: saison de reproduction dans différents pays selon différent auteurs.....12

Tableau V : Taille du follicule pré-ovulatoire chez le dromadaire15

Tableau VI : Durée moyenne des différentes étapes de la parturition.....18

Tableau VII : Réactions inflammatoires associées à la durée normale d’involution chez les femelles domestiques.....19

Tableau VIII : Principaux facteurs impliqués dans l’involution utérine chez les femelles domestiques.....20

Tableau IX : Ecoulements des lochies en période post-partum21

Tableau X : Fréquence des ultrasons et profondeur d’exploitation.....22.

Tableau XI. : vitesse de propagation des ultrasons en fonction du milieu traversé.....22

Tableau XII: relation entre la fréquence de la sonde et la profondeur d’exploration.....24

Tableau XIII: Echogénicité des tissus en fonction de leur nature.....32

Tableau XIV: Résultats d’examen de l’ovaire gauche38

Tableau XV : Résultats d’examen de l’ovaire droit.....38

Liste des figures :

Figure n° :	page
Figure 1 : Systématique des camélidés.....	02
Figure 2 : Espèces de la famille des camélidés.....	03
Figure 3 : distribution géographique du dromadaire dans le monde	04
Figure 4: les ovaires de la chamelle	06
Figure 5: utérus d'une chamelle non gravide.....	09
Figure 6: Suivi échographique de la vague folliculaire.....	13
Figure 7: Follicules à différents stades	14
Figure 8: Follicule en phase de régression.....	15
Figure 9 : Réflexion et Réfraction de l'onde ultrasonore incidente	23
Figure 10: les modes échographiques.....	26
Figure 11: différentes types des sondes	26
Figure 12: émission des échos selon le type de sonde.....	28
Figure 13: Résolution axiale et latérale	29
Figure 14 : les artefacts	33
Figure 15 : bâtiment des camelins.....	34
Figure 16 : cheptel camelin.....	34
Figure 17 : Appareil échographe de type « ESAOTE Pie Médical »	35
Figure 18 : contention d'une chamelle	36
Figure 19: évolution de la taille de l'ovaire gauche et le follicule dominant en post partum....	39
Figure 20 : évolution de la taille de l'ovaire droit et le follicule dominant en post partum.....	39
Figure 21 : j8 : follicules en croissance sur l'ovaire gauche.....	39
Figure 22 : j12 : début de l'établissement de la dominance.....	40
Figure 23 : j15 : la dominance de follicule l'ovaire gauche.....	40
Figure 24 : j18 : follicule mure sur l'ovaire gauche.....	41
Figure 25 : j24 : lutéinisation du follicule.....	41
Figure 26 : j31 : follicule lutéinisé et l'émergence de 2 petits follicule.....	42
Figure 27 : j40 : dominance de 2 follicules de 2eme vague avec 2 follicules en croissance.....	42

INTRODUCTION :

Le Dromadaire (*Camelus dromedarius*) est une espèce sobre et sacré. C'est l'une des créatures les plus citées dans notre saint «Coran». Dans son environnement, le dromadaire a toujours été considéré comme une partie intégrante dans la culture et de l'agriculture de plusieurs pays et civilisations africaine et asiatique [70] ; Il s'agit, par ailleurs, d'une espèce connue pour ces aptitudes exceptionnelles d'adaptations aux conditions hostiles des zones arides et semi-arides, grâce aux mécanismes métaboliques et physiologiques lui permettant de résister à la chaleur, à la sous-alimentation et à de longues périodes sans abreuvement ,ces performances ne sont cumulées par aucune autre espèce [25,94].

Le dromadaire est généralement considéré comme un animal se reproduisant peu ; Bien que l'aspect de la reproduction la chamelle montre certaines particularités anatomiques et physiologiques entre autres, la saisonnalité sexuelle, l'absence de la phase lutéale où on parle de vagues folliculaire que de cycle œstral.

Le post-partum est la période qui suit le part caractérisé par la régression morphologique et histologique de l'utérus jusqu'à l'état pré gravide et par le rétablissement de l'activité ovarienne

À ce jour, peu d'études ont été conduites sur le post partum du dromadaire.

L'échographie chez le dromadaire a vu ses applications se multiplier pour d'autres parties du corps à savoir l'appareil digestif et le cœur [94].

Le présent travail se présente un suivi de l'activité ovarienne chez la chamelle en post partum, en utilisant une technique d'imagerie qui est l'échographie, non invasive, riche d'informations, très précise et bien tolérée par l'animal.

PREMIÈRE PARTIE :

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

Généralités

Le dromadaire joue un rôle social et économique primordial, car il a toujours été associé aux formes de vie dans les zones pastorales arides et semi-arides. Il répond en effet aux multiples besoins de ces populations en leur fournissant du lait et de la viande et en leur servant comme moyen utilisé dans le transport et pour les travaux agricoles. Ses poils sont en outre utilisés dans la confection des vêtements et des tentes et sa peau dans la fabrication des chaussures, des ceintures [25].

1. Origine et taxonomie :

Faye [25] a signalé que les Camélidés d'Asie, confrontés au froid et à l'aridité comme dans le désert de Gobi, évoluèrent en chameau à deux bosses : *le chameau de Bactriane* ; Ceux qui se déplacèrent dans les régions chaudes et arides, Afrique et Moyen-Orient, évoluèrent en chameau à une bosse : *le dromadaire*.

Le dromadaire appartient à l'embranchement des vertébrés, classe des mammifères ongulés, sous classe des placentaires, ordre des artiodactyles, sous ordre des tylopodes, et la famille des *camélidés* qui comprend deux genres [70].

La famille des *camélidés* ne comprend que deux genres: *Camelus* et *Lama*. Le genre *Camelus* occupe les régions désertiques de l'ancien monde (Afrique, Asie et Europe) alors que le genre *Lama* est spécifique des déserts d'altitude du nouveau monde (les Amériques) où il a donné naissance à quatre espèces distinctes :

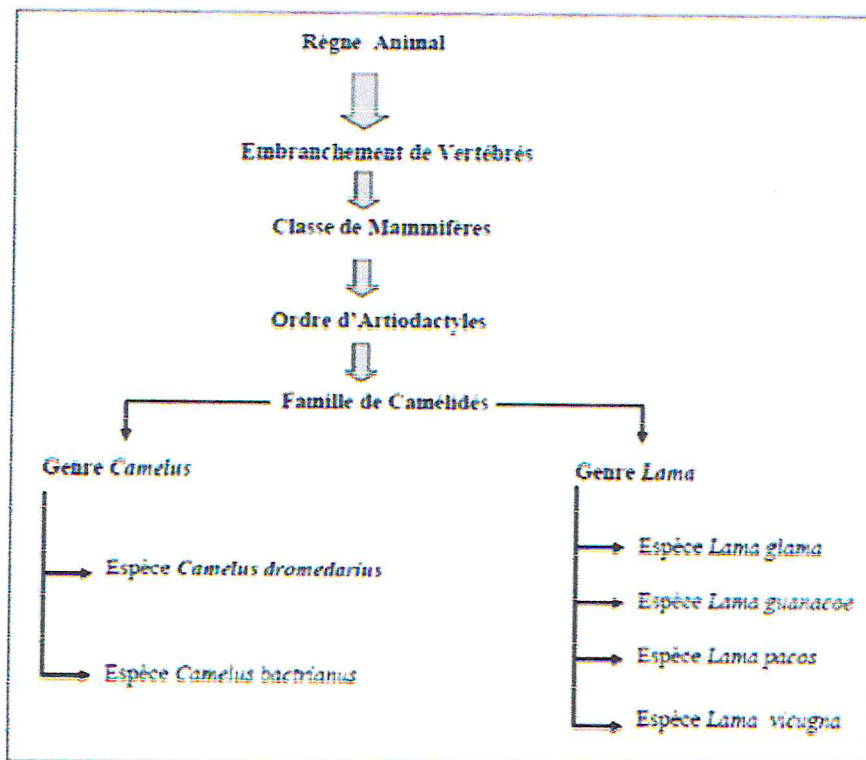


Figure 1 : Systématique des camélidés [25.55].

Genre Camelus

Camelus dromedarius (dromadaire).

Camelus bactrianus (chameau de Bactriane).

Genre Lama (les espèces de ce genre sont toutes sans bosse).

Lama glama (lama).

Lama guanacoe (guanaco).

Lama pacos (alpaga ou alpaca).

Lama vicugna (vigogne).



Figure 2 : Espèces de la famille des camélidés [26].

2. Répartition géographique et effectif :

2.1. Répartition :

La localisation géographique du dromadaire se situe dans la ceinture des zones tropicales et subtropicales sèches de l'Afrique, de l'Ouest du continent asiatique et du Nord-Ouest de l'Inde. Une implantation massive de dromadaires a été faite au siècle dernier en Australie, des introductions très ponctuelles ont également été réalisées aux Etats-Unis, en Amérique Centrale, en Afrique du Sud et en Europe [94]. Selon Faye [25] le dromadaire est répertorié dans 35 pays originaires s'étendant du Sénégal à l'Inde et du Kenya à la Turquie. L'aire originarie de distribution du dromadaire est bien entendu associée aux caractéristiques climatiques du milieu compte tenu de l'adaptabilité remarquable de cette espèce aux conditions d'aridité.

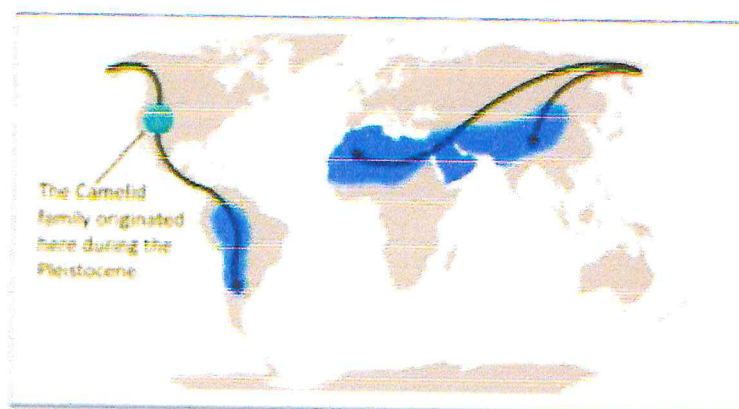


Figure 3 : distribution géographique du dromadaire dans le monde [3].

2.2. Effectif :

Selon les statistiques de la FAO (2003), la population cameline mondiale s'élève à environ 19 millions de têtes dont plus de 15 millions sont recensées en Afrique et 3,6 millions en Asie. La grande majorité de cette population (84%) sont des dromadaires (*Camelus dromedarius*) qui vivent dans les régions arides du nord et du nord-est de l'Afrique ; Le reste (16%), sont des « bactriens » (*Camelus bactrianus*) qui sont des chameaux peuplant les régions froides de l'Asie

2.3. Effectif et répartition en Algérie :

L'effectif camelin algérien estimé à 286.560 têtes en 2006 [6], il est réparti sur 17 wilayates, avec 75% du cheptel dans 8 wilayates sahariennes : Ouargla, Ghardaïa, El-Oued, Tamanrasset, Illizi, Adrar, Tindouf et Béchar et 25% du cheptel dans 9 wilayates steppiques : Biskra, Tébessa, Khenchela, Batna, Djelfa, El-Bayyedh, Naâma, Laghouat et M'sila.

Plusieurs races rencontrées en Algérie tel que :

(Ouled Sidi Cheikh), (le Reguibi, l'Aier), (le Targui), (el Khebbach), (le Sahraoui) et le (chameau de l'Aftouh).

3. Morphologie générale et spécificités du dromadaire :

Le dromadaire est très distinct des autres animaux domestiques, notamment par la présence d'un long cou, de la bosse et de la callosité au niveau de sternum, la tête est large, le cou large et fin, coussinet sternal maintenant l'abdomen légèrement au-dessus du sol [89].

La taille de dromadaire peut aller jusqu'à 225 cm, son poids est entre 450 à 1000 kg ; il a une espérance de vie de 25 ans.

Femelle : chamelle.

Le petit : chamelon [4].

4. Une physiologie générale orientée vers l'adaptation :

L'exploration anatomique de tous les organes et les appareils et leurs fonctionnements montre l'avérée que l'espèce cameline, bien que classée parmi les ruminants, présente certaines analogies avec les équidés et les porcins ainsi des particularités spécifiques à cette espèce. Certaines de ces particularités ont permis l'explication de phénomènes physiologiques d'adaptation des dromadaires à la chaleur ainsi à la sous-alimentation [26].

CHAPITRE I :

RAPPEL

ANATOMO-PHYSIOLOGIQUE

I. Anatomie de l'appareil génital femelle.

I.1. Ovaires :

L'ovaire est une glande paire ; Il a pour fonction la production des cellules germinales femelles : gamétogénèse [56], il a aussi une fonction endocrine, en effet il commande toute l'activité génitale par la sécrétion des hormones ostrogéniques et progestatives [90].

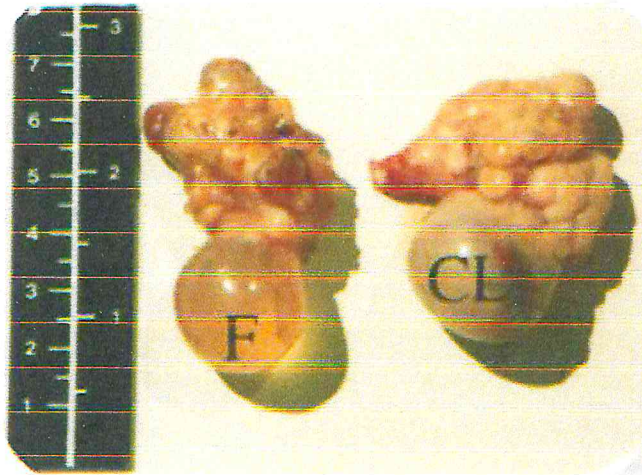


Figure 4: deux ovaires l'un présente un follicule (F) et l'autre à un corps jaune (CL) [4].

I.1.1. Position :

L'ovaire de la chamelle non gestante est situé dans la partie caudale de la région lombaire; IL se situe au niveau de la 6^{ème} vertèbre lombaire et même, entre celle-ci et la 7^{ème} lombaire à 6-7 cm de la crête iliaque [1].

Toutefois, cette position est variable et dépend de l'ampleur des viscères au voisinage; même elle est sujette à de grandes variations selon sur le stade physiologique; pendant la gestation, elle devient plus ventrale et les ovaires sont tirés vers l'avant au cours des étapes avancées, les rendant ainsi très difficile à palper [1,82].

L'ovaire gauche est généralement situé cranio- ventralement par rapport à l'ovaire droit [59].

I.1.2. Morphologie :

L'ovaire est un corps lobulé, plus ou moins ovoïde, aplati d'un côté à l'autre, quelque peu rougeâtre; les faces externe et interne sont légèrement convexes. Le bord libre inférieur ne présente pas de cavité d'ovulation [1,75].

Tayeb [82] a rapporté également la présence de nombreux ovisacs à la surface de l'ovaire, qui lui donne l'apparence d'une grappe de raisin.

I.1.3. Moyens de fixité :

L'ovaire est enfermé dans un vaste repli conique ayant l'aspect d'une poche et dépendant du mésosalpinx, connu chez d'autres espèces domestiques sous le nom de bourse ovarique [1].

Le ligament de l'ovaire se rattache à la face supérieure du ligament large près de son union avec le bord externe de la corne utérine. Le ligament de l'ovaire se présente sous forme d'un relief en cordon s'étendant de la face supérieure du ligament large à l'ovaire correspondant, nettement délimité [82].

I.1.4. Poids et taille :

Le poids et la taille de l'ovaire du dromadaire varient en fonction de l'âge de l'animal, ils sont également variables en fonction du stade du cycle sexuel [49].

Le poids de l'ovaire varie au cours du cycle en fonction du nombre et de la taille des follicules, et peut ainsi passer du simple au double voire au triple [74].

Tableau I : Poids de l'ovaire (en g) en fonction de son activité [74].

-	Nombre d'animaux	Ovaire gauche	Ovaire droite
ovaire non fonctionnel	25	3,89 ± 1,63	3,66±1,49
ovaire avec follicule mure	20	5,47±2,62	5,51 ±2,69
ovaire avec corps jaune gestatif	18	8,51±2,26	7,94 ±2,5

Tableau II: La taille de l'ovaire de la chamelle selon différents auteurs.

Auteurs	Longueur (cm)	Largeur (cm)
Abdallah (1965)	3	2
Arthur et al (1985)	4	2,5
Yagil (1986)	3,3	2,9
Elwishy (1987)	2,6	2,2

I.1.5. Structure de l'ovaire :

L'ovaire se compose de deux parties principales: le cortex à l'extérieur et la médulla à l'intérieur.

L'activité folliculaire prend place au niveau du cortex et l'ovulation peut se produire à n'importe quel point de la surface du cortex ; Toutefois, comme les camélidés présentent des ovulations induites, il n'y a aucune apparence cyclique d'un corps jaune chez les femelles non fécondées, Les corps jaunes ne sont donc présents que dans les ovaires des femelles récemment élevés ou gestantes. [20,54,84].

I.1.5.1. Les follicules :

L'activité folliculaire est dominée par 4 types de follicules, à savoir: les petits follicules en croissance, les follicules mûrs, les follicules en régression opaques et les follicules anovulatoires; Comme les vagues folliculaires se chevauchent les uns avec les autres, plusieurs générations de follicules peuvent être présents en même temps [77].

Les petits follicules en croissance apparaissent sur la surface de l'ovaire comme des petites vésicules légèrement surélevé mesurant de 2 à 4 mm, alors que les follicules mûrs pré-ovulatoire mesurent entre 13 à 20 mm, et sont sphérique, turgescents, avec une mince paroi translucide clair et dépasse nettement de la surface de l'ovaire (Figure 4).

L'apparence des follicules qui sont en régression dépend du stade de la régression ; au début de la paroi folliculaire devient épaisse et opaque, et le diamètre diminue lentement jusqu'à ce que le follicule recule dans l'ovaire lui-même.

Des follicules anovulatoires sont présentes dans environ 50% des femelles non accouplées, leurs taille et leur aspect peut être très variable ; La taille est varié entre 25 à 60 mm et peut avoir une paroi mince ou épaisse contenant un liquide séreux ou hémorragique [77,84].

Le corps jaune :

Le corps jaune se forme après l'ovulation provoquée ; Le follicule ovulatoire s'effondre lors de l'ovulation et la cavité folliculaire se remplit de sang pour former un corps jaune hémorragique ; la Lutéinisation de ce dernier se produit dans les 4 à 5 jours suivants et donne naissance à un corps jaune (figure 4) [47].

Pendant la gestation la taille et le poids augmente à une moyenne de 22 + 6 mm et 4,9 g + 1 respectivement.

En post partum, le corps jaune mesure de 12 à 15 mm de diamètre et pèse de 1,5 à 2 g [20,59].

I.2. L'oviducte :

Comme chez les autres espèces mammifères les oviductes du dromadaire jouent un rôle important dans la fécondation, dans le début le développement embryonnaire et la conservation des spermatozoïdes ; Contrairement aux autres mammifères, les trompes sont agrandies à l'extrémité de l'utérus et cette unique arrangement permet une conservation prolongée d'un grand nombre de spermatozoïdes [80] ; L'extrémité utérine est appelée ampoule, alors que l'extrémité ovarienne se nomme l'infundibulum.

L'oviducte est enfermé entre les deux lames de la portion antérieure de ligament large (mésosalpinx) [82].

L'oviducte de la chamelle mesure entre 17 à 27 cm de longueur [49,58]. Ils débouchent dans la corne utérine par un orifice étroit au sommet d'une papille protubérante de 3 à 5 mm de hauteur ; Cette papille présente le muscle du sphincter à son sommet qui joue un rôle important dans le transport sélectif des embryons fécondés [79].

I.3. L'utérus :

L'utérus de la femelle dromadaire impubère est entièrement inclus dans la cavité pelvienne, tandis que chez les femelles adultes non gestantes il est situé dans la cavité abdominale entre la 5^{ème} et la 6 à 7^{ème} vertèbre lombaire [51,55].

L'utérus est bicornale, en forme de « T » non spirale ; Sa couleur varie du gris blanchâtre chez l'animal jeune au rose rouge chez l'adulte [49,51,75,82].

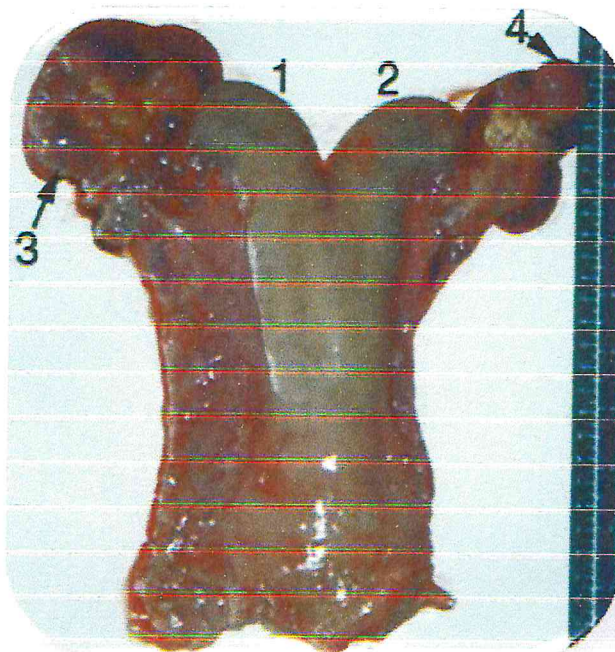


Figure 5: utérus d'une chamelle non gravide noter que la corne gauche « 1 » est plus longue que la droite « 2 », et la présence d'un follicule « 3 » sur l'ovaire gauche [5].

Le col de l'utérus :

Il relie la cavité vaginale à la cavité utérine ; Le diamètre du col utérin est variable en fonction du cycle sexuel et l'âge de l'animal. Le canal cervical varie entre 4 à 6 cm de longueur et 3,5 à 6,1 cm de diamètre au cours de l'activité folliculaire, mais ces valeurs diminuent légèrement au cours de l'inactivité ovarienne [51].

En présence d'un follicule mûr, le col de l'utérus est contracté et œdémateux et ouvert à l'examen vaginal.

La muqueuse cervicale est tapissée de 3 à 6 plis longitudinaux [47,49].

Pendant les stades avancés de la gravidité le col s'étire vers l'avant et vers le bas au-delà du bord du bassin ; La taille et la position normale du col de l'utérus est récupéré dans les deux premières semaines qui suivent la parturition [90].

I.3.1. Le corps de l'utérus :

Le corps utérin est relativement court [75]. Sa longueur est la même que celle de la vache et est estimée à 3,62 cm [51].

I.3.2. Les cornes de l'utérus :

La corne gauche est généralement plus grande que la corne droite (figure 5), elle est gravide dans 95% des cas [1,49,75,82].

Des variations de la longueur entre femelle impubère et femelle adulte sont également notées. Ainsi, chez l'animal jeune, la corne droite à une longueur de 12 cm et une valeur de 14 cm au niveau de la corne gauche. Chez l'animal adulte, la longueur de la corne droite est 17 cm et la corne gauche a une longueur dépasse les 21 cm [51].

Le vagin :

C'est un organe élastique, de couleur rouge et à paroi mince ; Sa longueur 31,55 cm [49,82], sa muqueuse est tapissée par des plis longitudinaux qui deviennent circulaires vers l'extérieur déterminant ainsi, au niveau du dernier pli antérieur, l'orifice externe du col. Les carneaux de Gartner se localisent caudalement sur le plancher du vagin [82].

La vulve :

La vulve s'ouvre directement en dessous de l'anus .Elle s'étend depuis le méat urinaire jusqu'à la commissure intérieur des lèvres.

Sa longueur variée entre 6 à 7,5 cm [17,82].

I.4. Le clitoris :

Le clitoris est de petite taille [49]. Il est similaire à celui de la vache. Il est enfermé à l'intérieur de la fosse clitoridienne. Il mesure 2,5 cm de long avec 1 à 2 cm de diamètre [82].

II. Rappel physiologique :

II.1. Puberté et l'âge de mise en reproduction :

La puberté est définie comme étant le stade de développement de l'individu où les organes génitaux deviennent capables de maintenir une gestation [72] ; En pratique, la puberté peut être considérée comme étant le moment de l'apparition des premières chaleurs [24].

Les premières manifestations sexuelles chez la chamelle peuvent apparaître vers l'âge de 2 à 3 ans [61,73], alors qu'elle n'est mise à la reproduction qu'à l'âge de 4 ans avec un âge moyen à la première mise-bas de 5 ans environ [24].

En Arabie Saoudite, la puberté est atteinte à l'âge de 2 ans et les bédouins font reproduire leurs femelles à l'âge de 3 ans [73]. En Inde et en Somalie malgré la précocité de la puberté, les femelles ne peuvent mettre-bas que lorsqu'elles atteignent 4 ans [93]; les études de Tibary [83] en Ethiopie montrés que les femelles n'atteignent la puberté que vers l'âge de 4 ans et elles ne mettent bas que vers 5 ans.

Tableau III : Age de puberté et de mise à la reproduction des chamelles dans différents pays d'après différents auteurs :

auteur	Pays	Age de puberté (ans)	Age de mise à la reproduction (ans)
Kelenamer (2003)	Algérie	3	3 à 4
Yassine et Wahid (1927)	Pakistan	3	4
Abdunasarov (1970)	Turquie	0.66 à 1	2 à 3
Wilson (1984)	Niger	-	3
Arthur et al (1985)	Arabie saoudite	3	3
Wilson (1986)	Kenya	-	3.5
Sghiri (1987)	Maroc	-	15 % à 2 55 % à 3 30 % à 4
Lesse (1972)	-	3	4
Richard et al (1984)	-		4
Yagil (1986)	-		3 à 4

II.2. Période d'activité sexuelle (saison sexuelle) :

Les femelles du dromadaire sont considérées comme des reproductrices à une activité sexuelle saisonnière [11,50].

La saison de reproduction relativement courte, c'est pendant les mois d'hiver où les conditions climatiques (température basse et pluie) sont plus favorables [14,49]; Cela a été basé principalement sur le fait qu'il existe une distribution saisonnière des parturitions chez les femelles dromadaires et sur l'état de l'activité ovarienne de femelles abattues [19,57].

La saison sexuelle varie selon la situation géographique ; Cependant en Egypte la saison sexuelle a été signalée entre décembre et avril [75] ; De décembre à mars en Pakistan [97] et de novembre à avril dans la plupart des pays de golfe [2].

Tableau IV: saison de reproduction des chamelles dans différents pays selon différents auteurs.

Pays	Saison de reproduction	auteurs
Algérie	Octobre- Mai	Kelanamer(2003)
Egypte	Décembre – Avril	Shalash (1965)
Maroc	Octobre – Mai	Sghiri (1987)
Inde	Novembre - Février	Matharu (1966)
Pakistan	Décembre – Mars	Yasin et Wahid (1957)
somalie	Octobre – Mai	Mares (1954)

II.3. Le cycle sexuel :

L'appellation «cycle œstral» n'est pas tellement appropriée à cette espèce du fait que l'activité du cycle ovarien et les chaleurs dépendent de l'absence ou de la présence de l'accouplement.

II.3.1 Phase folliculaire :

La phase folliculaire se définit classiquement comme étant l'intervalle entre la lutéolyse et l'ovulation [53]. Cependant, l'activité ovarienne chez la chamelle est strictement folliculaire durant le cycle œstral du fait que l'ovulation est provoquée par l'accouplement [55].

Chez la chamelle, le développement des follicules s'alternent entre les deux ovaires jusqu'à la fin de la saison [88].

L'intervalle entre l'émergence du follicule et la maturité de ce dernier est en moyenne de 2 à 3 semaines [86].

Vague folliculaire :

L'ovaire est le siège des croissances et des régressions folliculaires. Plusieurs follicules à différents stades d'ovulation sont observés sur le même ovaire, c'est le phénomène des vagues folliculaires [54,89].

La vague folliculaire peut être généralement divisée en 4 étapes [90]:

- ❑ Phase de recrutement.
- ❑ Phase de croissance folliculaire et d'établissement de la dominance.
- ❑ Phase de maturité équivalente à l'œstrus.
- ❑ Phase de régression.

Plusieurs études ont été réalisées pour décrire la théorie des vagues folliculaires. Elles se sont basées au début, sur les examens post-mortem, la palpation transrectale et les observations du comportement sexuel. Cependant, ces dernières méthodes n'étaient pas précises.

L'introduction des techniques récentes comme l'échographie, la laparoscopie [13,65,90], et l'imagerie des structures intra ovariennes [89] ont été d'une grande utilité pour élucider ce phénomène.

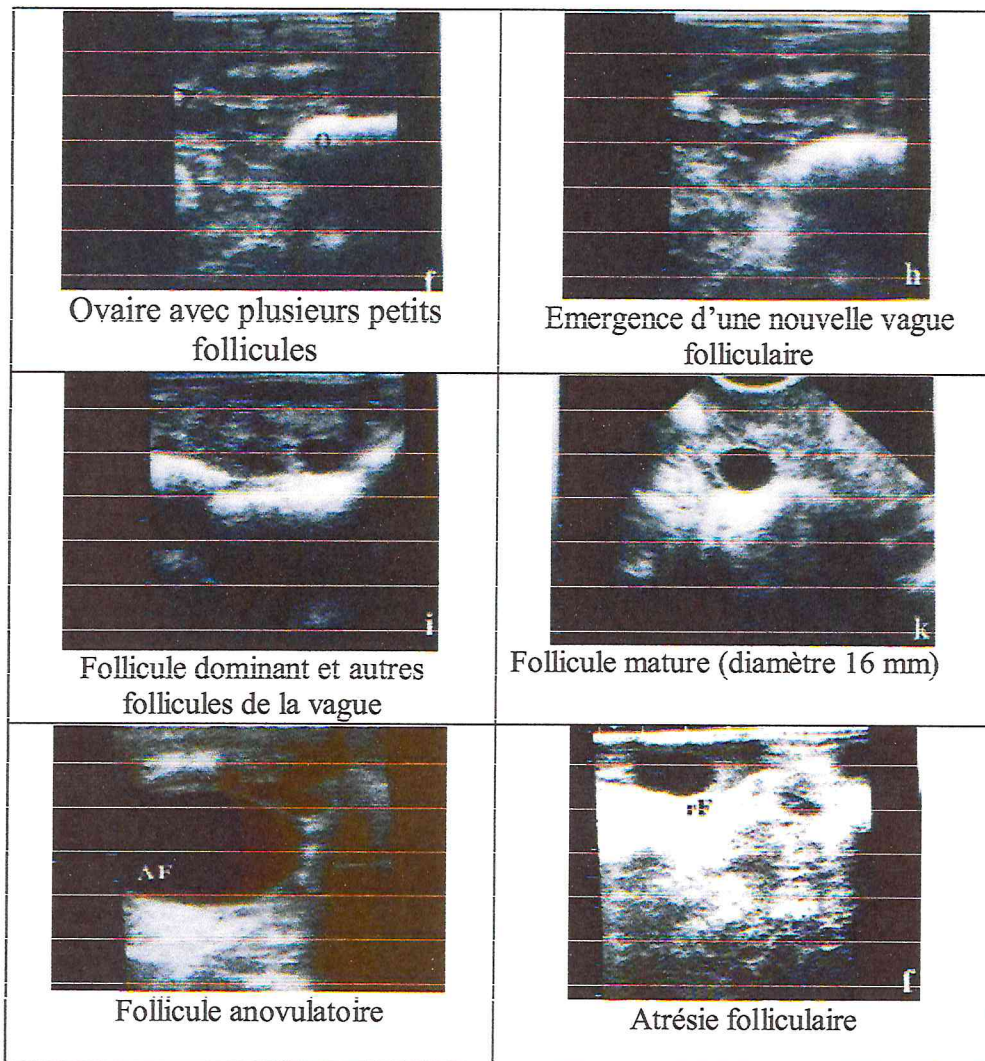


Figure 6: Suivi échographique de la vague folliculaire chez la chamelle [89].

Pour la chamelle, la durée de la vague folliculaire varie selon les pays. En Egypte, la durée moyenne est de 24,2 jours, elle est de 23,4 jours en Inde alors qu'au Soudan, elle est de 28 jours [54].

- *Phase de recrutement :*

La phase de recrutement folliculaire est définie comme étant la durée entre un examen qui n'a révélé aucun follicule (stade de repos) et l'émergence de follicules à la surface de l'ovaire [19,87]. Au cours de cette phase, les follicules ne peuvent être détectés que par une technique histologique [84].

- *Phase de croissance folliculaire et établissement de la dominance :*

La phase de recrutement est suivie par la croissance de 3 à 6 follicules jusqu'à l'établissement de la dominance d'un ou de deux follicules parmi ceux recrutés [85,87].

Le diamètre des follicules augmente de 0,5 à 1 mm par jour pour atteindre 8 mm; par conséquent, l'intervalle entre le recrutement et l'établissement de la dominance est de 4 à 6 jours [85,87] ; La taille du follicule mûr chez le même individu est plus ou moins constante pour la majorité des cycles [31,85,87].

La durée moyenne de cette phase est de 4,8 jours [64].

- *Phase de la maturité (œstrus ou chaleurs) :*

Cette phase comprend la croissance du follicule dominant ou de plusieurs follicules ; Le processus de sélection du follicule dominant est basé sur le degré de la croissance du follicule préovulatoire et sur la différence entre les diamètres du premier grand follicule et du deuxième [64].

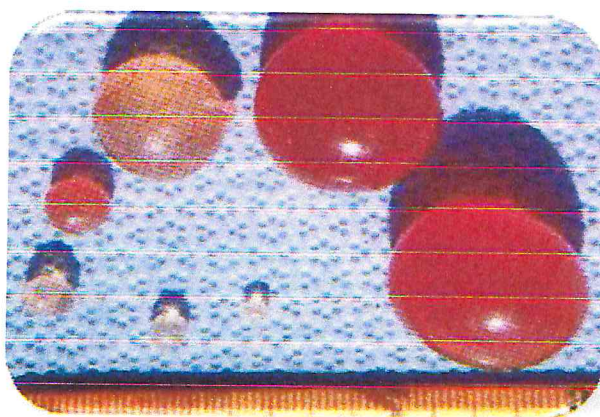


Figure 7: Follicules à différents stades [89].

Chez la chamelle, ce stade est caractérisé par une première phase de croissance très rapide suivie par une période de stabilité (plateau) quand le follicule mûr atteint sa taille préovulatoire

Tableau V : Taille du follicule pré-ovulatoire chez le dromadaire.

Auteurs	Taille (mm)	Méthode
Musa & Abusieina (1978).	15-30	Palpation transrectale
Shalash et al (1992).	12 ± 4,5	
Shalash et al. (1965).	12,4 ± 4,2	
Homeida et al (1988).	15-25	
Anouassi et al (1994).	10-22	Echographie
Tibary & Anouassi (1997).	15,2 ± 2,5	

La phase de maturité dure 6 jours, alors que la stabilité du follicule dure 13 jours en moyenne avec une variation de 5 à 19 jours [31,84,85].

Les follicules préovulatoires chez certaines chammelles croissent de plus de 2 mm par jour pour atteindre 25 mm de diamètre .En effet, les follicules qui ont plus de 25 mm de diamètre ne sont plus capables d'ovuler, mais ils lutéinisent partiellement, cela est expliqué par les changements dégénératifs que subit le follicule quand il atteint sa taille maximale [85].

- *Phase de l'atrésie folliculaire :*

En absence de stimulus coïtal ou d'induction hormonale de l'ovulation, le follicule mûr subit une dégénérescence d'où l'atrésie folliculaire [77,84,85,91].



Figure 8: Follicule en phase de régression [89].

La régression du follicule mûr est relativement lente surtout si le follicule était de grande taille. La phase de l'atrésie folliculaire dure 16 jours, avec une variation de 8 à 45 jours [84].

II.3.2. Phase lutéale

Les premières études ont montré que les cycles œstraux chez les camélidés ne présentent pas une succession régulière de phases comme chez les autres animaux domestiques ; Ces études avaient conduit plusieurs auteurs à supposer que l'ovulation n'est pas spontanée mais provoquée par le coït, Cette hypothèse a été confirmée par des études cliniques et endocrinologiques [77,84,85,91]

II.3.3. Œstrus :

* Durée des chaleurs

La durée d'œstrus est très variable, le facteur le plus important dans cette variabilité est la présence ou non de la saillie; En absence du mâle, l'œstrus peut durer 2 semaines alors qu'en présence du mâle, l'œstrus peut être raccourci. Si la saillie a lieu le premier jour de l'œstrus, la réceptivité sexuelle peut s'arrêter 3 jours après le coït [87]. L'œstrus se manifeste pendant 10 ± 1 jours, cette durée est courte en fin de saison sexuelle [23]. Tandis que l'étude réalisée par Farak [24] a montré que l'œstrus est observé au bout de 32 ± 19 jours (7 à 60 jours).

* Signes des chaleurs :

Les chaleurs chez la chamelle manifestent par le comportement d'acceptation du mâle; Cette réceptivité indique la présence de follicule mûr sur l'un des deux ovaires [2], ainsi, elle a été observée chez des femelles n'ayant aucune structure folliculaire ou avec des ovaires présentant quelques petits follicules. Cette réceptivité a été aussi observée chez certaines femelles 7 jours après l'ovulation [87].

Les chaleurs apparaissent au cours de la phase de croissance d'un follicule ; la chamelle chevauche les autres femelles et devient agitée et nerveuse, avec des lèvres vulvaires œdémateuses et des écoulements du mucus.

Des signes comme l'odeur émanant de la région périnéale et un léger écoulement de mucus collé aux lèvres vulvaires peuvent être des indicateurs d'œstrus si les femelles sont suivies intensivement [16,88].

Les manifestations les plus caractéristiques de l'œstrus nécessitent la présence du mâle et surtout si ce dernier est introduit périodiquement avec les femelles. En effet, durant son activité sexuelle intense, dès son introduction avec les femelles il se séduit par celle qui est susceptible d'être en chaleur. Après quelques minutes de prélude entre eux, la femelle en chaleur s'assied devant le mâle ce qui signifie qu'elle est prête à la saillie. Ce baraquement devant le mâle est le seul signe le plus caractéristique de l'œstrus chez cette espèce [23,89].

II.3.4. L'ovulation

L'ovulation chez la chamelle n'est pas spontanée, mais provoquée par le stimulus coïtal; Cette conclusion a été discutée par différents auteurs [54,95,98], et elle a été confirmée par la laparotomie, la laparoscopie et des études hormonales [88].

Il est très difficile de connaître avec précision l'intervalle entre le coït et l'ovulation. Cependant, certains auteurs suggèrent que l'ovulation se produit 32 à 40 heures après l'accouplement chez la chamelle, cela en se basant sur des observations, [55,98].

II.4. Gestation

II.4.1. Durée de gestation

La durée de gestation de la chamelle est de $12,5 \pm 1,5$ mois [73] ; ainsi ont la comprime entre 375 et 385 jours [87].

Plusieurs facteurs possibles peuvent affecter la durée de gestation sont l'espèce tel que le sexe du fœtus, la saison, la nutrition et le géniteur [89].

II.4.2. Lieu de gestation :

La majorité des gestations (95%) ont lieu au niveau de la corne gauche bien que l'activité ovarienne soit la même au niveau des deux ovaires.

Les raisons de ce phénomène ne sont pas encore connus mais probablement dû au fait que la corne gauche est plus développer anatomiquement que la corne droite [20,49,75].

II.5. Parturition :

II.5.1. Signes précurseurs de la parturition

Les signes de la mise-bas ne sont évidents et nets qu'une semaine avant la parturition. Sur le plan du comportement, l'animal montre une agitation, une diminution de l'appétit, se couche et se révèle fréquemment [16].

La femelle s'isole et s'éloigne du troupeau particulièrement le jour de la mise-bas. Sur le plan clinique, elle présente une muqueuse vaginale congestionnée avec élimination du bouchon muqueux (mucus blanc peu abondant), un œdème vulvaire important. Les trayons de la mamelle sont aussi œdémateux pendant les derniers jours de la gestation [73].

Les signes précurseurs de gestation en général sont le développement de la mamelle, la relaxation des ligaments sacro-iliaques et l'œdème vulvaire, mais aucun de ces signes ne peut prédire le moment exact de la mise-bas [87].

II.5.2. Déroulement de la mise-bas:

☞ Première étape :

Le temps de la première étape est très variable. Il varie de 3 heures à 48 heures [89].

Cette étape est caractérisée par l'anorexie, l'agitation, l'inquiétude et l'isolement de la femelle du troupeau. L'animal montre des signes d'instabilité comme l'alternance de position debout et couché. Les signes s'intensifient avec la dilatation du col de l'utérus jusqu'à l'apparition du sac chorio-allantoïdien [16]. La femelle peut s'allonger sur le côté de temps en temps ce qui conduit à une augmentation de la pression abdominale, après elle reprend sa position debout et fait des mouvements en cercle avec des mouvements rapides de la queue d'un côté à l'autre [16]. Vers la fin de cette étape, les contractions deviennent de plus en plus fréquentes se produisant 3 fois toutes les 6 minutes [89].

☞ Deuxième étape

Elle commence dès la rupture de la première poche d'eau (sac chorio-allantoïdien) jusqu'à l'expulsion complète du fœtus. Cette étape est de très courte durée et se termine dans 5 à 45 minutes pour le dromadaire femelle. Pour les primipares, l'expulsion du fœtus peut durer plus longtemps (jusqu'à 80 minutes) [87].

☞ Troisième étape

La troisième étape de parturition est le temps entre la sortie du fœtus et l'expulsion du placenta. Cette étape est relativement courte pour le dromadaire à cause du type de placentation. Pour la chamelle, le placenta paraît entre la vulve juste après l'expulsion du fœtus. Il est rapidement expulsé par l'action combinée des contractions utérines et la gravité de son poids. Le placenta entier est expulsé inversé (à l'envers) sur les 40 minutes moyennes après l'expulsion du fœtus mais cette étape peut prendre jusqu'à 4 heures [89].

L'intervalle moyen mise bas-délivrance est de $30,25 \pm 8,8$ min [73].

Des femelles ont été suivies depuis le début de la mise-bas jusqu'à la délivrance, les durées relatives aux différentes étapes ont été enregistrés et reportés dans le tableau VI.

Tableau VI : Durée moyenne des différentes étapes de la parturition [73].

Etapes	Durée Moyenne (mn)
Efforts expulsifs	291,2±54,8 soit 5 heures
Expulsion du fœtus	37±7,3
Délivrance	30,2±7,6
Durée totale	358,4±69,7 soit 6 heures

Le temps total de toutes les étapes est de $373,9 \pm 38,2$ min [21]. La durée moyenne de la parturition chez la chamelle est de $358,4 \pm 69,7$ minutes soit une durée de 6 à 7 heures [73].

CHAPITRE II :

LE POST PARTUM DE LA CHAMELLE

Le **post-partum** est défini comme étant la période qui suit le part caractérisée par la régression morphologique et histologique de l'utérus jusqu'à l'état pré gravide et par le rétablissement de l'activité ovarienne. La fin de la période post-partum est considérée comme le retour définitif aux conditions favorables pour l'établissement d'une nouvelle gestation [29].

Durée de l'involution utérine:

L'involution utérine est considérée comme rapide du fait de la nature cotylédonaire non invasive du placenta. L'involution est complète au bout de $21 \pm 0,5$ jours ; L'utérus se rétracte plus rapidement au cours de la première semaine (4 à 11 jours) [24,99,100,101]. Par contre, Elias [102] rapporte que l'involution utérine a lieu en 39 à 42 jours.

L'involution utérine des primipares se fait plus rapidement que chez les multipares [103].

Chez la femelle du dromadaire, bien que la placentation soit également de type épithéiochoriale diffuse (Tableau VII), les facteurs climatiques et zootechniques (allaitement, alimentation) font que l'involution utérine se déroule plus lentement que chez la jument (Tableaux VII&VIII).

Tableau VII : Réactions inflammatoires associées à la durée normale d'involution chez les femelles domestiques [78].

Espèce	Type de placentation	Durée normale d'involution utérine (jours)	Réaction inflammatoire associée
Jument	Epithéiochoriale diffuse	13 à 15	Aiguë
Vache	Epithéiochoriale cotylédonaire	21 à 40	Subaiguë
Femelle dromadaire	Epithéiochoriale diffuse	38 à 42	Subaiguë

I. L'involution utérine chez la femelle dromadaire :

Les contractions utérines cessent après l'expulsion du produit et des enveloppes fœtales et après une demi-heure environ de quiescence, de faibles contractions utérines sont de nouveau enregistrées à raison de 2,2 contractions toutes les cinq minutes. Les écoulements vulvaires en période précoce du post-partum chez la femelle du dromadaire sont d'aspect mucoïdes vert jaunâtre et peuvent même être observés deux à trois semaines avant le part [78].

Les contractions utérines contribuent également à réduire progressivement la taille de la corne précédemment gravide dans les 12 premiers jours du post-partum. L'utérus en période puerpérale retrouve, par la suite, sa position normale 20 jours en moyenne après la parturition. Toutefois, à la palpation transrectale, la paroi utérine chez la femelle reste épaisse jusqu'au 41^{ème} jour post-partum. La réorganisation tissulaire nécessite en moyenne 6 à 7 semaines.

Tableau VIII : Principaux facteurs impliqués dans l'involution utérine chez les femelles domestiques [78].

Espèce	Vasoconstriction	Contractions utérines	Redistribution sanguine	Réorganisation tissulaire
Jument	Faible	Intenses au moment du part	Mineure	Précoce
Vache	Intense les deux 1er jours du P.P	Intenses le 21 ^{ème} jour du P.P, fréquentes par la suite	Importante (vers la mamelle)	Complète 25-30 ^{ème} jour du P.P
Dromadaire femelle	Intense au moment du part	Faibles (2,2 contractions par mn, 25 mn après le part)	Importante (vers la mamelle)	Nécessite 6 à 7 semaines en moyenne

Après la mise-bas, l'utérus subit beaucoup de modifications lui permettant de retrouver sa taille, sa position et sa forme normale. Au niveau histologique, la muqueuse utérine est le siège de ces principales modifications.

Les micro-caroncules se forment sur la surface de l'épithélium après le détachement des micro-cotylédons après la mise-bas. Elles sont de grande taille au départ puis disparaissent généralement vers le 15^{ème} jour post-partum. Parfois, cette disparition est notée au 7^{ème} jour, ceci montre que l'involution utérine peut être précoce chez certains individus [60].

La durée de l'involution des micro-caroncules chez la chamelle est comprise entre celle de la jument et la vache (tableau IX).

La dégénérescence des micro-caroncules commence au 3^{ème} jour post-partum et intéresse surtout la surface des cryptes endommagées. Les cellules épithéliales sont cylindriques au début, puis deviennent hyperplasiques au 7^{ème} jour et elles ne sont intègres qu'à partir du 21^{ème} jour post-partum [60]; Le phénomène de régénération s'accompagne d'un flux modéré de cellules inflammatoires qui deviennent plus important au 7^{ème} et au 15^{ème} jour post-partum.

Les lymphocytes jouent un rôle important dans l'élimination des micro-caroncules et la régénération de l'épithélium de surface. Ainsi, au 7^{ème} jour post-partum, elles sont très abondantes au voisinage de l'épithélium de surface. La lumière des cryptes est grande et emprisonne une sérosité acidophile au 3^{ème} jour post-partum. Elle reste grande, mais se vide au 7^{ème} jour post-partum. Ceci explique la rareté des lochies chez la chamelle à partir du 3^{ème} jour post-partum [60].

Tableau IX: Ecoulements des lochies en période post-partum chez des femelles domestiques [78].

Espèce	Nature	Cinétique
Jument	Liquide placentaire et exsudation endométriale.	• 1-3 j P.P: maximum d'élimination
Vache	Liquide placentaire, sang du cordon ombilical, débris tissulaires et exsudation endométriale.	<ul style="list-style-type: none"> • 1-3 j P.P: 1400-1600 ml/j (rouge à jaune brun), • 4-9 j P.P: 500 ml/j (brun), • 10-15 j P.P: 5-200 ml/j (rouge de nouveau), • 16-20 j P.P: rares (mucoïdes)
Dromadaire	Décharges mucoïdes vert jaunâtre.	• 1-2j PP, maximum d'élimination

II. Reprise de l'activité ovarienne après le part :

L'activité peut être reprise si l'ovaire montre au moins un follicule de 1 cm à sa surface par palpation transrectale. Les études de Slama [78], montrent que 32 chamelles en post partum sur 38 examinées ont au moins un ovaire actif soit 84%. De plus, ces examens ont permis de préciser que l'ovaire gauche a été actif dans 28,9% des cas, l'ovaire droit l'a été dans 26,3% des cas et que chez 28,9% des cas les deux ovaires étaient actifs.

Au cours de la première semaine du part, les formations ovariennes sont soit des corps jaunes de la gestation précédente, soit des follicules ou les deux à la fois. Le corps jaune gestatif est proéminent, sphérique, lisse et dur avec une taille de 2 à 3 cm. Il se localise sur l'ovaire gauche dans 58% des cas[78].

Le corps jaune gestatif régresse rapidement durant la première semaine; tandis que Slama [78] a rapporté que régression peut durer 3 à 4 mois pour atteindre une taille de 0,5 à 1 cm de diamètre [22].

La croissance folliculaire semble débiter avant même le part. Ainsi, les femelles dont les ovaires ont été palpés le jour du part ou le lendemain présentent dans 50 % des cas un ou plusieurs follicules avec une taille de 0,5 à 2 cm de diamètre [24,78].

Cette croissance folliculaire est continue, les ovaires présentent à leur surface un ou plusieurs follicules avec une taille de 1 à 3 cm. Cette activité diminue 2 à 3 mois plus tard vers la fin de la saison sexuelle. En effet, à la fin du mois de mai, seulement 16% des femelles présentent une activité ovarienne avec des follicules de petite taille de 1 à 1,5 cm [78].

CHAPITRE III :

L'ÉCHOGRAPHIE

I. BASES PHYSIQUES DE L'ECHOGRAPHIE :

L'échographie est une méthode d'imagerie médicale couramment utilisée en médecine vétérinaire. Cette technique d'investigation complémentaire, non invasive, s'appuie sur certaines propriétés physiques des sons ; c'est une méthode de détection employée en navigation [12,39].

I.1. Ondes sonores et leurs caractéristiques :

Les ondes sonores sont émises par des corps animés d'un mouvement vibratoire [92]. Elles se propagent sous forme d'ondes mécaniques susceptibles de subir des réflexions (échos), des réfractions et des interférences [10].

A l'instar de l'onde lumineuse, l'onde sonore en déplacement dans un milieu donné est caractérisée par :

- **Sa fréquence (f)** : qui correspond au nombre de compression et d'expansion subies par les particules du milieu traversé en une seconde et qui a pour unité de mesure les Hertz (Hz) ou cycle par seconde [33]. Les sons possédant une fréquence de plus de 20 000Hz dépassent le spectre audible par l'oreille humaine (20 à 20 000 Hz environ) et sont donc appelés ultrasons [40]. Les fréquences les plus utilisées en échographie vétérinaire sont entre 2,5 et 10 Mhz [45].

Tableau X : Fréquence des ultrasons et profondeur d'exploitation [38]

Fréquence des ultrasons	Profondeur d'exploitation maximale
2.5-3.5 Mhz	>15 cm
5 Mhz	10 cm
7.5 Mhz	5-6 cm
10 Mhz	2-3 cm

- **Sa longueur d'onde (λ)** : qui correspond à la distance entre deux ondes sonores successives.

- **Sa vitesse de propagation (v)** : dans le milieu concerné qui est définie selon: $V = \lambda \times f$ [34].

Tableau XI : vitesse de propagation des ultrasons en fonction du milieu traversé [15].

Milieu	Vitesse de propagation
Air	330
Graisse	1440
Foie	1560
Rein	1560
Muscle	1570
Sang	1570
Os	4080

I.2. Production des ultrasons: effet piézoélectrique :

La production des ultrasons est basée sur l'effet piézo-électrique. Son principe repose sur la faculté de certains matériaux de transformer l'énergie électrique en énergie mécanique et vice-versa [10].

I.3 Interactions des ultrasons avec les tissus de l'organisme :

La surface séparant des milieux d'impédances acoustiques différentes s'appelle une interface acoustique [43]. Les lois de Descartes concernant la réflexion et la réfraction au niveau d'un dioptre y sont totalement applicables. La propagation de l'onde ultrasonore s'effectuant en ligne droite dans un milieu homogène, lorsque cette onde arrive à une interface acoustique, une partie se réfléchit (écho) tandis que l'autre se réfracte.

I.3.1. Réflexion

Elle est à la base du fonctionnement de l'échographie. La sonde échographique émet des ultrasons qui vont traverser un premier milieu à une vitesse V_1 , arrivant à un deuxième milieu d'une impédance Z_2 , une partie de ces ultrasons est réfléchi au niveau de l'interface et une partie est réfractée et va continuer sa course dans le milieu [43]. L'écho correspond à la partie du son réfléchi et qui est réceptionné par la sonde après un temps de latence, correspondant à son temps de déplacement dans le milieu concerné [10].

I.3.2. Réfraction

Lorsque le faisceau ultrasonore arrive sur une surface réfléchive avec un angle oblique (α), une partie du faisceau est réfléchi avec un angle de réflexion égal à l'angle incident. La partie transmise est déviée avec un angle qui dépend de la vitesse de propagation des 2 milieux concernés. Il s'agit du phénomène de réfraction [10]

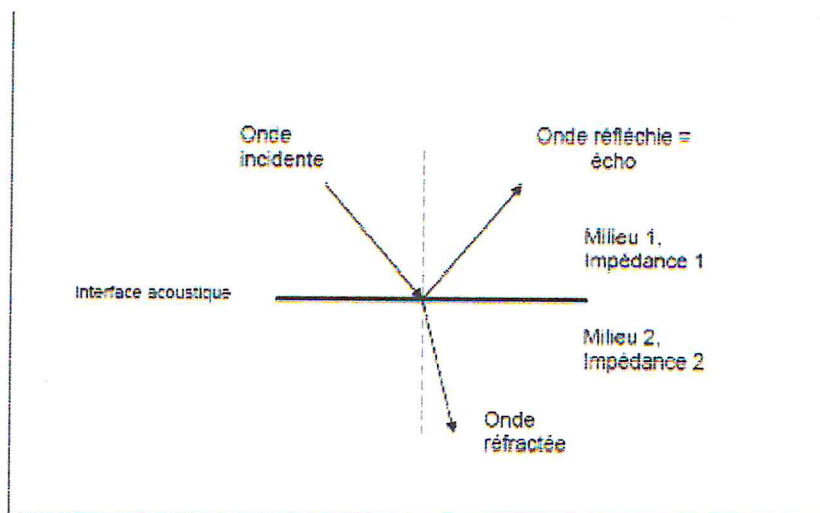


Figure 9 : Réflexion et Réfraction de l'onde ultrasonore incidente au niveau d'un dioptre [66].

I.3.3. L'atténuation :

L'onde ultrasonore perd de son énergie par réflexion d'interface [44].

Le faisceau ultrasonore perd donc de son énergie au fur et à mesure de sa pénétration dans les différents tissus. Cette atténuation dépend :

- De la distance parcourue par les ondes : l'intensité d'une onde décroît avec la distance parcourue. Ainsi deux interfaces identiques mais situées à des profondeurs différentes ne donneront pas le même écho.
- Du milieu de propagation : l'atténuation est beaucoup plus importante dans l'air et l'os que dans les tissus mous, et est très faible dans les liquides, qui sont de ce fait utilisés comme fenêtre acoustique.
- La fréquence des ondes : plus la fréquence augmente, plus l'atténuation augmente et donc plus la pénétration diminue [30,34].

Tableau XII: relation entre la fréquence de la sonde et la profondeur d'exploration [33].

Fréquence de la sonde en MHz	Profondeur d'exploration en cm
2.5	29
3.5	22
5	14
7.5	7

II. PRINCIPE ET FONCTIONNEMENT DE L'ECHOGRAPHE :**II.1. Principe de base : la transduction et construction de l'image échographique :**

La transduction est un phénomène permettant de transformer une énergie en une énergie de nature différente. Des éléments piézo-électriques (cristal de quartz, céramique) contenus dans la sonde de l'échographe ont cette faculté de transduction, l'énergie électrique est transformée alors en énergie mécanique de type vibratoire (énergie acoustique), ou inversement. Le même cristal piézoélectrique est utilisé à la fois pour émettre des ultrasons et pour transformer en courant électrique réfléchis et recueillis par la sonde et transmises à l'appareil. Les informations sont traitées par un logiciel complexe qui permet de déterminer la position et l'intensité de l'écho et de représenter l'image (ou le signal) pour être interprétée par l'opérateur selon le mode échographique [10,42].

II.2. les modes échographiques :

II.2.1. Mode A (amplitude)

Le mode A est le mode de représentation de l'image le plus primitif. Il consiste à afficher l'amplitude du signal recueilli par la sonde en fonction de la profondeur. Les « pics » d'amplitude dépendent de l'intensité de l'onde réfléchie. Un seul faisceau ultrasonore de direction constante est utilisé. Ce mode était autrefois utilisé en neuropathologie et en ophtalmologie [48].

II.2.2. Mode B (brillance)

Le mode B ou brillance est le mode de représentation le plus commun. Il s'agit de représenter l'intensité du signal non plus par une courbe mais par la brillance d'un point sur l'écran (figure 10). Plus le point est brillant, plus la réflexion des ultrasons a été importante et donc, plus l'écho est intense. 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 » [62].

II.2.3. Mode TM = Temps Mouvement

Ce mode consiste à faire défiler sur l'oscilloscope le mode brillance à vitesse constante le plus souvent horizontalement, et de gauche à droite. L'intérêt de ce mode réside dans l'étude des structures en mouvement (cardiologie). En effet, celles-ci apparaîtront comme des structures ondulantes à l'écran alors que les structures fixes apparaîtront comme des droites horizontales (figure 10) [42].

II.2.4. 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 (Figure 10) [34,62].

Les 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.

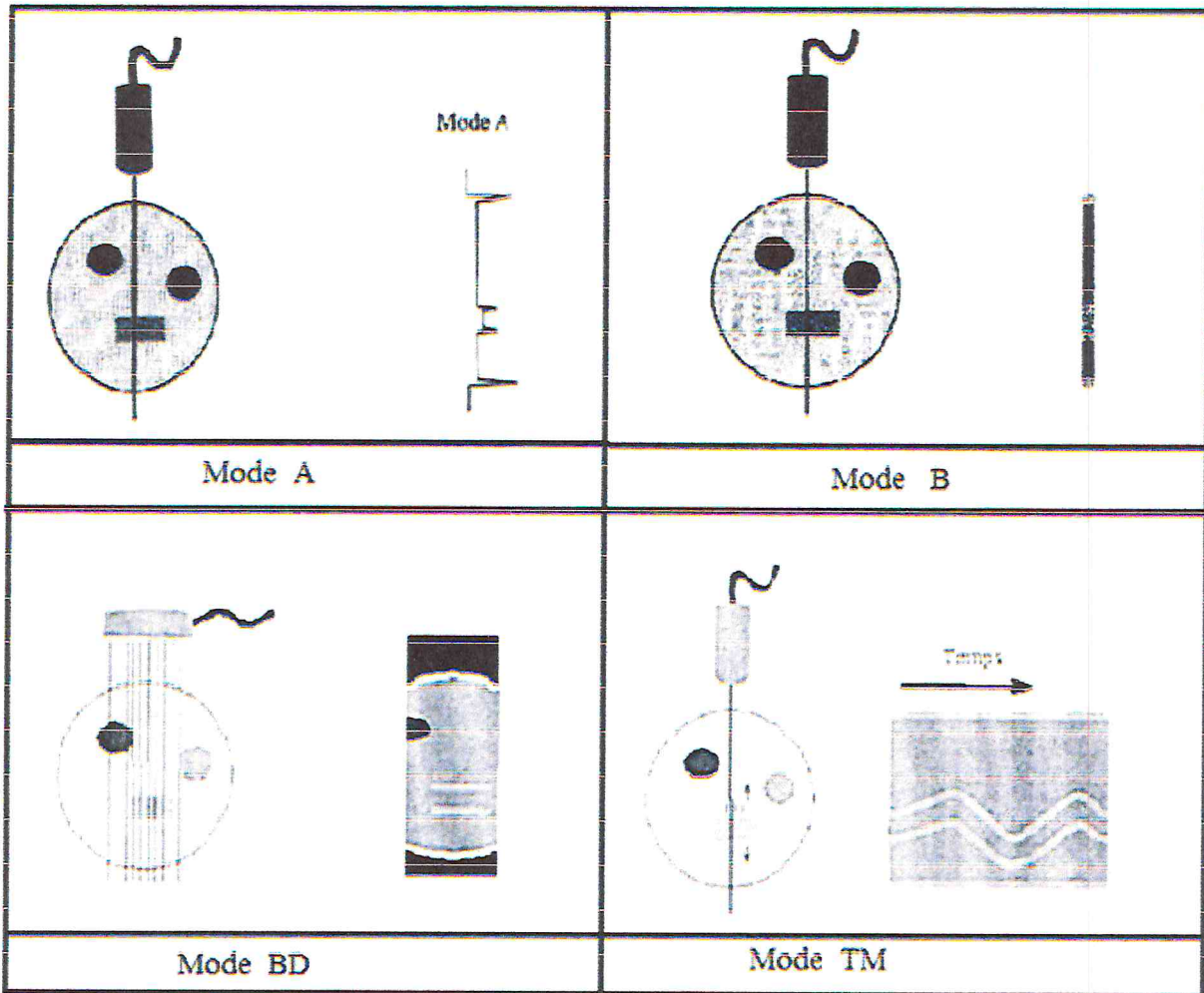


Figure 10: les modes échographiques [10].

III. LES TYPE DE SONDAS ECHOGRAPHIQUES :

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.

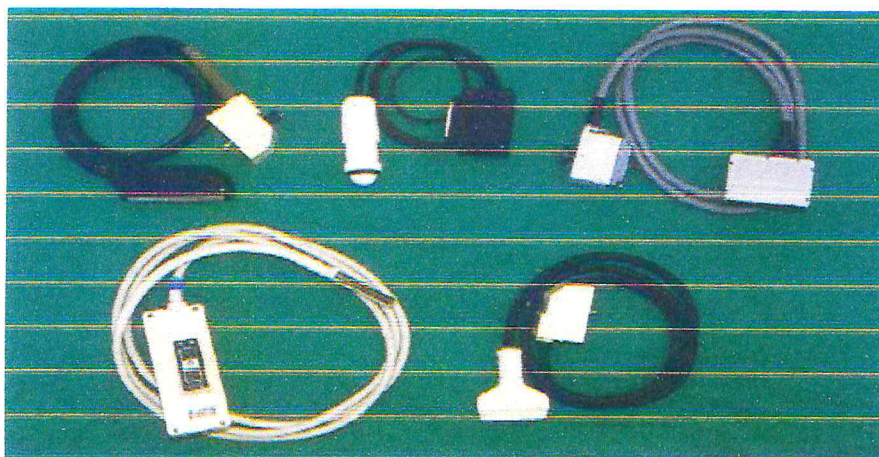


Figure 11: différentes types des sondes [32].

III.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.

Dans ce type de sonde, une faible surface de contact permet une grande surface d'exploration. Leur utilisation est donc privilégiée quand la fenêtre acoustique est réduite, c'est le cas de l'échocardiographie et de l'échographie abdominale où la fenêtre acoustique correspond à un espace intercostal [10,27].

Les sondes mécaniques ont un balayage sectoriel et donnent une image en cône (figure 12).

III.2. Sondes électroniques :

III.2.1. Sondes linéaires: Les cristaux sont juxtaposés côte à côte sur une longueur d'environ 10 cm. Ils sont excités électroniquement de proche en proche (Figure 12).

Les sondes linéaires présentent l'avantage d'explorer une grande longueur d'un seul coup et d'utiliser tous les ultrasons dans la même direction. Elles sont très utilisées pour l'examen des tendons et pour l'échographie par voie transrectale chez les grands animaux. En revanche, ce type de sonde est difficile à employer en échocardiographie et en échographie abdominale des carnivores [27].

III.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 (Figure 12).

Elles donnent à l'écran une image en cône comme les sondes sectorielles. Cependant, elles ont une plus grande surface de contact que ces dernières si bien que leur emploi reste difficile sur des chats et des chiens de petit format, sauf pour les sondes dites « microconvexes » dont la surface de contact est réduite [10,68].

Ce type de sonde est donc généralement utilisé pour l'échographie abdominale chez les chiens de grand format ou chez les veaux.

III.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. [41,68].



Figure 12: émission des échos selon le type de sonde [68].

IV. Qualité et traitement de l'image échographique :

IV.1. Pouvoir de résolution : Il correspond à la plus petite distance entre 2 points que l'appareil peut distinguer

IV.1.1. Résolution axiale : c'est l'aptitude de l'échographe à distinguer deux points situés sur un même axe [28,68]. Elle représente la distance minimale entre ces deux objets, situés dans le même axe que le faisceau ultrasonore, pour qu'ils apparaissent sur l'écran par deux images séparées.

La résolution axiale dépend essentiellement de la longueur d'onde : plus celle-ci est courte, plus la résolution axiale est grande, donc plus l'image est fine et de bonne qualité [39].

IV.1.2. Résolution latérale : c'est l'aptitude à distinguer deux points situés dans un plan perpendiculaire au faisceau ultrasonore [28,68]. Elle représente la distance minimale entre deux objets proches situés transversalement par rapport au trajet de l'onde ultrasonore, pour que ceux-ci apparaissent à l'écran par deux images distinctes.

La résolution latérale dépend essentiellement de la largeur du faisceau ultrasonore qui dépend à son tour de la fréquence de la sonde. Plus la fréquence est élevée, plus la largeur est grande et donc meilleure est la résolution latérale [12].

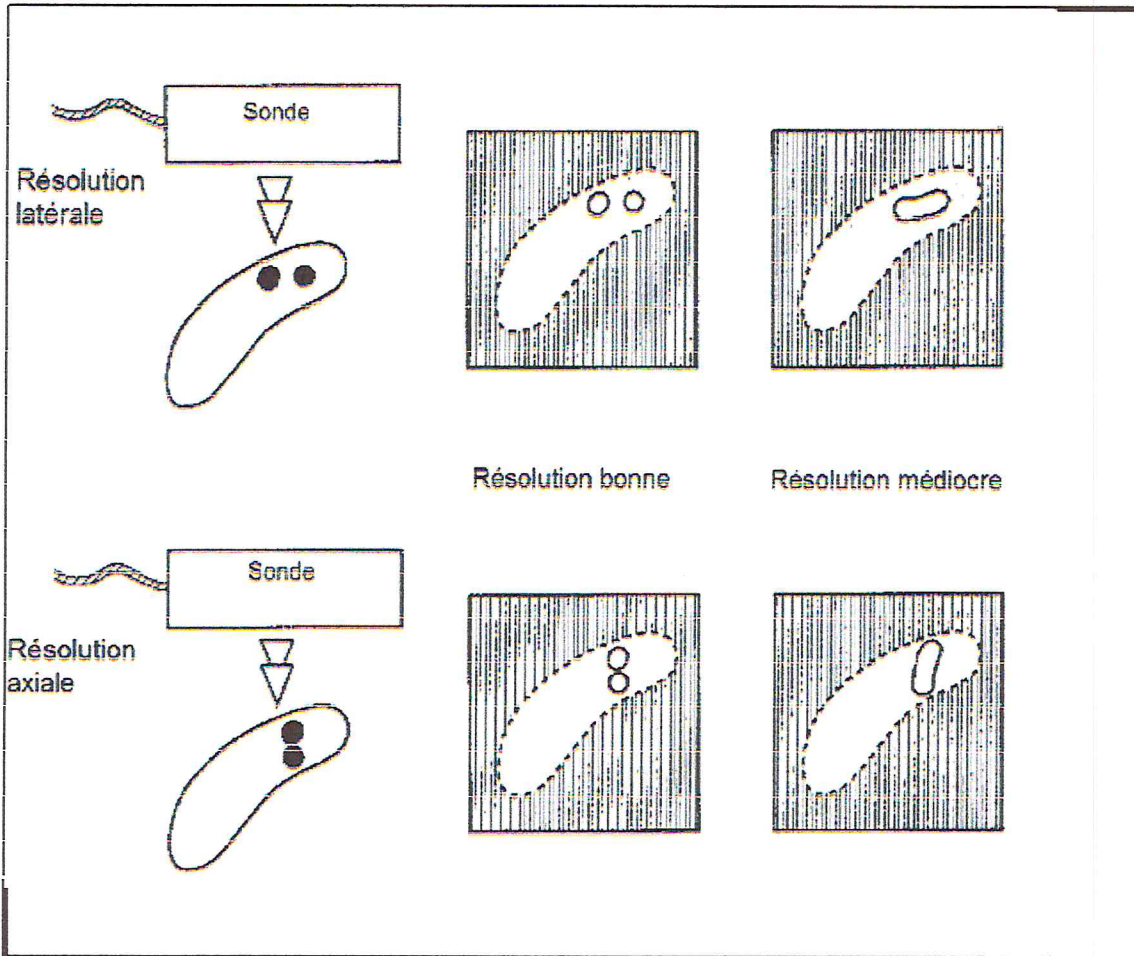


Figure 13: Résolution axiale et latérale [28].

IV.2. Echelle de gris : Les échographes auront dans leurs caractéristiques techniques, une échelle de gris plus ou moins étendue. Si cette échelle est suffisante, elle permettra de transcrire avec plus de nuances deux signaux d'amplitude voisine [33]. Cependant, une trop grande échelle de gris perdra en contraste. Il est donc nécessaire de trouver un équilibre.

IV.3. Réglage du gain : Les ultrasons captés par la sonde et analysés par l'appareil sont amplifiés. Cette amplification ou gain permet d'ajuster la brillance de l'image ultrasonore.

Gain général : Le gain général (ou gain total) correspond à l'amplification de l'ensemble des signaux électriques traduisant les échos. Il doit être réglé de manière à ajuster la brillance de l'image qui varie en fonction des structures examinées.

Tant que le gain est réglé trop fort, tant que l'image est blanche et vice versa [67].

Gain étagé : il est également appelé gain par niveaux ou T.G.C. (Time Gain Compensation) [43].

Le gain étagé assure l'amplification des signaux électriques des ultrasons avec possibilité de réglage différentiel suivant la profondeur d'exploration. Ainsi, le réglage du gain par niveaux permet de compenser l'atténuation des ultrasons en fonction de la profondeur d'exploration [65,67], dans le but d'obtenir une image homogène, équilibrée et lisible sur tout l'écran [10].

IV.4. Filtres : Ils permettent l'élimination de certains échos parasites, rendant ainsi l'image plus facilement lisible [33,66].

IV.5. Brillance : C'est un élément important dans l'obtention d'une image de qualité finale. En effet, une brillance trop importante privilégiera les échos forts aux dépens des échos de plus faible intensité [33,66].

IV.6. Contraste : Même s'il favorise le rendu des reproductions photographiques, il accentue la lisibilité mais cela au détriment des échos les plus faibles. Il sera donc à utiliser dans une juste mesure [33,66].

IV.7. Gel (freeze) :

Cette option offre la possibilité de faire un arrêt sur image permettant de mesurer certaines structures ou encore d'étudier plus longtemps une même image sans risquer de la « perdre » par un mouvement inconsidéré de l'opérateur ou de l'animal.

Certains échographes offrent par ailleurs, la possibilité d'enregistrer les images « gelées » sur une disquette, une carte mémoire comparable aux cartes des appareils photo numériques, ou encore possèdent des sorties vidéos qui permettront d'enregistrer les images à l'écran [33,66].

V. Interprétation de l'image échographique :

L'interprétation des images ultrasonores bidimensionnelles repose sur l'observation des structures d'échogénicité différente. L'échogénicité d'un tissu ou d'une interface est sa faculté à générer un écho [10]. On distingue :

- 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.

V.1. les images de contours :

On distingue :

- Les images d'interface : elles sont formées par la réflexion des ultrasons au niveau d'une interface acoustique ; Sur l'écran, elles se traduisent par des lignes échogènes entourant les organes, d'autant plus brillantes que le faisceau incident aborde l'interface perpendiculairement et que la différence d'impédance acoustique entre les deux milieux est importante [33].
- Les images de paroi et de cloisons : elles se traduisent là aussi par des lignes échogènes à l'écran, mais contrairement au cas précédent, elles sont visibles même si les deux milieux ont des impédances voisines [76].

V.2. Images tissulaires :

Les images tissulaires proviennent des échos de structure qui sont composés d'échos de faible amplitude correspondant à une réflexion 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 [10].

V.3. les images de liquides :

Les ultrasons traversant des liquides purs et homogènes (L'urine, le liquide amniotique, le sang, la bile et le liquide folliculaire) ne rencontrent pas d'interface. Ils sont donc anéchogènes (noirs) sur l'écran. [10,12].

Dans le cas de liquides non homogènes (pus, débris nécrotiques), les ultrasons vont rencontrer de multiples petites interfaces. Ces liquides apparaissent sur l'écran sous forme de plages anéchogènes (noires) piquetées de points échogènes (blancs) correspondant aux échos des particules en suspension [33,41].

V.4. - Images de tissus osseux et de calculs

L'os est un tissu à forte cohésion moléculaire avec une impédance acoustique élevée. Le tissu osseux apparaît 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. 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) [41].

V.5. Images de gaz :

Nous observons sur l'écran une image d'interface hyperéchogène suivie d'une zone anéchogène (cône d'ombre) [41].

Tableau XIII : Echogénicité des tissus en fonction de leur nature [71] :

Nature du tissu	Aspect	Exemples
Collections liquidiennes Homogènes	Anéchogènes (noirs) Renforcement de la brillance des interfaces plus profondes	Liquide sans particules solides en suspension : sang, liquide amniotique....
Tissus mous	Echogénicité très voisine	Tissu graisseux, muscles,...
Liquides non homogènes	Anéchogènes avec un renforcement postérieur quand le gain est élevé	Liquide contenant des particules : pus, ...
Tissus solides	Hyperéchogènes avec une atténuation postérieure	os
Tissus gazeux	Hyperéchogènes avec une atténuation postérieure	

VI. les 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 [37,44].

VI.1. Image en miroir : elle correspond à l'apparition sur l'écran de deux images identiques, symétriques par rapport à une ligne très échogène [10,37].

VI.2. 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 dessous de structures atténuant beaucoup les ultrasons (os, calculs, air) (Figure14) [37,63].

VI.3. Ombre acoustique de bord : est une zone anéchogène, vide d'écho. Cet artéfact est observé sur le bord des structures arrondies (Figure 14). 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 [37,44,63].

VI.4. Renforcement postérieur: Il se produit en présence d'une structure anéchogène (vessie, vésicule biliaire, kyste). Les ultrasons traversent sans atténuation la structure anéchogène et arrivent en nombre plus important qu'à proximité immédiate, où les ultrasons sont atténués par les structures abdominales (parenchyme hépatique par exemple). Les ultrasons étant plus nombreux, ils forment davantage d'échos, qui seront affichés sur l'écran en dessous de la structure anéchogène [37,44].

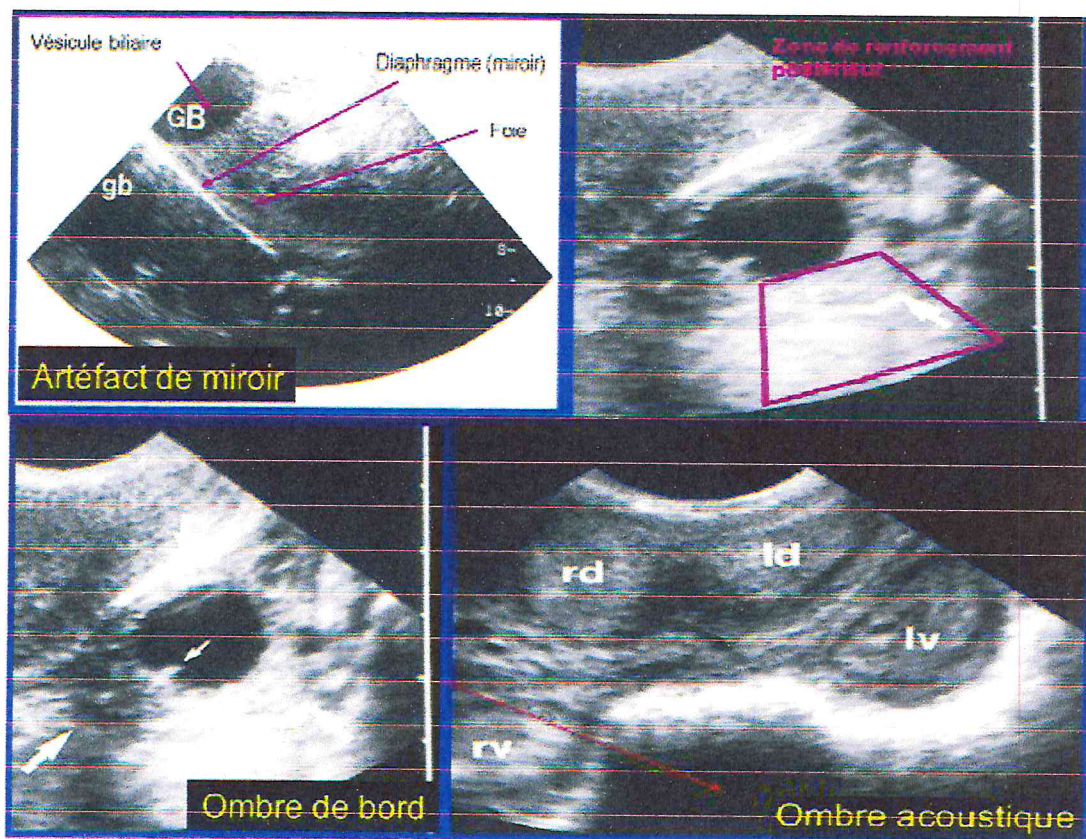


Figure 14 : les artefacts [32].

DEUXIÈME PARTIE :

ETUDE EXPÉRIMENTALE

I. BUT : Cette partie est consacrée à l'étude de l'utilisation de l'échographie pour l'exploration des structures ovariennes de femelle dromadaire en post partum.

Notre étude vise les objectifs suivants :

- Recherche et mesure des structures ovariennes.
- Suivi de l'évolution des vagues folliculaire.
- La reprise de l'activité ovarienne.

II. : lieu et période :

II.1. Lieu:

L'étude expérimentale a été réalisée au niveau de la station expérimentale de l'université de Saad Dahleb de Blida ; cette station à vocation pédagogique assure les différentes clinique et travaux pratique pour les étudiants de département des sciences vétérinaires.

La station entretient différentes espèces d'animaux pour les besoins cliniques, entre autres des dromadaires.

II.2. Période :

L'étude expérimentale a été réalisée durant la période de février à mai 2009.

La chamelle a été examinée durant le 8, 12, 15, 21, 24, 31, 35 et le 40^{ème} jour de post partum

III.MATERIELS ET METHODES :

III.1. MATERIELS :

III.1.1. Animaux :

L'étude a concerné six chamelles de race « Sahraoui », âgées entre 7 et 11 ans, achetées de la région d'El Oued et de Ghardaïa ; Ces chamelles sont présentes à la station expérimentale de département vétérinaire. Elles sont déparasitées (par l'ivermectine) et ne présentent aucune pathologie apparente, leurs poids varie entre 350 et 450 kg et recevaient une alimentation à base de foin, de vert et de concentré (5kg/j) avec un accès libre à l'eau.



Figure 15 : bâtiment des camelins



Figure 16 : cheptel camelin

III.1.2. Matériel d'imagerie :

➤ L'échographe :

Echographe est de type « ESAOTE Pie Médical », a sonde linéaire bifréquence 6-8 Mhz, avec un moniteur vidéo de 9 pouces, travaille sur secteur ou sur la batterie intégrée, et un support de disquette pour mémoriser les images et les annotations.

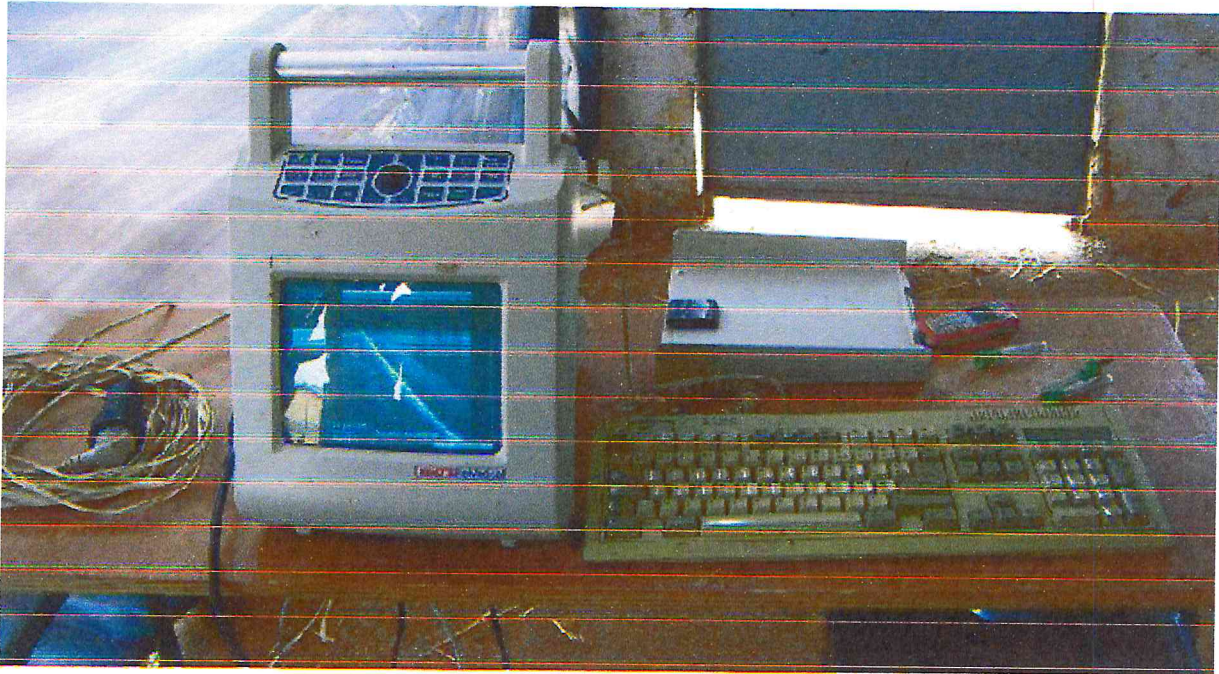


Figure 17 : Appareil échographe de type « ESAOTE Pie Médical » .

III.1.3. Autres instruments et produits :

➤ Instruments diverses :

- Câble rallonge d'électricité.
- Appareil photo numérique.
- Disquettes compatible pour ordinateur.
- Gants pour fouiller rectale (jetable à usage unique)
- Gel lubrifiant, éponges, savon et table de travail pour le matériel.
- Gel ultrasonore.
- Seringues stériles.
- Cordes.
- Téléphone portable .

➤ Produits pharmacologiques :

- Bétadine.
- Myorelaxant (Acépromazine).

III.2. Méthodes :

III.2.1. Contention de la chamelle :

La position naturelle de repos des grands camélidés est celle dite baraquée, l'animal étant placé en décubitus sternal, les membres repliés sous lui; le plus souvent, la mise en place d'un licol aboutit au baraquage de l'animal. Il est nécessaire d'ajouter au licol passé par un intervenant ou attaché sur un point fixe, le maintien d'un membre antérieur replié par un second intervenant. Le baraquage s'impose généralement spontanément dans ces conditions. Il suffit alors d'entraver les membres dès lors que la position est acquise pour empêcher le relevé au moment de l'intervention.

Une tranquillisation à l'acépromazine à une dose de 5 à 10 ml par voie intraveineuse, 10 minutes avant l'opération était indispensable pour maintenir l'animal calme lors de l'examen.

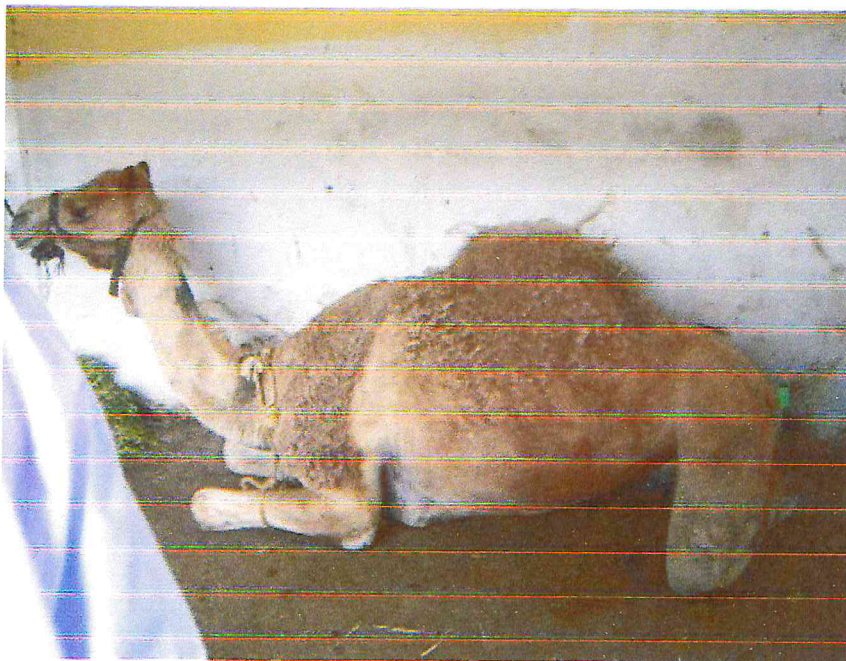


Figure 18 : contention d'une chamelle.

III.2.2. Exploration rectale :

L'examen trans-rectal permet de localiser les différents organes de l'appareil génital et d'éventuelles modifications anatomiques (variation de taille, consistance, forme, adhérences) liées à un processus physiologique ou pathologique.

L'opérateur s'équipe d'un gant d'exploration transrectale à usage unique, lubrifié au moyen d'un gel. Le rectum est vidé des crottins qu'il contient. L'examen de l'utérus commence par le col et le corps de l'utérus (taille, consistance, position), puis les cornes utérines (taille, position, consistance, symétrie); ensuite, l'examen des ovaires consiste à déterminer leur taille, position, nombre et les structures présentes (corps jaune, follicule).

Une fois l'examen terminé, on retire le bras et on vérifie l'absence du sang sur le gant.

L'exploration rectale est complétée par l'échographie.

III.2.3. L'échographie:

Au préalable, un réglage optimal de la fréquence, du contraste et des gains de l'échographe a pour but de baisser les artéfacts et les réverbérations indésirables pour avoir une image claire avec une bonne résolution, afin d'éviter toute erreur d'interprétation.

L'échographe est en marche la main est gantée; la sonde enduite de gel de contact était sous la main, les doigts gardés en cône et on introduit la sonde tout doucement par voie rectale.

Une fois dans le rectum, la sonde est maintenue dans le creux de la main et orientée de sorte que le côté émetteur soit dirigé vers le bas; on insiste à repérer la vessie qui est anéchogène (aspect sphérique noir), puis on déplace la sonde crânialement sur la totalité de l'utérus (le corps et les cornes); ensuite la sonde était glissée sur l'un des deux cornes utérine jusqu'à parvenir à l'ovaire; à ce niveau-là, on effectue un balayage sur toute sa surface dans le but de mesurer sa taille, ainsi le nombre et la taille des follicules existants sur sa surface.

Les follicules apparaissent comme des zones anéchogènes sphériques plus ou moins délimitées.

Après avoir obtenu une image plus claire, on procède à arrêter l'image en utilisant le bouton « freeze » de l'échographe ; puis on prend les mesures des structures visualisées en activant et en positionnant le curseur sur l'interface.

La taille des structures non sphérique est mesurée par faire la moyenne des deux plus grands axes, tout en mentionnant les données obtenues sur le bloc-notes.

L'échographe utilisé offre la possibilité d'enregistrer les images sur une disquette compatible pour ordinateur, cette option est applicable en appuyant sur le bouton « save ».

Une fois terminée la mesure d'une structure et l'enregistrement de l'image ; la touche « freeze » permet de reprendre l'échographie en désactivant l'option de geler l'image .

IV. RESULTATS ET DESCUSSION :

IV.1. les résultats :

Les résultats, cités ci-dessous, concernent six chamelles qui ont fait l'objet de notre travail. La taille moyenne et leur évolution des deux ovaires et les follicules dominants ont été intéressés par l'étude échographique.

Tableau XIV : Résultats d'examen de l'ovaire gauche

Date (jour en pp)	Echographie de l'ovaire gauche			
	Taille moyenne de l'ovaire en cm	Taille moyenne de follicule dominant en cm	Nombre de follicules observés	figure
8	3,6	0,65	7	21
12	3,75	0,69	7	22
15	4,6	1,20	6	23
18	4,9	2,7	-	24
21	5,8	2,9	-	-
24	4,6	1,35	6	25
28	4,6	-	-	-
31	3,9	0,63	6	26
35	3,6	0,68	6	-
40	4,3	1,08	-	27

Tableau XV: Résultats d'examen de l'ovaire droit.

Date (jour en postpartum)	Echographie de l'ovaire droit		
	Taille moyenne de l'ovaire en cm	Taille moyenne de follicule dominant en cm	Nombre de follicules observés
8	3,3	1,4	3
12	3,42	1,06	-
15	3,22	0,66	-
18	3,22	0,81	-
21	3,2	0,68	-
24	3,6	0,75	3
28	3,85	1,3	3
31	4,75	1,84	3
35	4,8	2,25	3
40	4	1,39	-

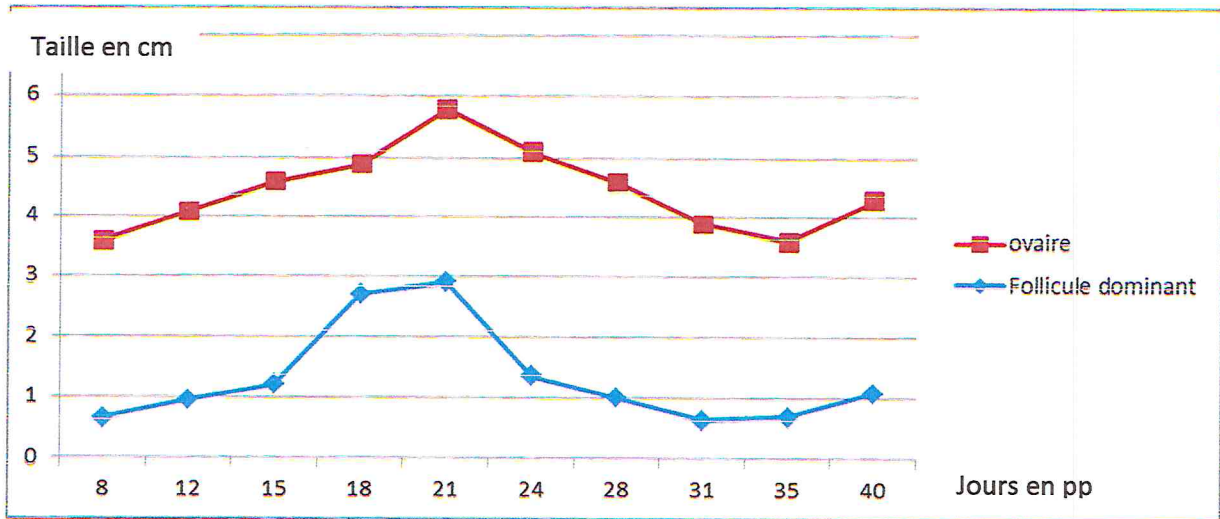


Figure 19: évolution de la taille de l'ovaire gauche et le follicule dominant en post partum.

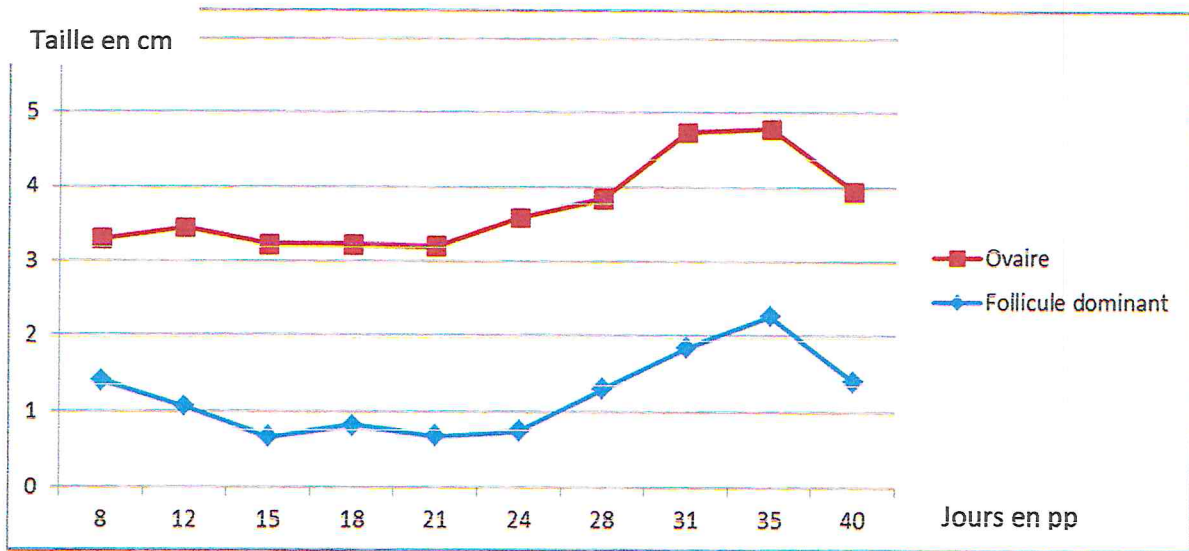


Figure 20 : évolution de la taille de l'ovaire droit et le follicule dominant en post partum.

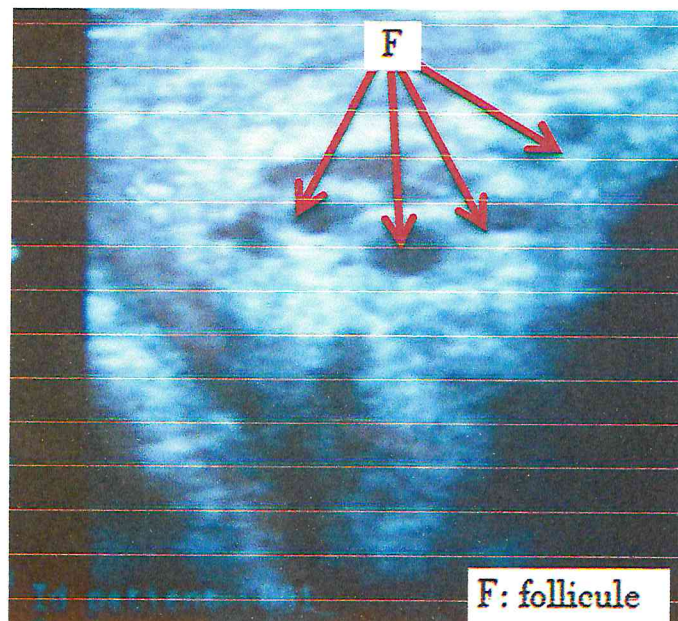


Figure 21 :j8 : des follicules en croissance sur l'ovaire gauche.

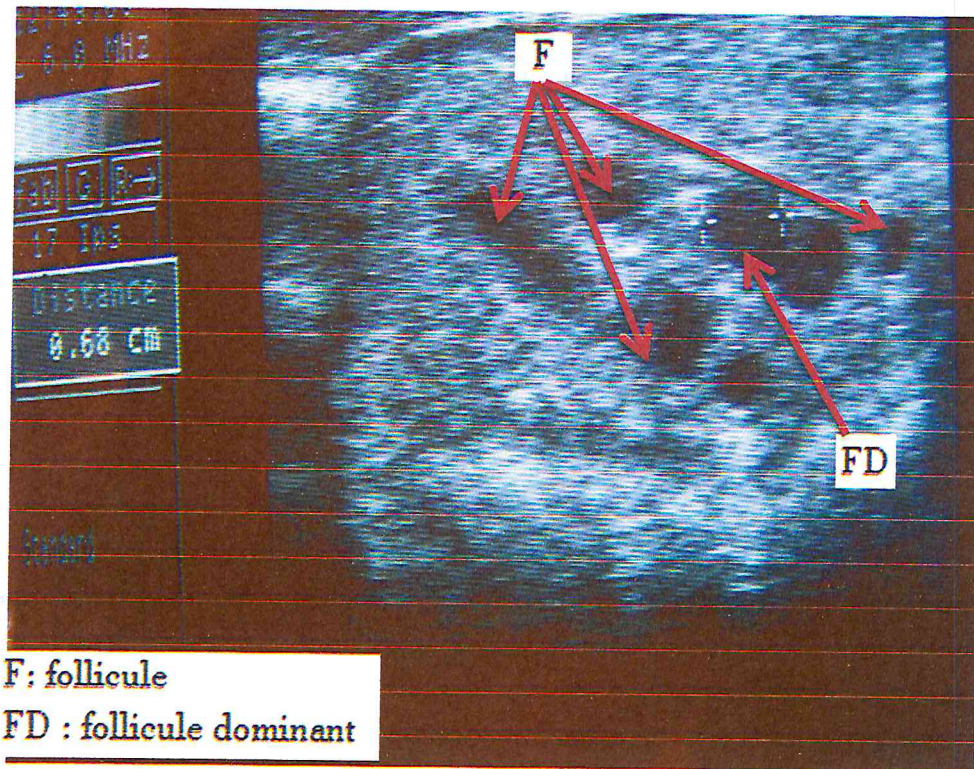


Figure 22 : j12 : début de l'établissement de la dominance.

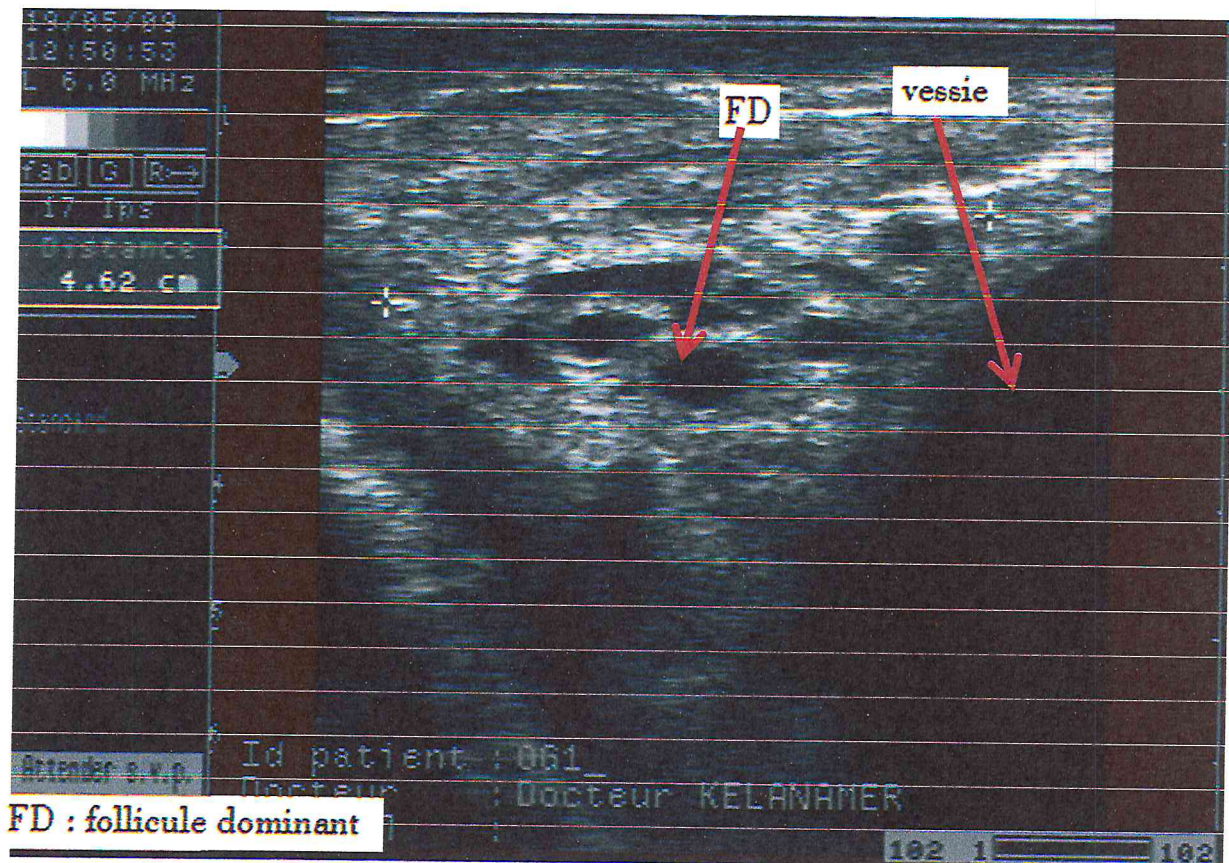


Figure 23 : j15 : la dominance de follicule l'ovaire gauche.

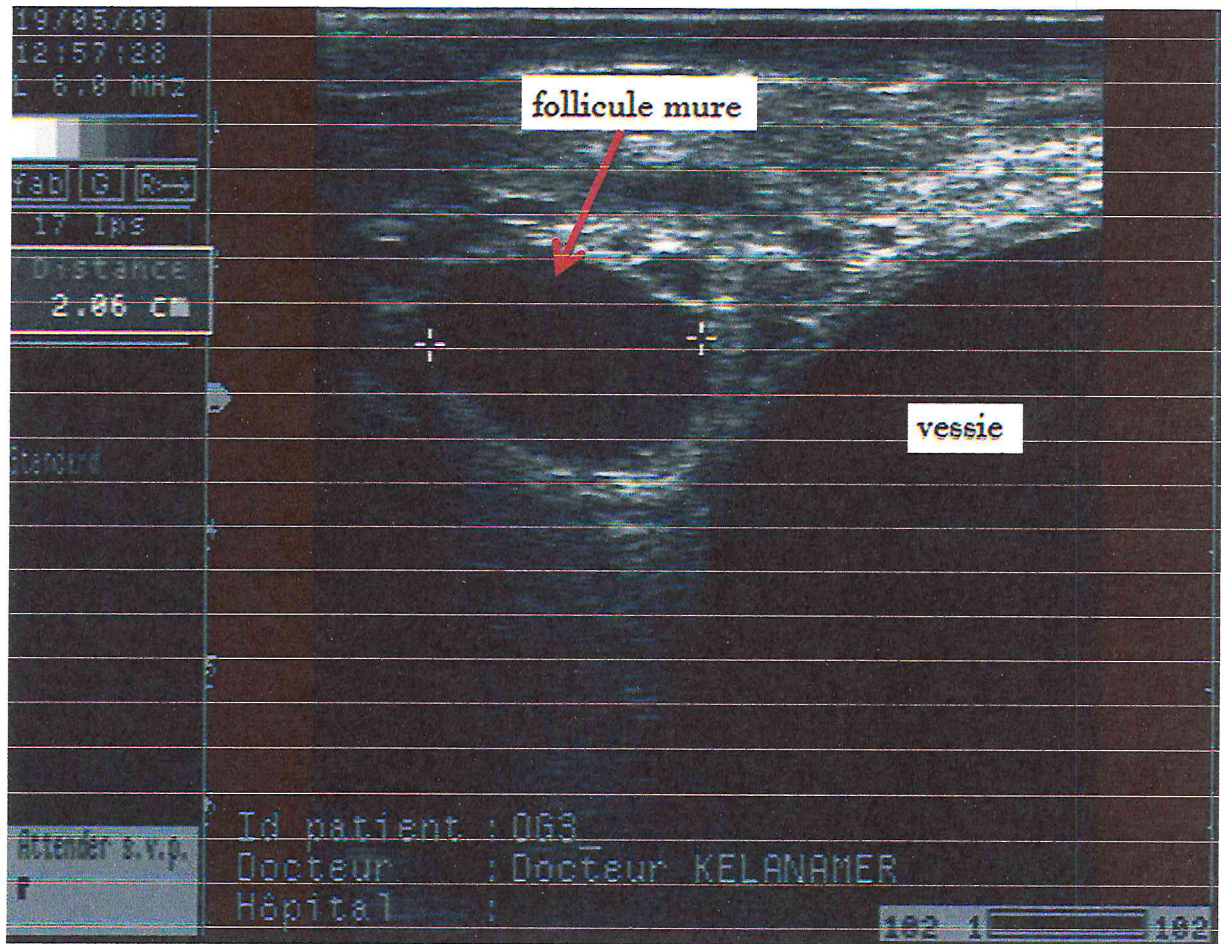


Figure 24 : j18 : follicule mure sur l'ovaire gauche.

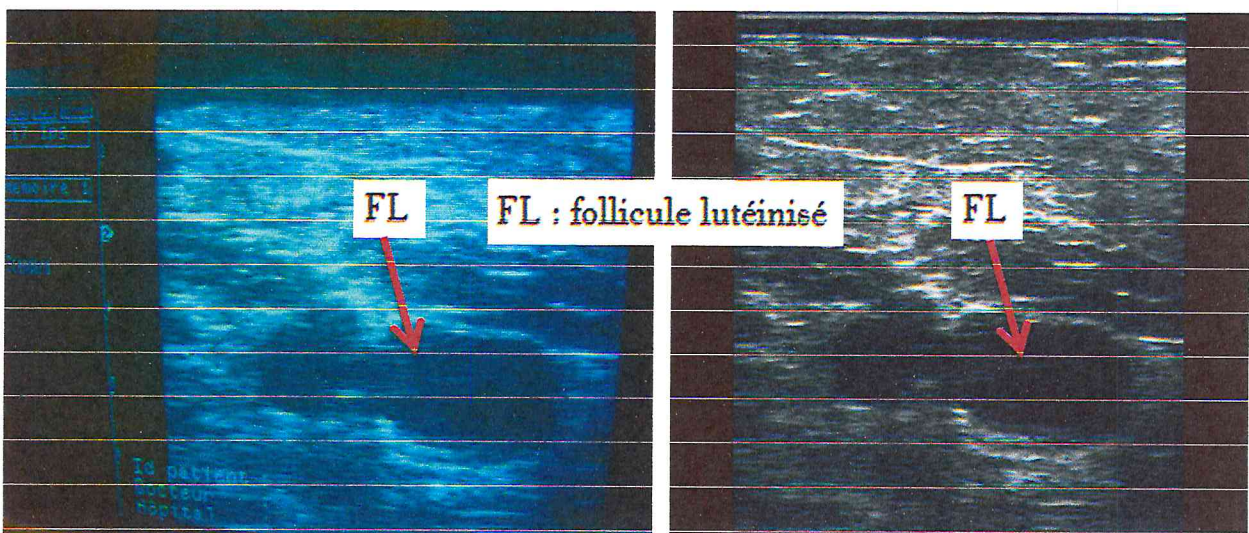


Figure 25 : j 24 : lutéinisation du follicule .

image de disquette.

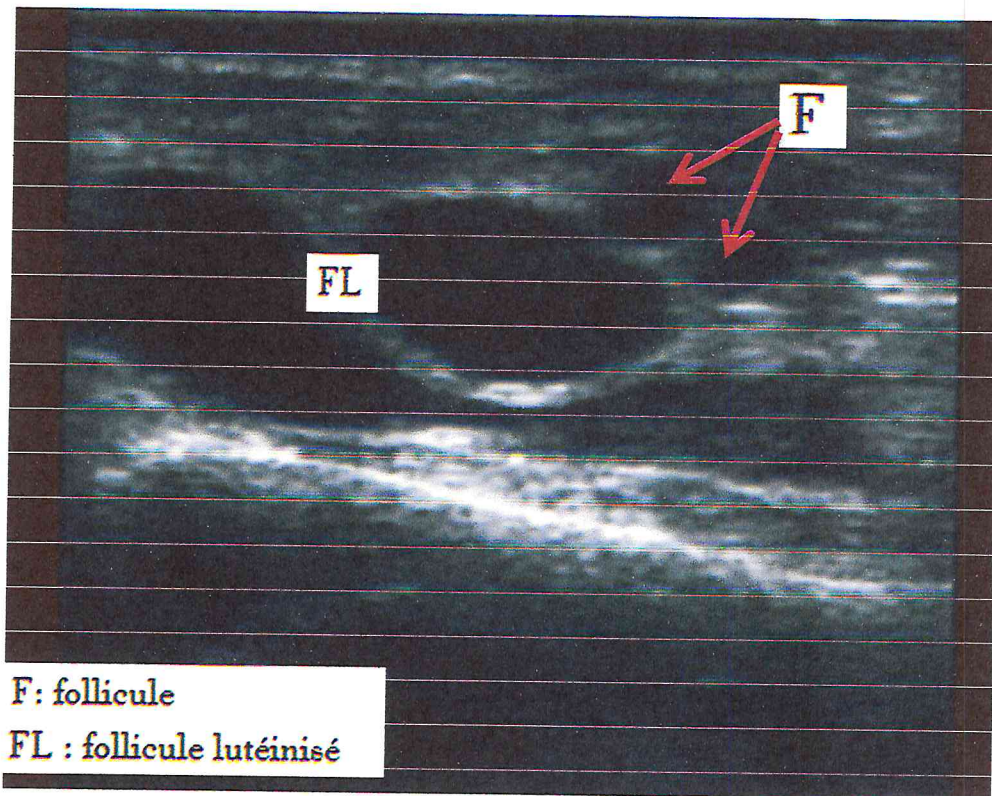


Figure 26 : j31 : follicule lutéinisé et l'émergence de 2 petits follicule.

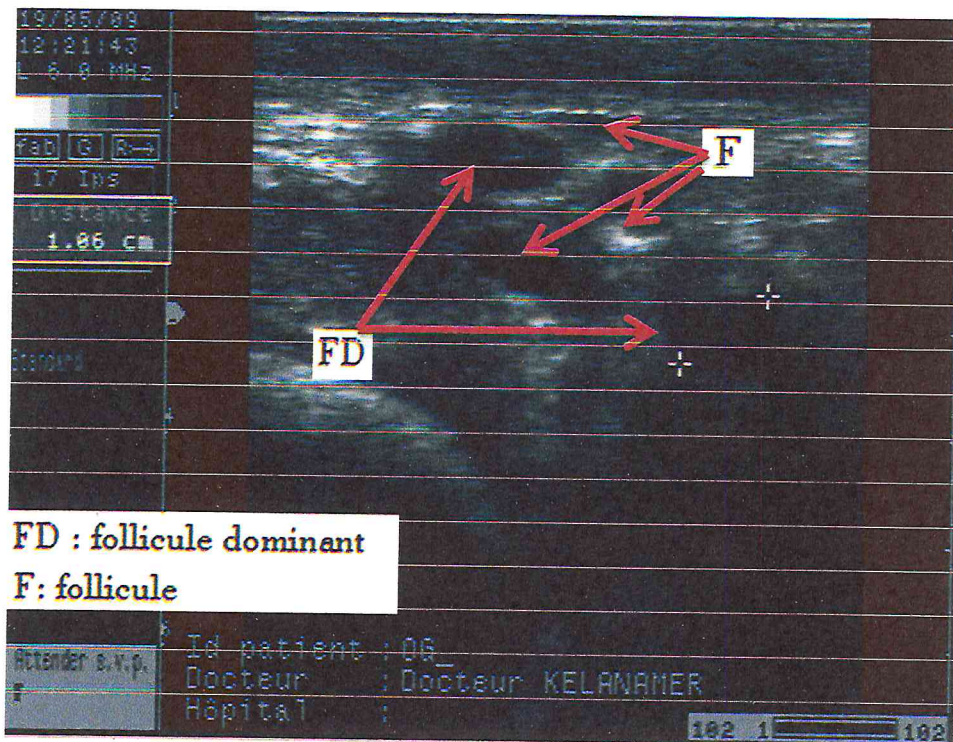


Figure 27 : j 40 : dominance de2 follicules de2eme vague avec 2 follicules en croissance.

Discussion :

L'échographie nous a permis de constater que les follicules apparaissent sur l'écran comme des zones foncées d'aspect plutôt sphérique anéchogène et entourées de tissu ovarien qui donne un fond plus grisâtre.

Les résultats de notre étude expérimentale, nous a permis de relever que les descriptions de l'ovaire et des follicules observées, concordent avec les mêmes structures énoncées dans la partie bibliographique.

La constatation tirée est que la taille de l'ovaire gauche est plus importante que celle de l'ovaire droit, même le nombre de follicules observés sur l'ovaire gauche est supérieur par rapport à ce qui est observés sur le droit.

Sur l'ovaire droit on remarque un diamètre folliculaire supérieur à 1 cm durant la première semaine, ce qui donne une sécrétion oestrogénique élevée, par contre sur l'ovaire gauche le diamètre folliculaire n'excède le 1 cm qu'après la deuxième semaine d'où l'évolution de follicules en croissance vers la maturation et la dominance.

La taille de l'ovaire varie en fonction des stades physiologiques; Ainsi il augmente proportionnellement avec l'augmentation de nombre et la taille des follicules

La vague folliculaire est une période qui sépare deux œstrus, elle se divise en quatre phases (l'absence folliculaire, la croissance, l'œstrus et l'atrésie folliculaire); la durée de cette phase est variable selon les auteurs et varie entre 20 et 35 jours [54,89,90], nos résultats d'étude concordent précisément à celle rapportés par Musa [54], bien que nous avons constaté que la durée de vague folliculaire est de 24 jours de la phase de croissance des follicules jusqu'à leurs atrésies.

La constatation tirée de cette étude montre que la vague folliculaire commence très précoce même avant le part, cette constatation coïncide avec celle rapportée par Slama [78].

Il en ressort aussi de cette étude que le follicule commence à excréter les œstrogènes lorsque sa taille atteint le 8 mm pour atteindre un taux maximal de 29 mm.

Nous n'avons pas observé un corps jaune en 8^{ème} jour, cette constatation montrée par l'étude de Slama [78].

CONCLUSION :

Dans le cadre de recherches sur l'activité ovarienne chez la femelle dromadaire en post partum, il est devenu important de savoir mesurer la taille des structures ovarienne par imagerie médicale.

Au terme de cette étude, on ressort que :

- ❖ Le dromadaire est une espèce à activité sexuelle saisonnière.
- ❖ La chamelle a la particularité d'avoir une ovulation provoquée, induite par l'accouplement ou le dépôt du sperme au niveau vaginal.
- ❖ L'âge moyen de puberté chez la chamelle est de 3ans.
- ❖ L'ovaire gauche est plus actif que l'ovaire droit.
- ❖ L'activité ovarienne est strictement folliculaire durant le cycle œstral.
- ❖ La croissance folliculaire débute même avant le part(reprise précoce de l'activité ovarienne).
- ❖ Au cours de première semaine du part, les formations ovariennes sont soit des corps jaunes de la précédente gestation, soit des follicules ou les deux à la fois.
- ❖ La taille d'un follicule dominant peut atteindre 29 mm.
- ❖ Les follicules qui ont plus de 25 mm de diamètre ne sont pas capable d'ovuler.
- ❖ La taille de l'ovaire variée de 3,6 à 5,8 cm selon la taille est le nombre des follicules existant sur sa surface.
- ❖ La durée de vague folliculaire est de 24 jours.
- ❖ Le chevauchement des vagues folliculaires est plus remarquable en phase de régression folliculaire.
- ❖ Le corps jaune gestatif peut régresser avant le 8^{eme} jour de post partum.

Recommandations :

A l'issue de cette étude nous recommandons :

- D'approfondir les recherches sur le dromadaire en faisant des suivis d'élevages et des enquêtes épidémiologique (paramètres de reproduction) en parallèle avec les études expérimentales afin de comparer les résultats finaux
- D'élargir l'étude à d'autres races et d'autres régions avec augmentation de l'effectif pour des résultats plus représentatifs.
- D'inciter l'usage des techniques d'imagerie pour les recherches concernant les parties internes des animaux d'élevage.
- D'établir des formations et d'enseigner les techniques de l'échographie pour les étudiants vétérinaires et les praticiens et la sensibilisation de l'importance de son utilisation.
- De signaler qu'une intégration solide de la science cameline dans les divers aspects (anatomie, physiologie, productions, reproduction et pathologie) est nécessaire dans la formation des étudiants vétérinaires, pour que cette espèce soit mieux valorisée et pour qu'elle prenne sa place réelle dans l'activité économique du pays.

RÉFÉRENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

Références :

1. **ABDELLAH O** , (1965) anatomical study of the genital system of the one humped camel I the ovaries .sud .J vet .Sci.anim – Husb .6,(41-52)
2. **ABDEL-RAHIM, S.E.A., EL-NAZIER, A.T.**, (1990). Factors affecting camel reproductive performance in the tropics. In: Saint-Martin, G. (Ed.), Proc. Workshop: “Is it Possible to Improve the Reproductive Performance of the Camel. CIRAD-EMVT, Paris, pp. 131–148.
3. **ANANYME 1** :http://fr.wikipedia.org/wiki/fichier:camelid_locations_and_migration.png
4. **ANANYME 2** :« <http://fr.wikipedia.org/wiki/Camelidae/index.pht?oldid=41559115> » (consulté le 02/12/2010 a 10:25h).
5. **ANANYME.3** :
www.ivis.org/continuin_education/short_courses_reproductio_camelids/female_anatomy/fig_1.asp (consulté le 14/01/2011)
6. **ANANYME 4** : (2006). Evolution des effectifs du cheptel de 1990 à 2005. Direction des statistiques Agricoles, Ministère de l'Agriculture, Algérie.
7. **ANONYME3** : http://www.ivis.org/advances/Camel_Skidmore/fig3.asp
8. **ARTHUR , G.H , NOAKES , D.E AND PEARSON , H** (1985) veterinary reproduction and obstetrics 5th edition .Bailliere et Tyndall(publ) Eastbourn, UK
9. **BARONE , R.**(1990): anatomie comparée des animaux domestiques .tome 4 splanchnologie II . appareil urogénital .2^{eme} édition , Vigot 75006 Paris
10. **BARTHEZ P.** (2001) : Imagerie médicale .Cours magistral de 1ère et 2ème année de 2e cycle.
11. **BONO, G., D.A. MOALLIM, A. COMIN, & J.M. AHMED.** (1990). Seasonal Effects on the Endocrine Reproductive Activity of the Dromedary Camels. “Proceedings of the Workshop “Is it Possible to Improve the Reproductive Performance of the Camel?” -Paris: 107-115.
12. **CARNIEL P.** (1987) . Données de base de l'échographie. Le Point Vétérinaire, 19, (105), 199-212.
13. **CHAVES M.G., ABA M., AGÜERO A., EGEY J., BERESTIN V., & RUTTER B.,** (2002).Ovarian folliculare wave pattern and the effect of exogenous progesterone on follicular activity in non-mated llamas. Animal Reproduction Science, 69 : 37-46.
14. **Chen, B.X., Yuen, Z.X.,** (1979). Reproductive pattern of the Bactrian camel. In: Cockrill, W.R. (Ed.), The Camelid. An All Purpose Animal, 1. Scan- dinavian Institute of African Studies, Uppsala, pp. 364–396.
15. **CHETBOUL V., POUCHELON J.L., TESSIER D., BLOT S ., COTARD J.P et al** (2005) . échographie et écho-doppler du chien et du chat. Paris Masson ; :3-12 ; 380-402
16. **DIOLI-M; SCHWARTZ-HJ; & STIMMELMAYR-R;** (1992). Management and handling of the camel. Camelus-dromedarius in Eastern Africa:-a-pictorial-guide-to-diseases-health-care (ed.); management-(Schwartz-M (ed.); Dioloi-M (Editors The-one-humped-camel-. , 62-154; many ref.
17. **DJANG KTF, HARUN BA, KUMI-DIAKA J, ET AL** (1988). Clinical and Anatomical Studies of the Camel (*Camelus dromedarius*)Genitalia. Theriogenology;30:1023-1031
18. **DRIANCOURT M.A.,** (1991). Follicular dynamics in sheep and cattle. Theriogenology. 35(1) : 55-79.
19. **DRIANCOURT M.A.,** (2001). Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals implications for manipulation of reproduction. Theriogenology, 55: 1211-1239
20. **EL WISHY AB** (1992). Functional morphology of the ovaries of the dromedary camel. In: Proceedings of the 1st Int Camel Conf Dubai, UAE. Allen . Higgins AJ, Mayhew IG, Snow DH and Wade JF Eds. Newmarket: R & W Publications; 149-154.

21. ELIAS E., COHEN D., (1986) .Parturition in the camel (*Camelus dromedarius*) and some behavioral aspects of their newborn. *Comp Biochem Physiol A.* ;84 (3):413-9. (Abstract pub med.)
22. ELWISHY A B (1987) reproduction in femel dromadery P 273- 297
23. ENNASIRRI. (1985). Activité folliculaire chez la chamelle non gestante (*Camelus dromedarus*). Thèse de Doctorat Vétérinaire, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat. Maroc
24. FARAK M., (1992) .Contribution à l'étude des performances de reproduction chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) : post-partum et productivité .Thèse de Doctorat Vétérinaire, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat. Maroc
25. FAYE, B. 1997. Guide de l'élevage du dromadaire. CIRAD-EMVT, Montpellier, première édition, 126 p.
26. FAYE, B., J. P JOUANY, J. P CHACORNAC ET M. RATOVONANAHARY. (1995). L'élevage des grands camélidés: analyse des initiatives réalisées en France. INRA prod. Anim. 8:3-17.
27. GINTHER O.J. (1995). Waves and Echoes. In: Ultrasound imaging and animal reproduction: Fundamentals. Book 1. Equiservices, Cross Plains, USA, 225 p., 27-36.
28. GODDARD P.J. (1995). Veterinary Ultrasonography. CAB international, Wallingford, 329 p.
29. HADDADA B. (1984). Le post-partum chez la vache laitière: Etude de l'activité sexuelle et des facteurs susceptibles de l'influencer. Thèse Doctorat vétérinaire. I.A. V Hassen 2, Rabat. Maroc.
30. HINKELDEY JA, HOPKINS S. Using ultrasonography in bovine reproduction.
31. HOMEIDA A.M., KHALIL M.G.R., & TAHA A.A.M., (1998). Plasma concentrations of progesterone, oestrogens, testosterone and LH- like activity during the oestrus cycle of the camel (*Camelus dromedaries*). *J. Reprod. Fert.* 83: 593-598.
32. HANZEN . Veterinary Ultrasonography (2008) Iowa State Univ. Vet. Communication
33. 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.
34. JAUDON JP, PERROT C, VIAUD F et CADORE (1991). Bases physiques, technologiques et sémiologiques de l'ultrasonographie médicale. *Point Vét.*, 23 (135), 11-18.
35. JOUANY, J. P. (2000). La digestion chez les camélidés ; comparaison avec les ruminants INRA Prod. Anim. 13 : 165-176.
36. KAYOULI, C., J.P. JOUANY, C. DARDILLAT, J.L. TISSERAND. (1995). Particularités physiologiques du dromadaire : conséquences pour son alimentation. *Options Méditerranéennes.* 13 : 143-155.
37. KIRBERGER R.M. (1995). Imaging artifacts in diagnostic ultrasound – A review. *Veterinary Radiology and Ultrasound*, 36, (4), 297-306
38. KRORRACHI A ET ALTHETEA H (2005/2006); Thèse : aspect échographique des ovaires chez les bovins locale Cheurfa et laitier de race améliorée. Université Saad Dahleb – Blida P 13-14
39. LEGRAND J.J. ET CARLIER B. (1981). Bases physiques de l'échotomographie. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 157, (7-8), 553-559.
40. LEVEILLE R, DIFRUSCIA R et BRETON L (1995). L'échographie en médecine vétérinaire. I. Rappel des principes techniques. *Méd. Vét. Québec*, , 25, 52-57.
41. LORiot N., MARTINOT S. ET FRANCK M. (1995) . Echographie abdominale du chien et du chat. Masson, Paris, 142 p.MADRPM.

42. MAI W, BEGON D et CHETBOUL V (1994). L'échographie en médecine vétérinaire canine et féline. Bases physiques et applications. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité fonctionnelle de radiologie, 1-17.
43. MAI W. (1999). L'image échographique : formation et qualité. Le Point Vétérinaire, 30, (201), 499-504.
44. MAI W. (1999). Les artéfacts de l'image échographique. Le Point Vétérinaire, 30, (202), 569-573.
45. MAILLAND-LAGRACE A. S. (2005) : Utilisation de l'échographie dans les omphalites des veaux. Thèse de Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon.
46. MARIE M, ANOUASSI A(1987) Induction of luteal activity and progesterone secretion in the non-pregnant one-humped camel (*Camelus dromedarius*). J Reprod Fert ; 80:183-192.
47. MARIE M, ANOUASSI A (1986). Mating-induced luteinizing hormone surge and ovulation in the female camel (*Camelus dromedarius*). Biol Reprod ; 35:792-798
48. MERCIER P. (1989). Echographie et gynécologie des femelles domestiques de rente. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, n°88, 74 p.
49. MERKTEL H ; RATH D ; MUSA B ; EL NAGGER H A. (1990) :reproduction in camels: a review FAO Rome
50. MINOIA P., M. MOSLAH G., M. LACALANDRA T., KHORCHANI, & ZARRILLI A., (1992). Induction of oestrus and management of reproduction in the female dromedary camel. Proc. 1st Int. Camel. Conf., Dubai UAE: 119-123.
51. MOBARAK AM, EL WISHY AB(1971). Uterus of the one-humped camel (*Camelus dromedarius*) with reference to rectal palpation. Indian J Anim Sci; 41:846-855
52. MOLASH, M.(1990) .L'amélioration de la productivité du dromedaire en Tunisie. In:Saint-Martin,G.(Ed.),Proc.UCDECWorkshop:"IsIt Possible to Improve the Reproductive Performance in the Camel?".CIRAD-EMVT, Paris,pp.225-238.
53. MONNIAUX D., MARIANA J.C., COGNIE Y., RBAHI F., MONGET P., MERMILLOD P., BRIL G., TOMANEK M., PISSELET C., CHUPIN D., POULIN N., BREBION P., BOSCH M., NICOLLE A., FONTAINE J., DURAND P.(1993). Contrôle de la maturation terminale des follicules au cours de la phase folliculaire chez les mammifères domestiques. Contracept. Fertil. Sex. 21(5), 403-407.
54. MUSA BE, ABUSINEINA ME(1978). The oestrus cycle of the camel (*Camelus dromedarius*). Vet Rec; 103:556-557.
55. MUSA BE, ABUSINEINA(1978). Clinical pregnancy diagnosis in the camel and a comparison with bovine pregnancy. Vet Rec ; 102:7-10
56. NICKEL , P , A SCHUMER ET E SEIFLERLE (1979).the viscera of the domestic animal. Urogenital system. Female genital organs. P: 351-391 . second edition
57. NOVOA, C., (1970). Review: reproduction in the camelidae. Reprod. Fertil. 22, 3-20.
58. OSMAN A (1967). Anatomical study of the female genital system of the one-humped camel (*Camelus dromedarius*). II – The oviducts. S J Vet Sci Anim Husb 1967; 8:67-77
59. OSMAN A.(1965). Anatomical study of the female genital system of the one-humped camel (*Camelus dromedarius*). I. The ovaries. Sci. J. vet. Sci. Anim. Husb., 6: 41-52.
60. OUMZAI, L.,(1996). Contribution à l'étude des modifications histologiques de l'endomètre au cours du post-partum chez la femelle du dromadaire . (*Camelus dromedarius*) Thèse de Doctorat Vétérinaire, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat. Maroc.
61. PANCHENAUT D., (1984), Projet de développement d'élevage dans Niger centre Est . Production cameline. Résultats Zootechniques IEMVT, maisons- Afort 213pp :163-175.
62. PENNINCK D. ET CUVELLIEZ S. (1985). Principes physiques et méthodes d'exploration échographique. Annales de Médecine Vétérinaire, 129, (6), 381-391.
63. PENNINCK D.G. (1995). Imaging artifacts in ultrasound.

64. **PIERSON R.A. & GINTHER O.J.**, (1984). Ultrasonography of the bovine ovary. *Theriogenology*, 21(3) pp: 495-504.
65. **Pierson R.A., Kastelic J.P. et Ginther O.J.** (1988). Basic principles and techniques for transrectal ultrasonography in cattle and horses. *Theriogenology*, 29, (1), 3-20.
66. **POLLET T** (1993). Contribution à l'étude de l'échographie embryonnaire et foetale chez les bovins. Thèse Méd. Vét., Lyon, , n°33.
67. **POWIS R.L.** (1998): *Ultrasound science for the veterinarian*. In: RANTANEN N.W., Mc KINNON A.O. (ed.), *Equine Diagnostic Ultrasonography*. Williams and Wilkins, Maryland, 677 p., 1-18.
68. **REEF V.B.** (1998): *Equine Diagnostic Ultrasound*. W.B. Saunders, USA, 560 p.
69. **SAINT-MARTIN, G., A. MAILLARD, F. ROY ET B.E. MUSA.** (1990). Performances de reproduction des camélins en milieu naturel : exemple d'une enquête dans le Butana, au Sudan. Allocution d'ouverture. Atelier peut-on améliorer les performances de reproduction des camélins ? Paris 10-12 Septembre 1990.
70. **SALTIN ET ROSE** (1994) *The racing camel*. Edition Acta-physiologica. Scandinavia. Stockholm.
71. **SEGOND A.**, (1995) *Le suivi de la gestation chez la chatte par la technique d'échographie*. Nantes: Faculté de médecine. 137.
72. **SENGER P.**, (2003). Puberty .128-143 :in pathways to pregnancy and parturition (II EDS)
73. **SGHIRI A.** (1988) .Evaluation des performances de reproduction d'un troupeau camélin à Laayonne (*Camelus dromedarius*). Thèse de Doctorat Vétérinaire, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat. Maroc.
74. **SHALASH M.R.**,(1985). Reproduction in camels. In: Conf. Animal Production in Arid Zones, ICAPAZ, Damascus, Syria, 7-12 Sept. 1985, p. 1118-1164.
75. **SHALASH, M.R.**, 1965. Somereproductive aspects in the female camel. *World Rev. Anim. Prod.* 4, 103-108
76. **SIGNAULT.** (1992): Diagnostic de gestation par échotomographie par voie rectale chez la brebis. Thèse de Doctorat Vétérinaire, Nantes, n°17,147 p.
77. **SKIDMORE J.A., BILLAH M., ALLEN W.R.**, (1996). The ovarian follicular wave pattern and induction of ovulation in the mated and nonmated one-humped camel (*Camelus dromedarius*). *J. Reprod. Fertil.*, 106: 185-192.
78. **SLAMA, H.; TAINURIER, D.; CHEMLI, J.; ZAIEM, I.; BENCHARIF, J.** (1999.) Involution utérine chez les femelles domestiques: etude comparee. *Revue de Médecine-Vétérinaire (France)*. (Oct 1999). v. 150(10) p. 779-790.
79. **Smuts MMS, Bezuidenhout RJ, Bezuidenhout AJ** (1987). *Anatomy of the dromedary*. Oxford: Univ Press; pp 230
80. **STEKLENEV EP**(1968). Anatomical-morphological characters and physiological functions of the oviducts in the genera Lama and Camelus. VI Congr Reprod Insem Artif Paris.
81. **STEWART H.J., MCCANN S.H.E., NORTHROP A.J., LAMMING G.E., FLINT A.P.F.** (1989). Sheep anti-luteolytic interferon cDNA sequence and analysis of mRNA levels. *J. Mol. Endocrinol.*, 2: 65-70.
82. **Tayeb M A F** (1950) : etude de l'anatomie de l'ovaire et du corps jaune de la chamelle. *Vet J.P.* 177-182
83. **TEFERA M, & GEBREAHF,** (2001). A study on the productivity and diseases of camels in eastern Ethiopia. *Trop Anim Health Prod.* 2001 Jul;33(4):265-274(abstract pub med)
84. **Tibary A, Anouassi A** (1996). Ultrasonographic changes of the reproductive tract in the female camel (*Camelus dromedarius*) during the follicular cycle and pregnancy. *J Camel Pract Res* ; 3:71-90

85. **TIBARY A. A. ANOUASSI , M. ADNANI., & A. SGHIRI.,(1994)** .Revelatory phase characterization in (*Camelus dromedarius*) and induction of ovulation. Proceedings of FIS conference in Niamey, Niger., January 17-21, 159
86. **TIBARY A., & ANOUASSI A.(1997)**. Management of camelidae: A Tibary. éd. Thenogenology in Camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II.. 459-476.
87. **TIBARY A., & ANOUASSI A. (1997)**. Pathology abd surgey of the reproductive tract and associated organs in the male camelidae : A Tibary. éd. Thenogenology in Camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II. 115-132.
88. **TIBARY A., & ANOUASSI A. (1997)** Reproductive disorders in the female camelidae : A Tibary. éd. Thenogenology in Camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II. 317-398.
89. **TIBARY A., & ANOUASSI A. (1997)**. Reproductive physiology in the female camelidae : A Tibary. éd. Thenogenology in Camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II.. 169-229.
90. **TIBARY A., & ANOUASSI A. (1997)**.Pathology and surgery ofthe reproductive tract and associated organs in the male Camelidae. In: A. Tibary, ed. Thenogenology m Camelidae anatomy. physiology, BSE. Pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II. :115-132.
91. **VALLET A.(1987)**. Les differents stades physiologiques de l'ovaire. B. T. I. A., 43: 4-11.
92. **VALON F. ET LEGRAND J.J. (1981)**. Les ultrasons : leur utilisation pour le diagnostic médicale des équidés. Pratique Vétérinaire Equine, 13, (2), 89-95.
93. **WILSON R.T.,(1989)**. Reproductive performance of the one humped camel empirical base R T .revue Elév. méd vét .pay trop. 42 (1) 117 -125.
94. **Wilson, R.T. (1989)**. The one-humped camel in the word. Options Méditerranéennes –Série Séminaires. 2 :15-17.
95. **XU , Y.S., GAC, Y.H. & ZENG , G.Q. (1990)**. Studies on the mechanism of ovulation in Bactrian camel, hormonal profile in semen with special emphasis on their relation to ovulation “Proceedings of the workshop Is it possible to improve the Reproductive Performance of the Camel?” - Paris: 17-24.
96. **YAGIL R (1986)** reproduction (chap II) in the disert camel , P 120-139
97. **YASIN, S.A., WAHID, A.A., (1957)**. Pakistan camels.Apreliminary survey. Agric. Pak. 8, 289–297.
98. **ZHAO X.X., (1994)**,Milk production of chinese bactrian camel(*camelus bactrianus*) *actes du colloque 1994, p101-106 bonnet p. (ed),1998 nouakchott, mauritanie*
99. **MUSA B.E., MAKAWI S.A. ; (1985)**. Involution of the uterus and the first post partum heat in the camel (*camelus dromedarius*). Conf. Anim. Prod. In Arid Zones, Damascus, sept.
100. **CHRIQUI, A. ; (1989)**. Conduite de l'élevage du dromadaire dans le sud marocain (Bilan et possibilités de l'amélioration). Thèse Doctorat vétérinaire. I.A.V Hassen 2, Rabat. Maroc.
101. **NAKRO A.M. ; (1994)**. Influence de l'allaitement sur certains paramètres de la reproduction chez la femelle du dromadaire et sur la croissance chez le chamelon. Thèse Doctorat vétérinaire. I.A.V Hassen 2, Rabat. Maroc.
102. **ELIAS E. (1990)**. Early weaning and postpartum conception in the one-humped camel (*camelus dromedarius*). Proceeding of workshop. Paris. France. 239-255.
103. **ZARROUK A., SOULEM O. ET BECKERS J.F. ; (2003)**. Actualités sur la reproduction chez la femelle dromadaire (*camelus dromedarius*). Revue Elev. Méd. vét. Pays trop. 56: 95-102.
104. **Kelanemer .R (2003)** : travail non publié (Algérie)