



République Algérienne Démocr
Ministère de l'enseignement Supé
Scientifique



347THV-1

Université SAAD DAHLEB – BLIDA
Faculté des Sciences Agro - Vétérinaires
Département des Sciences Vétérinaires

*Mémoire de fin d'étude pour l'obtention du diplôme
« Docteur vétérinaire »*

THEME

Contribution à l'étude des modifications histologiques
de l'endomètre chez chamelle en post partum

Présenté par :

- M^{elle} MENADI Samiha
- M^{elle} GHAZALI Samira

Date de soutenance :

08 /07/2010

Devant le jury :

-M ^{me} Boumahdi. Z	Maitre assistante USDB	Présidente
- Mr Dellali. R	Docteur vétérinaire	Examineur
- Mr Taibi	Maitre assistant USDB	Examineur
- Kelanamer.R	Maitre assistant USDB	Promoteur

Promotion 2009-2010

Remerciements

En premier lieu, je remercie Dieu tout puissant, qui m'a guidé tout au long de ce travail et rendu possible la réalisation de mon Projet de Fin d'Etudes.

Nous remercie en particulier,

Mme Boumahdi .z .Qui a bien voulu accepter la présidence de ce jury, qu'elle trouve modestement expression de mes sincères remerciements.

Messieurs Dellali. R, Taïbi qui ont bien voulu accepter d'évaluer notre travail et, être membres du jury, sincères remerciements.

Nous remercie vivement Dr RKELEENAMER, mon promoteur, qui m'a toujours aidé par ces précieux conseils, sa compréhension et sa patience.

Nous tenons a remercié vivement tous ce qui nous ont aidé a bien faire notre stage pratique au niveau de laboratoire de P.F.E de l'université SAAD DAHLAB -BLIDA- et au niveau de laboratoire d'anatomie pathologique de l'école nationale vétérinaire ALGER

Je remercie également tous les amis de ma promotion qui m'ont aidés directement ou indirectement à la réalisation de ce travail

... Merci à Tous et pour Tout.

Dédicace

C'est grâce à Allah, à lui seul la louange, que nous avons pu finir ce travail, et je tiens fermement à signaler que cette aventure nous a permis d'apprendre énormément de connaissances.

Comme je saisis cette occasion pour dédicé cette thèse à ma chère mère, mon paradis et ma joie, ma raison de vivre et la source de mes inspirations à mon père, ma fierté, ma force et ma gloire, sans vous mes parents je ne serai pas ici aujourd'hui à ma sœur : Atika honore et ma dignité à mes frères Kamel, Houari, Imad, Mustapha. Aux membres de ma famille maternelle et paternelle à mes tantes Salika et Fatima et Malika à mon binôme « Samira ».

Sans oublié mes amis : ma belle Assia, Fatima, Bakhta, Hadjira, Chakra, Bouhra.

Samira Menadi

DEDICACES

Ce travail qui marque la fin de mes études pour l'obtention de mon diplôme de docteur vétérinaire, c'est le moment pour moi de partager cette joie avec les êtres qui me sont les plus chers, dont beaucoup sont des guides pour la réussite de mes études.

Je dédie ce travail :

- *A mon très cher père qui grâce à ses sacrifices, je suis devenu ce qui j'ai toujours souhaité.*
- *A ma très chère mère, qui m'a soutenue durant toute ma vie grâce à son amour, son affection et sa patience.*
- *A mes frères : Djamel, Abd el kader, Ahmed, mohamed et Rachid.*
- *A mes sœurs qui ne cessent de s'inquiéter pour me voire heureux*
- *A toute ma famille.*
- *A mes amis : Imane, Yasmine, Amina, Sabrina, Zahra...*
- *A ma binome Samohe.*
- *A tout mes collègues de la promotion 2009-2010*

- Samira-

Résumé

Pour déterminer les principales modifications histologiques de l'endomètre chez la chamelle (*Camelus dromadarius*) en période du post-partum, 42 prélèvements de biopsies ont été prélevés au niveau utérin chez 06 femelles en post-partum dans la station expérimentale de l'université Saad Dahleb de Blida. Ces biopsies ont été réalisées à partir de 3^{ème} jour post-partum. Chaque prélèvement est précédé par une palpation transrectale décrivant l'état de l'utérus et des ovaires.

Les résultats obtenus indiquent que la régénération de l'épithélium de surface est complète au 21^{ème} jour post-partum ce qui concordent avec ceux de l'examen gynécologique qui montrent une matrice ramassable, localisé dans la cavité pelvienne.

Les glandes utérines augmentent en nombre et en taille, leur régénération se fait à partir du 5^{ème} jour post-partum.

La vascularisation connaît à son tour un développement important en nombre et en taille à partir du 10^{ème} post partum.

La technique de biopsie utilisée a apporté des résultats satisfaisants toutefois, elle doit être complétée par une étude bactérienne et éventuellement par des échographies.

Mots clés : Chamelle, post partum, utérus, histologie, biopsie utérine.

Summary

To determine the main histological changes of the endometrium in the camel (*Camelus dromadarius*) during the postpartum period, 42 biopsy samples were collected at 06 uterine post partum females in the experimental station of the University Saad Dahleb Blida. These biopsies were performed from 3rd day post partum. Each sample is preceded by transrectal palpation describing the condition of the uterus and ovaries.

The results indicate that regeneration of surface epithelium is complete in the 21st day post-partum that are consistent with those of the pelvic examination that show picked up a matrix, located in the pelvic cavity.

The uterine glands increase in number and size, regeneration occurs from the 5th day postpartum.

The vascular known to turn a significant development in number and in size from the 10 th.

The biopsy technique used gave satisfactory results; however, it must be complemented by a bacterial and possibly by ultrasound.

Keywords: Camel, post partum, uterine, histology, uterine biopsy.

ملخص

من اجل تحديد التغييرات النسيجية الأساسية لبطانة الرحم عند أنثى الجمل في مرحلة ما بعد الولادة , أخذت عدة جزعات رحيمة من رحم 6 ناقات بعد الولادة في المحطة التجريبية لجامعة سعد دحلب بالبيدة .

هذه العينات أخذت ابتداء من اليوم الثالث بعد الولادة قبل الخزعات الرحيمة,نقوم باختبارات حينيكلوجية لنأخذ الوصف الكامل للرحم و المبيض

النتائج المحصل عليها تشير إلى أن جدار الرحم يتجدد كليا في اليوم 21 بعد الولادة و الذي يتوافق مع ما حصلنا عليه بالاختبارات الحينيكلوجية .

الغدد الرحيمية تكبر حجما و عددا,و تعود إلى حالتها الطبيعية في اليوم

5 بعد الولادة, الأوعية الدموية تعرف بدورها ارتفاعا في العدد و الحجم ابتداء من اليوم 10 بعد الولادة .

التقنية التي استعملت أعطت نتائج مرضية ,لكن يجب ان تكمل بدراسة بزراعة بكتيرية و بأخذ صور ايكوغرافية

Liste des tableaux

Titre	page
Tableau I : Classification du dromadaire.....	02
Tableau II : Répartition des effectifs national par région.....	04
Tableau III : Répartition du cheptel camelin par aire de distribution géographique.....	04
Tableau IV : La taille de l’ovaire chez la chamelle selon différents auteurs.....	09
Tableau V : Ages de puberté et de la mise à la reproduction chez la femelle du dromadaire d’après différents auteurs	13
Tableau VI : Saison de reproduction chez la femelle du dromadaire d’après différents auteurs	14
Tableau VII : Durée des chaleurs selon différents auteurs.....	16

LISTE DES FIGURES

Titre	page
Figure N°01 : Camelus dromadarius.....	02
Figure N°02 : La race Châambi	05
Figure N°03 : La race Targui	06
Figure N°04 : La race Reguibi.....	06
Figure N°05 : Tractus génital camelin.....	07
Figure N°06 : ovaire du camelin.....	08
Figure N°07 : Structure histologique de l'endomètre de la chamelle	12
Figure N°08 : chevauchement.....	16
Figure N°09 : Relâchement des ligaments	17
Figure N°10 : Expulsion du fœtus	18
Figure N°11 : La délivrance	19
Figure N°12 : La matrice de la chamelle après le part.....	20
Figure N°13 : Pince à biopsie.....	24
Figure N°14 : Prélèvement de biopsie.....	26
Figure N°15 : Prélèvement fixé.....	27

Liste des figures

Figure N°16 : Prélèvement dans une cassette	27
Figure N°17 : Ruban de coupes sur le Microtome <i>Leica 1510</i>	28
Figure N°18 : Etalement et collage des coupes sur lames gélatinées.....	29
Figure N°19 : Montage définitif (Collage des lamelles)	30
Figure N°20 : Muqueuse utérine de la chamelle au 3 ^{ème} jour post partum.....	31
Figure N°21 : La muqueuse utérine de la chamelle du 5 ^{ème} au 7 ^{ème} jour post partum.....	33
Figure N°22 : la muqueuse utérine de la chamelle du 8 ^{ème} au 10 ^{ème} jour post partum.....	33
Figure N°23 : la muqueuse utérine de la chamelle du 11 ^{ème} au 14 ^{ème} jour post Partum.....	35
Figure N°24 : Chorion de la muqueuse utérine de la chamelle du 11 ^{ème} au 14 ^{ème} jour post partum.....	35
Figure N°25 : la muqueuse utérine de la chamelle du 15 ^{ème} au 17 ^{ème} jour post jour post partum.....	36
Figure N°26 : la muqueuse utérine de la chamelle du 18 ^{ème} au 21 ^{ème} jour post jour post partum.....	38

Liste des abréviations

Avr	:	Avril
Cm	:	Centimètre
Déc	:	Décembre
ECP	:	Epithélium cylindrique pseudostratifié
ECR	:	Epithélium complètement régénéré
EPR	:	Epithélium peu régénéré
Fév	:	Février
Gr	:	Gramme
GU	:	Glandes utérines
Juil	:	Juillet
Kg	:	Kilogramme
M.A.D.R	:	Ministère de l'agriculture et développement rural
Mn	:	Minute
ml	:	Millilitre
Mm	:	Millimètre
NF	:	Noyaux de fibroblastes
Nm	:	Nanogramme
Nov	:	Novembre
Oct	:	Octobre
Sec	:	Second
Sep	:	Septembre
VS	:	vaisseau sanguin

Sommaire

Introduction	01
Partie bibliographique :	
Chapitre I : Notion générale sur le dromadaire	
I.1.Définition.....	02
I.2.Classification.....	02
I.3.Spécificités de l'espèce.....	03
I.4.Le dromadaire en Algérie.....	03
I.4.1. Effectif.....	03
I.4.2. Répartition du cheptel national.....	03
I.4.3. Les races existants en Algérie.....	05
Chapitre II : Etude anatomophysiologique de l'appareil génitale femelle	
II.1.Anatomie de l'appareil génitale femelle.....	07
II.1.1.Les ovaires.....	07
II.1.1.1.Situation.....	07
II.1.1.2.Morphologie.....	08
II.1.1.3.Moyens de fixité.....	08
II.1.1.4.Poids et taille.....	08
II.1.1.5.Structure de l'ovaire.....	09
II.1.1.5.1.Follicule de Degraaf.....	09
II.1.2.L'oviducte.....	09
II.1.3.L'utérus.....	09
II.1.3.1.Col de l'utérus.....	10
II.1.3.2.Corps de l'utérus.....	10
II.1.3.3.Cornes de l'utérus.....	10
II.1.4.Vagin.....	11
II.1.5.Vulve.....	11
II.1.6.Clitoris.....	11

II.2. La structure histologique de l'appareil génital femelle.....	11
II.2.1. Les ovaires.....	11
II.2.2. Oviducte.....	11
II.2.3. L'utérus.....	12
II.2.3.1. La séreuse.....	12
II.2.3.2. Musculeuse ou myomètre.....	12
a-Couche supérieure ou longitudinale.....	12
b-Couche moyenne.....	12
c-Couche profonde ou circulaire.....	12
II.2. 3.3. La muqueuse ou l'endomètre.....	12
a- L'épithélium.....	13
b- Le chorion de la muqueuse.....	13
c- Les glandes utérines.....	13
II.3. Physiologie de la reproduction	13
II.3 .1. Puberté.....	13
II.3.2. Saison sexuelle.....	14
II.3.3. Le cycle sexuel	14
II.3.3.1. La durée du cycle sexuel.....	15
II.3.3.2. L'œstrus.....	15
II.3.3.2.1. Durée de chaleurs.....	15
II.3.3.2.2. Signes de chaleurs.....	15
a- Signes comportementaux.....	16
b- Signes cliniques.....	16
II.3.4. Gestation.....	17
II.3.4.1. Durée.....	17
II.3.4.2. Lieu de gestation.....	17
II.3.5. Parturition.....	17
II.3.5.1. Signe prémonitoire du part.....	17
II.3.5.2. Etapes de la mise-bas.....	17

II.3.5.2.1.Phase de préparation.....	18
II.3.5.2.2.Phase d'expulsion du fœtus.....	18
II.3.5.2.3.La phase d'élimination des membranes fœtales.....	19
II.4.Post partum et l'involution utérine	19
II.4.1.Définition.....	19
II.4.2.Mécanisme	19
II.4.3.Profil de progestérone.....	19
II.4.4.Modifications morphologiques.....	20
II.4.4.1.Réduction de la taille de l'utérus.....	20
II.4.4.2 .Elimination des lochies.....	21
II.4.5.Reprise de l'activité ovarienne.....	21
II.4.6.Intervalle mise-bas premières chaleurs.....	21
II.4.7.Modifications histologiques comparées.....	22
II.4.7.1.Chez la chamelle.....	22
II.4.7.2.Chez la vache.....	22
II.4.7.3.Chez la jument.....	22
Partie expérimentale	
• Objectif de l'étude.....	24
• Lieu d'étude	24
• Durée d'étude.....	24
MATERIEL ET METHODE	
I.Matériel expérimental	24
I. 1. Matériel biologique	24
I. 2. Matériel non biologique.....	24
I. 2.1.Matériel de palpation transrectale.....	24
I. 2.2.Matériel de biopsie	24
I.2.3. Matériel de la préparation histologique	25
II. Méthodes	25
II. 1 .Palpation transrectale.....	25

II. 1.1. Contention de l'animal	25
II. 1.2 Examen gynécologique	25
II. 2. Prélèvement de biopsie	25
II.2.1. Protocole de biopsie.....	25
II.2.2. Prélèvement de biopsie.....	25
II.3. Méthode de préparation histologique	26
II.3.1. Fixation des échantillons.....	26
II.3.2. Préparation des blocs de paraffine.....	27
II.3.2.1. Déshydratation	27
II.3.2.2. Imprégnation en paraffine.....	28
II.3.2.3. Inclusion à la paraffine	28
II.3.2.4. Confection et étalement des coupes.....	28
II.3.2.5. Coloration des coupes.....	29
II.3.2.5.1. Déparaffinage et réhydratation des coupes.....	29
II.3.2.5.2. Coloration à l'hémalum éosine.....	29
II.3.2.5.3. Montage des coupes.....	29
II.3.2.5.4. Observation et prise de photos.....	30
RESULTAT	31
DISCUSSION.....	39
CONCLUSION	41
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	42

INTRODUCTION

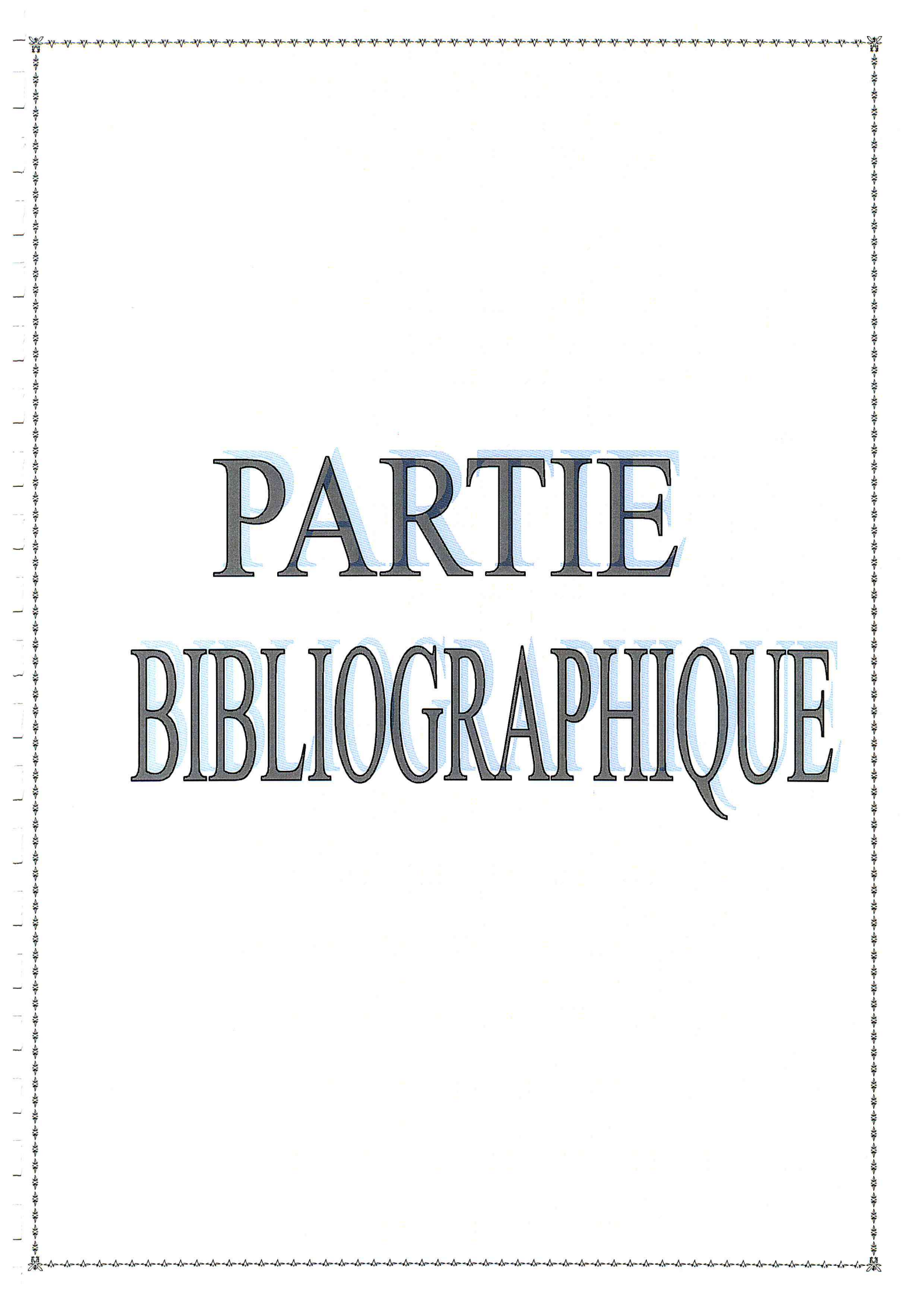
INTRODUCTION

Les études entreprises sur la reproduction chez la chamelle restent peu en comparaison à celle réalisées sur les autres espèces animales, malgré un effectif national camelin estimé 286670 têtes (M.A.D.R, 2006) le dromadaire est peu connu.

Malgré le rôle important joué par ce dernier dans la vie socio-économique de la population saharienne, les performances zootechniques chez cette espèce sont faibles

En l'âge de la mise à la reproduction est de 3 à 4 ans (Wilson, 1986). Un faible taux de fécondité, anoestrus post partum long, toutefois les conditions (l'alimentation, l'abreuvement) défavorable dans le milieu désertique peut expliquer en partie ces performances

Pour bien maîtriser ces éléments qui contribuent au développement de l'élevage camelin, la connaissance de base sur la physiologie de la reproduction est indispensable surtout en ce qui concerne la physiologie en post partum d'où l'intérêt de notre travail qui contribue à la connaissance des modifications histologique de l'endomètre en post partum a fin de préciser le moment de l'involution utérine et mieux définir le moment opportun de saillie post partum



PARTIE

BIBLIOGRAPHIQUE

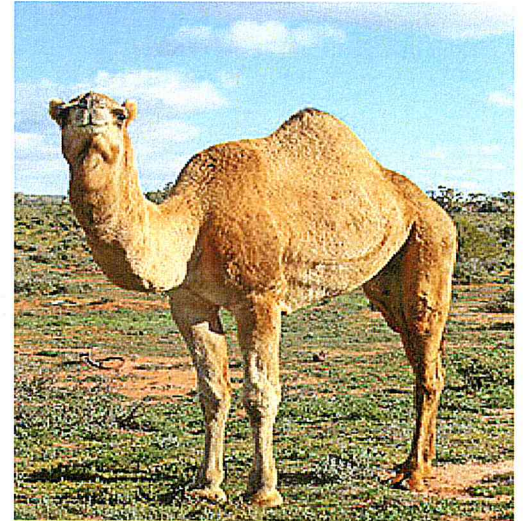
CHAPITRE I

NOTION GENERALE SUR

LE DROMADAIRE

I.1.Définition :

Le dromadaire est une espèce sobre et sacrée, c'est l'une des créatures les plus citées dans notre sacré « coran ». Dans son environnement le dromadaire est non seulement reconnu par sa grande résistance à la chaleur et à de longues périodes sans abreuvement mais aussi par sa capacité à continuer de produire et à fournir du travail. Ces performances ne sont cumulées par aucune autre espèce. (Saltan et Rose, 1994).



**FigureN°1:Camelus dromadarius
(ANONYME I)**

I.2.Classification :

La classification du dromadaire dans le règne animal :
(Simpson ,1954 ; Wardeh, 1989 ; Chahma ,1996)
est résumée dans le **tableau I.**

Tableau I : Classification du dromadaire

Règne	Animal
Sous- règne	Métazoaires
Embranchement	Vertébrés
Superclasse	Tétrapodes
Classe	Mammifère
Sous classe	Theria (placentaires)
Infra classe	Eutheria
Super-ordre	Praxonia
Ordre	Artiodactyles
Sous-ordre	Tylopodés
Famille	Camélidés
Sous-famille	Camelines
Genre	Camelus
Espèce	Camelus dromaderius : dromadaire (une seule bosse)
	Camelus bactrianus : chameau (deux bosses)

I.3.Spécificités de l'espèce : (Anonyme I)

- Taille : jusqu'à 225 cm
- Poids : 450 à 1000kg
- Régime : herbivore
- Espérance de vie : 25 ans
- Cri : il blatère
- La femelle : la chamelle
- Le petit : le chamelon.

Remarque : Le dromadaire peut rester pendant 3 à 8 jours sans boire (le chameau, quant à lui, peut tenir un mois).

Son estomac peut contenir 240 litres, mais il boit rarement plus de 50 litres à la fois.

Leurs bosses sont leurs réserves de graisse : quand le chameau mange les bosses sont droites mais quand il n'a pas mangé durant plusieurs jours ses bosses retombent (Elhassania Lakhal, 2004).

I.4.Le dromadaire en Algérie :

I.4.1.Effectif :

En Algérie, l'effectif camelin qui était de 150 000 têtes environ en 1962, à évolué au cours de dernières années, passent à 249 690 en 2002, à 253 050 en 2003, à 286 670 en 2006(M.A.D.R ,2006).

I.4.2.Répartition du cheptel national :

D'après Ben Aissa(1989), Le dromadaire est répertorié dans 17 wilayas, 92.15%du cheptel dans huit wilayas sahariennes, et le reste dans neuf wilayas steppiques (**Tableau II**)

Pour préciser bien la répartition géographique du cheptel camelin dans notre pays, on distingue trois grandes aires de distribution (**Tableau III**) :

-La première aire de distribution, est le Sud-est (El-oued, Biskra, M'sila, Tébessa, Batna, Ouargla, Ghardaïa, Laghouat et Djelfa), qui comporte un effectif dépassent 81555 têtes, c'est-à-dire 28.44% de l'effectif total.

-La deuxième aire, est le sud-ouest représentée par Bechar, Tindouf, Naama, El-Bayad, Tiaret et le nord d'Adrar. Ces wilayas ont un effectif global de 84990 têtes, soit 29.64% du cheptel.

-L'extrême sud, c'est le troisième aire de distribution (Tamanrasset, Illizi, le sud d'Adrar) comptant 120125 têtes, soit 41.90% du l'effectif total (M.A.D.R ,2006).

Tableau II : Répartition des effectifs national par région. (M.A.D.R, 2006)

Wilayets		Nombre des têtes	%
Wilayets sahariennes	Tamanrasset	79980	92.15
	Illizi	21130	
	Ouargla	29000	
	Ghardaïa	10200	
	Bechar	21900	
	Tindouf	35000	
	Adrar	38015	
	El-oued	28950	
	Total	264175	
Wilayets steppiques	Biskra	1945	7.85
	Tébessa	390	
	Batna	140	
	M'sila	900	
	Djelfa	8170	
	Laghouat	1860	
	El-Bayad	8000	
	Naama	800	
	Tiaret	290	
	Total	22495	
Total général		286670	

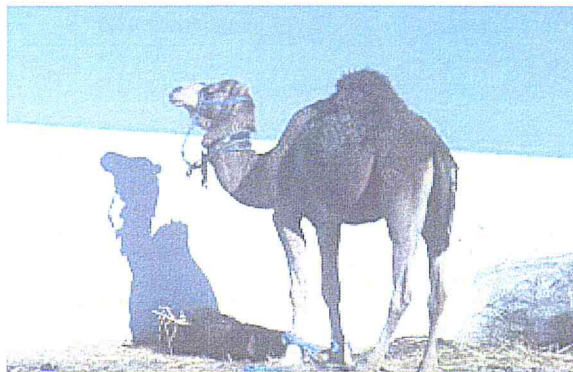
Tableau III : Répartition du cheptel camelin par aire de distribution géographique. (M.A.D.R, 2006)

	Sud-est	Sud-ouest	Extrême sud	Total
Effectifs	81555	84990	120125	286670
%	28.44	29.64	41.90	100

I.4.3. Les races existant en Algérie : (Lasnami, 1986)

Les différentes races rencontrées en Algérie se trouvent dans les trois pays d'Afrique du Nord ; ce sont des races de selle, de bât et de trait.

1-Le chaambi : Animale médioligne, musclé se caractérise par diverse variantes de taille et de pelage (**figure N°02**), sa robe va de baie à la cendre avec des touffes de poils très fournies particulièrement au niveau de la bosse et dans la région de l'auge et des parotides. Très bon pour le transport, moyen pour la selle, sa répartition va du grand erg occidental au grand erg oriental, on le retrouve aussi dans le Metlili des chaambas.



**Figure N°02 : La race chaambi
(ANONYME I)**

2-Ouled Sidi-Chikh : C'est un animal de selle, on le trouve dans les hauts plateaux du grand erg occidental.

3-Le chameau de la steppe : il est utilisé pour le nomadisme rapproché. on le trouve aux limites sud de la steppe.

4-Le berberi : Animal de forte fine, avec une arrière main musclée, rencontré surtout entre la zone saharienne et tellienne, il est très proche du chaambi et de l'Ouled sidi Chikh.

5-Le sahraoui : Est issu du croisement de chaambi et Ouled Sidi Echikh, c'est un excellent méhari. son territoire va du grand erg occidental au centre du Sahara

6-Le Targui ou race des Touaregs du Nord : Animal longiligne, fin deux mètres de haut. Il a une robe claire ou pie, avec des poils ras et une peau très fine Excellent Méhari, animal de selle par excellence souvent recherché au Sahara comme reproducteur. Réparti dans le Hoggar et le Sahara central. (Figure N°03)



**Figure N°03 : La race Targui
(ANONYME I)**

8-Ajjer : Bon marcheur et porteur. Se trouve dans le Tassili / Ajjer.

9-Le Reguibi : Très bon méhari, il est réparti dans le Sahara occidental. Le sud oranais (Béchar, Tindouf). Son berceau : Oum El Asel (Reguibet).



**Figure N°04 : La race Reguibi
(ANONYME I)**

10-Le chameau de l'Aftouh : utilisé comme animal de trait et de bât, on le trouve aussi dans la région des Réguibés (Tindouf, Béchar).

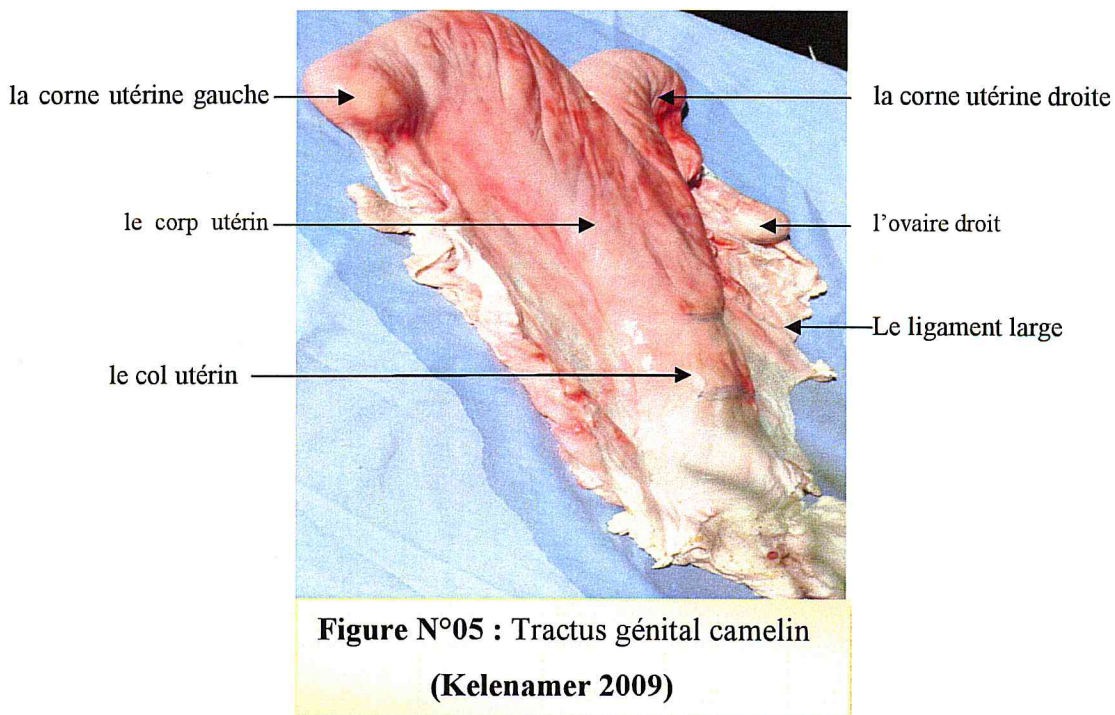
CHAPITRE II

ETUDE ANATOMOPHYSIOLOGIQUE DE
L'APPAREIL GENITALE FEMELLE

II .1. Anatomie de l'appareil génitale femelle :

L'appareil génital femelle comporte trois grandes parties :

- la section glandulaire, représentée par les ovaires.
- la section tubulaire constitue les voies génitales proprement dites. Elle comporte les trompes utérines (oviducte), l'utérus qui permet l'implantation de l'œuf fécondé et abrite le fœtus en assurant sa nutrition pendant la gestation et le vagin, organe impair, qui se met caudalement en continuité avec le sinus uro-génitale.
- le sinus uro-génital comprend une partie profonde formant le vestibule du vagin et une partie orificielle qui constitue la vulve (Adnanae Zakaria ,1996)



II .1.1. Les ovaires :

L'ovaire est une glande de la femelle, organe paire ; il a pour la fonction des cellules germinales femelle: gamétogénèse (Nickel et al, 1979 ; Barone, 1990), il a aussi une fonction endocrine ; en effet il commande toute l'activité génitale par la sécrétion des hormones ostrogéniques et progestatives (Barone, 1990).

II.1.1.1. Situation :

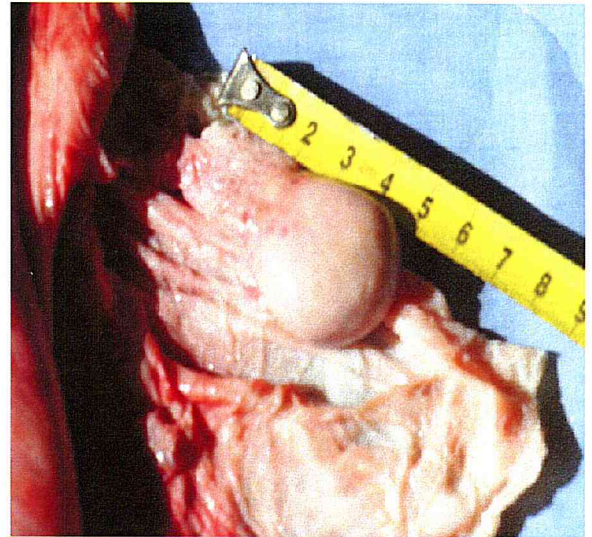
L'ovaire chez la femelle du dromadaire non gestante est situé dans la partie caudale de la région lombaire (Abdallah, 1965). Il se place entre la sixième et la septième vertèbre lombaire, à 6-7 cm de la crête iliaque. Cette position n'est cependant pas constante, elle connaît des variations en fonction de l'état de réplétion des viscères et des stades de gestation (Tayeb ,1950).

L'ovaire gauche se trouve toujours en position plus crânio-ventrale par rapport à l'ovaire droit (Osman A ,1965).

II .1.1.2.Morphologie

L'aspect externe de l'ovaire est aplatie latéralement, de forme ovalaire et lobulé. Ses faces externe et interne sont légèrement convexes, son bord médial est concave formant un hile peu profond. Contrairement à la jument, la fosse ovulatoire est absente (Tayeb, 1950 ; Shalash et Nawito, 1964 ; Abdallah, 1965).

La présence de follicules ou de corps jaune rend la surface de l'ovaire irrégulière (Abdallah, 1965 ; Markt et al ,1990), donnant parfois même, la forme en grappe (Shalash et Nawito, 1964).



**Figure N°06 : Ovaire de camelin
(Kelenamer 2009)**

II .1.1.3.Moyens de fixité :

L'ovaire est enfermé dans une poche du péritoine appelée bourse ovarique. Il est fixé par le ligament de l'ovaire ou mésovarium qui est très développé, et s'étend de la face supérieure du ligament large auquel il se rattache, jusqu'au hile de l'ovaire correspondant (Shalash et Nawito, 1964; Abdallah, 1965 ; Tayeb, 1965).

II .1.1.4 poids et taille :

Le poids et la taille de l'ovaire du dromadaire varient en fonction de l'âge et de la taille de l'animal. Ils sont également variables en fonction du stade du cycle sexuel. Le poids varie également en fonction des structures présentes à sa surface. Le poids d'un ovaire inactif est de 04 à 05 gr. En présence de follicule de Degraaf, il atteint 5.5 gr, et peut même atteindre 8 gr en présence de corps jaune (Merkt et al, 1990).

Les valeurs de taille de l'ovaire rapportées par certains auteurs sont résumées dans tableau ci-dessous

Tableau IV : La taille de l'ovaire chez la chamelle selon différents auteurs

Longueur (cm)	Largeur (cm)	Diamètre (cm)	Auteurs
3	2	1.3	Abdallah (1965a)
4	2.5	0.5	Arthur et al(1985)
3.3	2.9	1.3	Yagil(1986)
2.6	2.2	0.9	Elwishy(1987)

II .1.1.5 Structure de l'ovaire :

Il est composé par deux parties une zone corticale à l'extérieure et une médullaire à l'intérieure la structure principale sur est

II .1.1.5.1.Follicule de DEGRAAF :

Les follicules se distribuent aléatoirement à la surface de l'ovaire.ils sont le résultat d'une vague folliculaire plutôt que d'un cycle sexuel. (Abdallah, 1965a)

Le follicule fait progression à la surface de l'ovaire, sa paroi est mince et très vascularisée. Il est facilement détachable par simple pression digitale (Elwishy, 1987).

II .1.2.L'oviducte :

C'est un conduit très grêle qui constitue la partie initiale des voies génitales et relie l'ovaire à l'utérus. Son extrémité utérine est appelée ampoule, alors que son extrémité ovarienne se nomme l'infundibulum (Barone, 1990).

La longueur de l'oviducte chez la femelle dromadaire a été estimée entre 17 et 27cm (Tayeb, 1965 ; Merkt et al.;1990).

Il est enfermé entre deux lames de la portion antérieure de ligament large connue sous le nom mésosalpinx (Tayeb, 1965).

Le diamètre de l'isthme est de 1 à 2 mm, sa consistance est dure.

Toutefois, l'ampoule est souple, son diamètre est plus grand et mesure entre 4 à 5 mm (Tayeb, 1965 ; Musa, 1993).La fimbria ne se rattache jamais à l'ovaire. L'oviducte est plus large en direction de l'utérus permettant ainsi un stockage plus prolongé d'un grand nombre de spermatozoïdes (Tayeb, 1965).

II .1.3.L'utérus :

Chez la femelle du dromadaire adulte, l'utérus est situé dans la cavité abdominale entre la cinquième et la sixième vertèbre lombaire. Chez la femelle impubère, il situé un peu plus caudalement, entre la sixième et la septième vertèbre lombaire (Moubarak et al, 1971).

L'utérus est de type bicorné, de forme en T, sa couleur varie de gris blanc chez l'animal jeune au rose rouge chez l'adulte (Shalash et Nawito, 1964 ; Tayeb, 1965 ; Moubarak et al., 1971 ; Merkt et al., 1990).

II .1.3.1. Le col de l'utérus :

Il relie la cavité vaginale à la cavité utérine. Il dépasse le vagin de quelques centimètres, déterminant ainsi deux cavités aveugles, dorsale et ventrale (Shalash et Nawito, 1964 ; Tayeb, 1965 ; Merkt et al., 1990).

L'orifice du col est assez large, il présente des indentations à son pourtour (Tayeb 1965).

La muqueuse cervicale est tapissée de plis longitudinaux organisés en deux à cinq rangées (Shalash et Nawito, 1964 ; Merkt et al, 1990).

Le diamètre et la longueur du col utérin sont variables en fonction du cycle sexuel (Shalash et Nawito, 1964) et selon l'âge de l'animal (Moubarak et al, 1971).

Les valeurs du diamètre du col ont été estimées à 5.96 ± 0.92 cm durant la phase folliculaire et 5.79 ± 0.95 cm durant la phase ovarienne (Shalash et Nawito, 1964). 3.62 cm chez la femelle jeune et de 6.1 cm chez l'adulte (Moubarak et al, 1971).

La longueur du col, est de 5.32 ± 0.98 cm durant la phase folliculaire et de 4.96 ± 1.25 cm durant la phase ovarienne (Shalash et Nawito, 1964).

Chez la femelle adulte, la longueur est de 5.31 cm alors qu'elle n'est que de 3.73 cm chez l'animal jeune (Moubarak et al, 1971).

II .1.3.2. Le corps de l'utérus :

Le corps utérin est relativement court (Shalash et Nawito, 1964). Sa longueur est la même que celle de la vache et est estimée à 3.62 cm. Alors que chez la jument, la longueur du corps utérin est de 16 cm (Moubarak et al, 1971).

II .1.3.3. Les cornes de l'utérus

La corne gauche est généralement plus grande que la corne droite, et elle est gravide dans 95% des cas à la suite d'une saillie fécondante (Tayeb, 1950 ; Shalash et Nawito, 1964 ; Abdallah, 1965b ; Merkt et al, 1990).

La longueur des cornes utérines est plus importante à l'intérieur de l'organe après une coupe sagittale qu'elle n'apparaît de l'extérieur. Elle est estimée pour la droite de 5 à 6 cm de l'extérieure, alors qu'elle est de 7 cm à l'intérieur. Pour la corne gauche, la longueur externe est de 7 à 8 cm, l'interne est de 9 cm (Tayeb, 1965).

Des variations de la longueur entre femelle impubère et femelle adulte sont également notées. Ainsi, chez l'animal jeune, la corne droite a une longueur de 11,75 cm et une valeur de 13.85 cm au niveau

de la corne gauche. Chez l'animal adulte, la longueur de la corne droite est de 16.88cm. Par contre, la corne gauche a une longueur de 21.72cm (Moubarak et al, 1971).

II .1.4.Le vagin :

C'est un organe élastique, de couleur rouge et a paroi mince .Sa longueur est estimée à 31.55cm (Tayeb, 1950 ;Merkt et al, 1990).Sa muqueuse est tapissée par des plis longitudinaux qui devient circulaire vers l'extérieure déterminant ainsi, au niveau du dernier pli antérieur, l'orifice externe du col. Les canaux du Gartner se localisent caudalement sur le plancher du vagin (Tayeb, 1950).

II .1.5.La vulve :

Elle s'étend depuis le méat urinaire jusqu'à la commissure antérieur des lèvres. Sa longueur est de 7.5cm est sa longueur varie entre 6 à 7.5 cm. Elle est de couleur noir, à peine proéminente (Tayeb, 1950).

II .1.6.Le clitoris :

Le clitoris est de petit taille (Merkt et al, 1990).il est similaire à celui de la vache. Il est enfermé à l'intérieur de la fosse clitoridienne. Il mesure 2.5cm de long avec 1 à 2cm de diamètre (Tayeb, 1950).

II.2. La Structure histologique de l'appareil génitale femelle :

II.2.1-Les ovaires :

L'ovaire est constitué par un stroma conjonctif dans lequel sont repartis de façon inégale les autres constituants. Il est formé de deux couches :

- La médullaire ou zone vasculaire (centrale).
- Le cortex ou zone parenchymateuse (périphérique) (Barone, 1990).

Chez la femelle du dromadaire, le cortex recouvre tous l'ovaire, il est constitué d'une couche simple de cellules cubiques avec des noyaux sphériques. Immédiatement au dessus, il ya une couche bien délimitée de tissu dense qui est la tunique albuginée. Après se trouve une couche de tissu conjonctif dense et de fibres musculaires qui constitue le stroma (Tayeb, 1950).

Le stroma est constitué de cellule arrangées en lignes parallèles autour des follicules a différents stades de croissance.ces différentes lignes convergent en éventail vers le hile (Abdallah, 1965a).l'épaisseur de stroma est de 3cm (Tayeb, 1950), sa surface vasculaire et fibreuse contenant beaucoup de vaisseaux sanguins. Aucun tissu interstitiel n'a été observe dans l'ovaire de la femelle du dromadaire (Abdallah ,1965a).

II.2.2-l'oviducte :

Il est formé de trois principales tuniques ; la muqueuse, la musculuse, la séreuse (Barone, 1990).la muqueuse de l'oviducte est fortement plissée. Les plis atteignent leur taille maximale au niveau de la

région de l'ampoule. Les cellules épithéliales de l'oviducte sont de types cylindriques, et peuvent parfois être ciliées. Leurs noyaux sont ovales ou allongés. La couche sous-épithéliale est formée de plis constants, de tissu conjonctif lâche, de vaisseaux lymphatiques et de nerfs. La musculature de l'oviducte est constituée de trois couches ; la couche musculaire interne dont les fibres ont une orientation circulaire, la couche musculaire externe constituée de fibres longitudinales, entre ces deux couches se localise la couche musculaire circulaire. Cette dernière est très mince au niveau de l'ampoule (Abdallah, 1965).

II.2. 3-L'utérus :

L'utérus chez les animaux domestiques est formé de trois tuniques principales: la séreuse, la musculaire, la muqueuse (Barone, 1990).

II.2. 3-1.la séreuse :

Elle est formée de tissu conjonctivo-élastique, riche en vaisseaux et en nerfs. Elle est revêtue en surface par la mésothélium péritonéal.

II.2. 3-2.La musculaire ou Myomètre :

Cette tunique décrit trois couches distinctes :

a-couche supérieure ou longitudinale :

Elle est formée de faisceaux de fibres lisses avec une orientation longitudinale. Cette orientation n'est plus conservée au niveau du corps utérin (oblique ou transverse) et au niveau de la jonction utéro-tubaire (circulaire).

b-couche moyenne :

Elle renferme un important plexus vasculaire et constitue ainsi le stratum vasculaire. Son rôle s'observe essentiellement lors de l'œstrus et pendant la gestation.

c-couche profonde ou circulaire :

Cette couche est pauvre en éléments conjonctifs mais mêlée à des fibres élastiques abondantes. Ces fibres musculaires ont une orientation transversale.

II.2. 3.3. La muqueuse ou l'endomètre :

L'endomètre comporte en générale un épithélium et un chorion épais. L'épithélium envoie dans le chorion des tubes glandulaires (Barone, 1990)

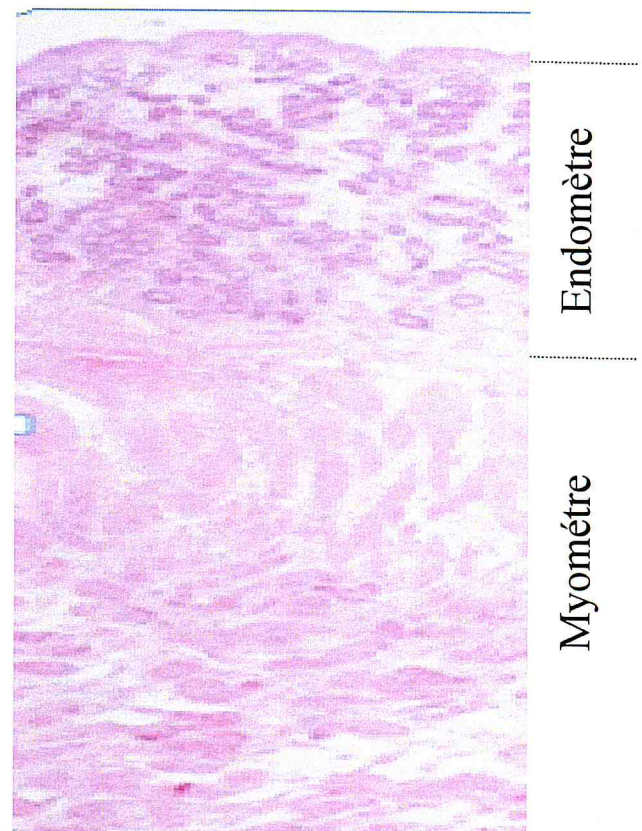


Figure N°07: Structure histologique de l'endomètre de la chambre (Kenney, 1986)

a- L'épithélium :

Chez la jument, l'épithélium est cylindrique simple, chez la vache et les petits ruminants, il est cylindrique pseudo stratifié ou simple (Priedkalims, 1981). Chez la femelle du dromadaire, l'épithélium de la surface est non cilié mais il est parfois pseudo stratifié. Il devient cubique durant la gestation et parfois même aplati dans des stades physiologiques ultérieures (Abdallah, 1965b).

b-Le chorion de la muqueuse :

Qualifiée également de stroma endométrial (Barone, 1990), il est constitué essentiellement d'un tissu conjonctif lâche vasculaire, très riche en cellules (fibroblastes, macrophages, lymphocytes, éosinophiles) dans sa partie supérieure et riche en fibre de collagène dans sa partie profonde (Priedkalims, 1981 ; Barone, 1990).

c-Les glandes utérines :

Se sont de simples tubes qui tendent à se ramifier à l'intérieur du chorion. L'épithélium de ces glandes est similaire à celui de la surface (Priedkalims, 1981 ; Barone, 1990).

II.3. Physiologie de la reproduction :**II.3 .1. Puberté :**

Chez le dromadaire, la puberté est tardive en comparaison avec les autres animaux domestiques. Ceci serait probablement dû à la lente croissance du jeune chamelon (Richard, 1985).

L'âge de la mise à la reproduction est déduit le plus souvent à partir de l'âge au premier chamlage (Sghiri, 1987). Comme il est rapporté par différents auteurs, cet âge est résumé dans le tableau V. Les facteurs influençant la puberté sont l'alimentation, la vitesse de croissance du jeune et le poids corporel (Elwisky, 1987 ; Markt et al, 1990).

Tableau V : Ages de puberté et de la mise à la reproduction chez la femelle du dromadaire d'après différents auteurs

Pays	Auteurs	Puberté (année)	Mise à la reproduction (année)
Pakistan	Yassine et wahid (1957)	3	4
Niger	Wilson(1984)	3	3
Kenya	Wilson(1986)		3 à 4
Maroc	Sghiri(1987)		3 à 4
Algérie	Kelenamer(2003)	3	

II. 3.2 Saison sexuelle :

Le dromadaire a une activité sexuelle saisonnière (Shalash et Nawito, 1964).

Elle est limitée aux mois pluvieux et humides de l'année quand l'alimentation et l'eau sont disponibles (Yagil, 1986).

La saisonnalité a été déterminée par palpation transrectale, (Nawito et al.,1967) par le dosage des œstrogène (Ennassiri,1985) et par la distribution des chamelages au cours de l'année (Wilson,1984 et 1986 ;Sghiri,1987). Les différentes périodes et durées de la saison de reproduction en fonction de la situation géographique sont reportées dans le tableau VI.

Ces périodes paraissent être limitées à une saison de l'année. Toutefois, une activité sexuelle continue durant toute l'année fut observée chez deux femelles sur six (Ennassiri, 1985),et dans un ranch au Kenya où le pâturage était disponible en permanence durant toute l'année(Wilson,1986).

Tableau VI : Saison de reproduction chez la femelle du dromadaire d'après différents auteurs

Pays	Auteurs	Saison de reproduction
Somalie	Mares(1954)	Oct.-Mai.
Pakistan	Yassine et Wahid(1957)	Déc.-Mars
Inde	Matharu(1966)	Nov.-Fév
Soudan	Musa et Abuseneina(1978)	Sept.-Oct
Egypte	Shalash(1980)	Déc.-Mai
Maroc	Sghiri(1987)	Oct.-Mai.
Algérie	Kelenamer(2003)	Oct.-Avr.et Déc.-juil.En extrême sud

II.3.3.Le cycle sexuel :

Le cycle œstral tel qu'il est défini chez les autres espèces n'est pas applicable dans le cas de la chamelle qui présente la particularité d'avoir une ovulation induite au lieu de spontanée.

Le cycle sexuel chez cette espèce reste doline par une activité folliculaire et sa définition dépendra de l'interaction avec le mâle (Shalash, 1965 ;Nawito et al,1967 ;Anouassi,1984).

Les follicules de Degraff se développent sur un ovaire ou sur les deux, jusqu'à atteindre la taille de maturité. S'il n'y a pas de saillie, le follicule régresse et d'autres commencent à se développer (Anouassi, 1984).

L'ovaire droit et l'ovaire gauche fonctionnent équitablement et restent en activité de manière alternative pendant la saison de reproduction. Ainsi, on peut se référer à un tel mode d'activité ovarienne comme vague folliculaire que l'on peut diviser en 3 phases :

a-**Proestrus** : phase de croissance folliculaire.

b-**Œstrus** : phase de maturité folliculaire.

c-**Atrésie folliculaire** : en absence de saillie (Nawito et al., 1967 ;Musa et al.,1978).

En effet, au cours de l'œstrus, il ya trois possibilités :

Si absence de saillie : le follicule de Degraaf ne se rompt pas ; ils maintien sans aucune modification pendant une durée de 13jours (Musa et al ., 1978).

Si saillie non fertile : il ya ovulation et formation d'un corps jaune confirmé par la progestéronemie qui montre un pic au 9^{ème} jour post-coïtum, la phase de lutéolyse 2 jours, par conséquent la phase lutéale est de 11 jour (Anouassi, 1984).

Si une saillie fertile : six jour après la saillie, la progesteronemie se stabilise à 7.02 ± 1.35 ng /ml et le corps jaune est maintenu (Assouel, 1983).

II.3.3.1.La durée du cycle sexuel :

La durée de la vague folliculaire est probablement variable selon la situation géographique et même selon le moment de la saison sexuelle. Cette durée est de 19 à 22jours et 12à15jours respectivement au début et à la fin de la saison (Sghiri, 1988).

En absence du mâle, la durée moyenne du cycle est de 28 jours (Joshi et al ,1978).

II.3.3.2.L'œstrus :

II.3.3.2.1.Durée de chaleurs :

Les durées d'œstrus rapportées dans la littérature sont très variables. Le facteur le plus important dans cette variabilité est la présence ou non du mâle. En absence de saillie, l'œstrus peut durer deux semaines, alors qu'en présence du mâle, l'œstrus est souvent raccourci. En effet (Sghiri, 1988) a observé que les chamelles saillies aux premiers jours d'œstrus n'étaient plus réceptives aux mâles 03 jours après coït.

Le tableau VII résume les durées d'œstrus rapportées dans la littérature.

Tableau VII : Durée des chaleurs selon différents auteurs

Auteur	Durée de l'œstrus (jours)	Méthode d'investigation
Yassine et Wahid, 1957	21	En absence du mâle : Nervosité, agitation
Joshi et al ,1978	4-6	Décharge vulvaire
Williamson et al .;1978	6-8	Période ou la femelle
Mukasa-Mugerwa,1985	3-4	accepte le mâle

II.3.3.2. Signes de chaleurs :**a-Signes comportementaux :**

- Nervosité.
- gargouillement
- Mouvement de la queue vers le haut en approchant le mâle.

b-Signes cliniques :

- Enflement et écartement des lèvres vulvaires laissant apparaître une partie du vagin.
- Col relâché et humide
- Cornes utérines turgessantes à la palpation transrectale, (Musa et Abusineina, 1978 ; Wilson, 1984 ; Artur et al, 1985).

**Figure N°08 : Chevauchement. (Anonyme I)**

II.3.4. Gestation :

II.3.4.1. Durée :

L'estimation exacte de la durée de gestation chez la femelle du dromadaire est difficile, à cause de l'incertitude du moment exact de la fécondation en relation avec le grand nombre de saillie (Shalash, 1985).

La durée a été estimée en moyenne entre 12 et 13 mois (Elwishy, 1987). La durée de gestation connaît des variations en fonction du sexe du fœtus, elle est plus longue de 13 jours quand la portée est de sexe femelle (Metha et al, 1962).

II.3.4.2. 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 connues mais probablement dû au fait que la corne gauche est plus développée anatomiquement que la corne droite (Shalash et Nawito, 1964 ; Elwishy, 1987 ; Ismail, 1987 ; Merkt et al, 1990) .

II.3.5. Parturition :

II.3.5.1. Signe prémonitoire du part :

Chez la chamelle, les signes d'approche du part peuvent être observés 02 à 03 semaines avant la mise-bas. Les principaux signes observés sont :

- Les femelles s'isolent du reste des animaux
- le relâchement du ligament sacro-sciatique ne devient net que dans les 3 dernières semaines avant le part (Ismail et al, 1987).
- l'hypertrophie de la glande mammaire par l'accumulation du colostrum (Markt et al, 1990) cette hypertrophie s'observe le dernier mois de gestation, et elle s'accroît le 14 à 16 jours avant la mise-bas (Ismail, 1987).

La présence du colostrum est observée 4 à 5 jours avant la mise-bas (Elias et Cohn, 1986).

- l'œdème et la tuméfaction de la lèvre vulvaire avec la présence de mucus (Markt et al, 1990).

II.3.5.2 Etapes de la mise-bas :

Durant la parturition, la chamelle est en décubitus sternal ou latéral ou bien elle est alternée entre les



Figure N°09 : Relâchement des ligaments (kelenamer2008)

deux. Toutefois, la position latérale demeure la plus fréquente. Les étapes classiques décrites chez les autres espèces sont également observées chez le dromadaire (Markt et al, 1990).

II.3.5.2.1.Phase de préparation :

La femelle devient agitée, se lève et se couche fréquemment. La parturition commence par un relâchement et une dilatation du col, suivi par l'apparition de la première poche d'eau ainsi que par des douleurs abdominales (Markt et al, 1990).

La première poche d'eau apparaît 275 ± 25 mn depuis le début des signes du part, les contractions utérines sont fortes vers la fin de cette phase et elles ont une vitesse de 5.5 ± 1.5 fois /10min (Elias et Cohen, 1986).

La durée de cette phase a été estimée entre 3 à 5 heures (yagil, 1986), de 7 heures (Musa, 1983), et de 2 à 4 heures (Arthur et al, 1985). A la fin de cette phase, le fœtus est engagé dans la cavité pelvienne et le col est complètement ouvert (yagil, 1986) .

II.3.5.2.2.Phase d'expulsion du fœtus :

Elle constitue l'étape depuis l'engagement du fœtus dans la cavité pelvienne jusqu'à son expulsion complète (figure 10). La femelle est généralement en position couchée, Le fœtus est fréquemment en position antérieure. (yagil, 1986).

Durant cette phase, la femelle se tète. par conséquent, il ya une libération d'ocytocine qui renforce les contractions utérines (Elias et Cohen, 1986).

La rupture du cordon ombilical constitue la dernière étape. Cette rupture résulte d'un mouvement brusque entre le fœtus et la mère (yagil 1986)



Figure N°10 : Expulsion du fœtus (kelenamer2008)

II.3.5.2.3. La phase d'élimination des membranes fœtales :

Le placenta du dromadaire est micro-cotylédonaire diffus, la délivrance commence après l'expulsion du chamelon et se termine par l'élimination des membranes fœtales (l'expulsion du placenta est rapide, elle se fait entre 20 et 35 mn (Sghiri, 1988) , 30 et 40 mn (Arthur et al, 1985) , 40 et 50 mn (Yagil, 1986).



**Figure N°11 : La délivrance
(Kelenamer2008)**

II.4. Post partum et l'involution utérine :

II.4.1. Définition :

Le post partum correspond à la période qui suit le part, il est caractérisé par des changements morphologiques (macroscopiques et microscopiques) de l'utérus et le rétablissement de l'activité ovarienne (Nakrou, 1994). L'involution utérine est complète quand l'utérus est dans sa position normale (dans la cavité pelvienne). Les deux cornes utérines sont de taille normale et la paroi utérine est mince. (Garcia et Larsson, 1982).

II.4.2. Mécanisme :

Les contractions du myomètre après le part sont à l'origine de la diminution de la longueur des fibres musculaires et par conséquent la réduction de la taille de l'utérus.

Les débris nécrosés sont éliminés à l'extérieur sous forme de lochies ou phagocytés par les cellules de système réticulo-histiocytaire (Gier et Marion 1968).

II.4.3- Profil de progestérone :

Chez la chamelle, le jour de la mise bas la concentration plasmatique de la progestérone est de 1.1 ± 0.1 ng/ml, elle diminue jusqu'à devenir non détectable le 9^{ème} jour post partum, sa diminution

durant cette période est due essentiellement à la régression morphologique lente du corps jaune (Agrawal et al, 1992).

Par ailleurs, la progestéronémie au cours de la gestation est très élevée (3-5ng/ml) entre 3 et 6 mois de gestation), à cause du rôle important de cette hormone dans le maintien de la gestation (Skidmore et al, 1996).

II.4.4.Modifications morphologiques :

II.4.4.1.Réduction de la taille de l'utérus :

Just après le part, la matrice de la femelle du dromadaire est en position abdominale, elle est indélimitable, sa paroi est épaisse et contractée, elle présente également des stries longitudinales (Farak, 1992).les ovaires ne sont pas palpables (Chriqi, 1989).

L'involution utérine est rapide durant la première semaine mais une partie de l'utérus reste encore dans la cavité abdominale (Musa et Makaoui, 1985 ; Farak, 1992).

La matrice devient délimitable entre 7^{ème} et 13^{ème} jour et ramassable à partir de 11^{ème} au 22^{ème} jour post partum (Farak., 1992).

L'involution utérine est complète entre 15 et 28 jours (Musa et Makawi, 1985) ou 40 ± 2.1 jour post partum (Elwishy, 1987). L'ovaire droit est palpé le 3^{ème} jour, le gauche n'est palpable qu'au 6^{ème} jour post partum (Chriqi, 1989). La muqueuse vaginale est œdémateuse durant les 3 premiers jours post partum, le col reste ouvert jusqu'au 19^{ème} jour. Il permet ainsi le passage des lochies. Il est complètement fermé vers la fin de l'involution utérine (Musa et Makawi, 1985).

Chez la vache la régression se fait selon une courbe logarithmique.

L'involution est rapide pendant le premier jour, elle devient plus lente par suite. Au 30^{ème} jour, la taille de l'utérus est réduite au 2/3 (Gier et al, 1968).

Chez la jument, l'involution utérine est très rapide, elle est complète entre le 8^{ème} et 13^{ème} jour post partum (Sigler et al, 1988).

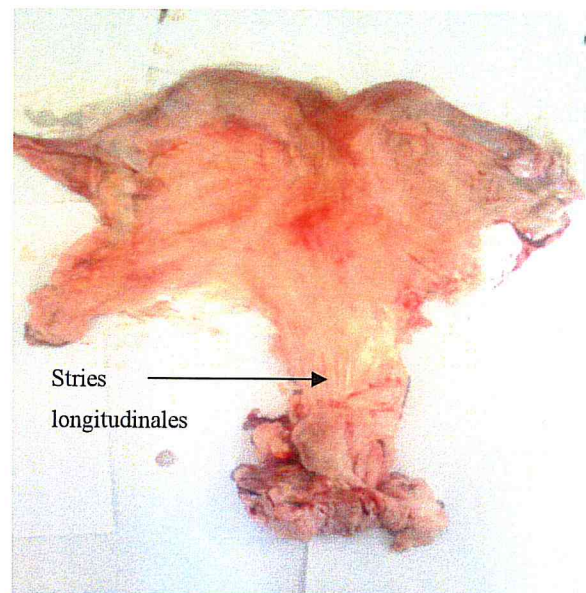


Figure N°12 : la matrice de la chamelle après le part (kelenamer 2008)

II.4.4.2 .Elimination des lochies :

Chez la femelle dromadaire, les lochies sont constituées d'un mélange de substances brunâtres et d'autre jaunâtres, mucoïdes. Elles sont visqueuses, s'éliminent discrètement en faible quantité et souvent restent collées aux lèvres vulvaires (Musa et Makawi, 1985).

Les lochies sont abondantes les premiers jours du post partum, elles perdent leur teinte brunâtre et s'arrêtent au bout du 10^{ème} jour (Chriqi, 1989), 12.5+3.5 jours (Elias et Cohen, 1986), 30^{ème} jour (Farak., 1992)

II.4.5.Reprise de l'activité ovarienne :

Le corps jaune formé lors de la gestation devient de consistance dure, sa couleur varie du gris-bleu au gris blanc, il régresse rapidement durant la première semaine puis lentement après (Elwishy, 1987). Cette régression peut durer 03 à 04 mois, le corps jaune atteindra la taille de 0.5 à 01 cm (Farak., 1992). La croissance folliculaire semble débiter même avant le part.

Durant les deux premiers jours post-partum, des follicules de 0.5 à 02 cm de diamètre ont pu être palpés chez 50% des femelles (Farak., 1992). 2 grands follicules mûres sont palpés au 42^{ème} jour post-partum (Elias et al, 1984).

II.4.6.Intervalle mise-bas premières chaleurs :

Les premières chaleurs après le part ont été identifiées par dosage des estrogènes et par l'acceptation du mâle par la femelle. En effet, les chaleurs apparaissent 14 à 30 jours (Wilson, 1984), 42 jours après le part (Elias et al, 1984) ,03 à 04 semaines (Yagil, 1986), 40±2.1 jours (Elwisky, 1987) et 32±2jours (Kelenemer ,2008).

Toutefois, Musa et Makawi (1985) n'ont observe les premières chaleurs que lors de la saison de reproduction suivante.

Chez la femelle en lactation la période post-partum est de 4.5 à 10 mois alors qu'elle n'est que de 28 jours chez la femelle non allaitante (Elwishy, 1987).cette période est plus courte chez les primipares que chez les pluripares (Elwishy, 1987).chez les animaux mal nourris, l'anœstrus peut être allongé à une année(Ismail,1987).

Ainsi, la durée de l'intervalle mise-bas -œstrus est variable selon :

- L'âge et le moment de la mise-bas.
- L'état d'embonpoint de la chamelle.
- L'allaitement.
- La qualité du pâturage (Sghiri, 1987).

II.4.7.Modifications histologiques comparées :**II.4.7.1.Chez la chamelle :**

Après le part, l'épithélium utérin devient totalement détruit, les cellules épithéliales sont desquamées elles se mêlent en s'accumulant dans la lumière utérine .la surface épithéliale est envahie par de nombreuses cellules inflammatoires (Nakrou, 1994).

Le chorion ou le stroma est oedematié (Chriqi, 1989 ; Nakrou, 1994) .Cet œdème persiste les 10 premiers jours pour disparaître par la suite (Chriqi, 1989).

Le chorion peut être le siège d'une infiltration de mononucléaires et de polynucléaires (Farak, 1992). Les glandes utérines sont peu nombreuses au début, leur lumière est béante remplie de débris cellulaires, elles sont infiltrées parfois à leur périphérie de quelques mononucléaires (Chriqi, 1989 ; Nakrou, 1994).

II.4.7.2.Chez la vache :

Histologiquement, l'involution utérine montre une régression bien définie et assez constante. Le processus de l'involution au niveau des cotylédons commence par des modifications vasculaires dégénératives suivies d'une ischémie périphérique puis d'une nécrose et une expulsion de la couche superficielle de l'épithélium (Clemenceau, 1976), la régénération de l'épithélium de surface commence par les endroits les moins altérés, les deux types de cellules épithéliales en dégénérescence et ceux en génération sont observés en même temps.

Les cellules dégénérées ont un cytoplasme pycnotique et vacuolaire, les cellules en régénération ont de grand noyau hyper chromatique et un cytoplasme granuleux.

L'épithélium glandulaire est similaire à celui de la surface, mais la régénération paraît être plus précoce au niveau des glandes (Gier et al, 1968 ; Clemenceau, 1976).

II.4.7.3.Chez la jument

Les microcarencules (sites d'implantation des microcotylédons) apparaissent juste après le part, elles résultent de la réduction de la taille de l'utérus (Katila et al, 1988 ; Gomez et al; 1995).leur taille diminue rapidement à partir du 2 ème jour pour disparaître le 5 ème jour post partum (Gomez et al , 1995).

Au début, la forme de l'épithélium de surface est cubique (Katila et al, 1988 ;Gomez et al.,1995).Sa hauteur atteint 10 à 50 mm au 5 ème jour et continue d'augmenter par la suite. Les cellules épithéliales ont un cytoplasme vacuolaire (Katila et al, 1988).

Les glandes utérines sont situées dans la couche profonde du chorion spongieux (Katila et al, 1988).Elles sont dilatées, leur lumière est remplie de débris cellulaires (Katila et al, 1988, Gomez et

al.,1995).La dégénérescence des glandes est complète le 5 ème jour post partum(Katila et al.,1988),entre le 9 ème et le 10 ème jour(Gomez et al. ,1995).

Le chorion est œdématisé jusqu'au 5 ème jour après le part (Katila et al., 1988 ;Gomez et al. ;1995).

Les cellules inflammatoires sont présentes mais généralement sous forme de cellules individuelles (Katila et al, 1988),entre le 9 ème et le 10 ème jour post partum, la muqueuse utérine devient similaire à celle observée au moment d'œstrus.

L'épithélium est cylindrique, pseudostratifié.les glandes sont nombreuses et le chorion est oedematisé (Gomez et al, 1995).

Partie experimentale



MATERIELS
ET
METHODES

Objectif de l'étude

Ce travail a pour objectif de déterminer les principales modifications histologiques de l'endomètre chez la femelle de dromadaire en période du post-partum (rétablissement d'épithélium utérin). Pour ceci des prélèvements successifs de la muqueuse utérine ont été effectués sur des femelles à partir du 3^{ème} jour jusqu'au 25^{ème} jour post partum.

Les résultats de l'histologie seront confrontés à ceux des palpations transrectales.

Lieu d'étude

Les coupes étaient réalisées au niveau du laboratoire d'Anatomo-pathologie de l'école nationale vétérinaire Alger.

L'observation des lames et la prise des photos ont été réalisés au laboratoire de biotechnologie lié à la reproduction animal d'université SAAD DAHLEB BLIDA.

Durée d'étude :

Les prélèvements des biopsies utérines ont été réalisés respectivement sur 06 femelles en post partum de février 2009 à juillet 2009. (06 mois).

Matériel et méthode

I. Matériel expérimental :

I.1. Matériel biologique :

L'expérience a concernées 06 chamelles de la race sahraouie âgée plus de 7 ans qui ont mis bas au niveau de la station expérimentale de la faculté Agro-Vétérinaire de l'université Saad Dahleb de Blida.

I.2. Matériel non biologique :

I.2.1. matériel de palpation transrectale :

Examen gynécologique nécessite le matériel suivant :

- gants de palpation
- lubrifiant
- désinfectant(l'eau savonneux)

I.2.2. Matériel de biopsie :

- les pinces à biopsie pour la jument (pince à mâchoire de Kenney).
- les petits flacons pour conserver les prélèvements
- un liquide de fixation : formol 10%
- un anti septique : Alcool

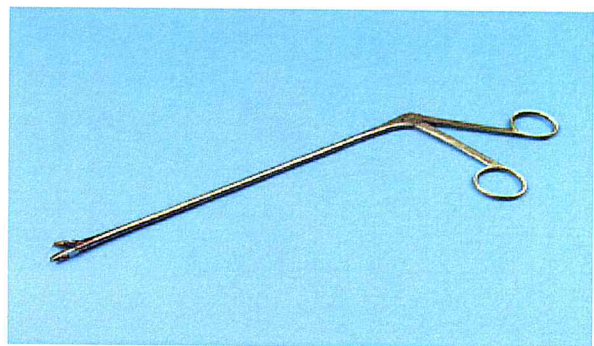


Figure N°13 : Pince à biopsie

I.2.3 Matériel de la préparation histologique :

- Microtome
- paraffine
- plaque chauffante
- bacs de coloration
- lames et lamelles
- pince et pinceau.
- microscope optique (motique)

II. Méthode :

II.1. Palpation transrectale :

II.1.1 contention de l'animal :

L'animal est maintenu en position décubitus sternale en fixant les membres antérieurs avec l'encolure par une corde, cette dernière passe au dessous de l'animal et en fixe les deux membres postérieurs dont le but d'immobiliser l'animal pour faciliter les prélèvements.

On doit se mettre au genou derrière l'animal au cours de toutes les manipulations.

II.1.2 Examen gynécologique :

La palpation transrectale est similaire à celle réalisée chez la vache. L'opérateur muni d'un gant gynécologique lubrifié au préalable, introduit sa main dans le rectum puis le vidé, la bifurcation utérine est facilement repérée.

Les cornes utérines sont palpées par la suite pour apprécier leur consistance et leur tonicité

L'ovaire droit est localisé dans la partie concave formée par la corne droite, l'ovaire gauche est par contre difficilement décelable, par conséquent l'opérateur cherche la position de l'ovaire en tirant la matrice en arrière et glissant sa main transversalement.

II.2 Prélèvement de biopsie :

II.2.1. protocole de biopsie :

Les prélèvements de biopsie sont effectués au niveau de corne gauche à partir du 3^{ème} jour post-partum jusqu'au le 25^{ème} jour post partum.

II.2.2. prélèvement de biopsie :

L'opération commence par un lavage de la région périnéale. la main gauche munie d'un gant et à travers le rectum tire la commissure vulvaire supérieure pour entrouvrir les lèvres vulvaires. la main droite tient la pince à biopsie et introduit dans la cavité vaginal tout en évitant qu'elle ne touche la partie externe de la muqueuse vaginale. la pince est dirigée au début vers le haut puis d'une façon rectiligne jusqu'à arriver au niveau du col. par des mouvements circulaires les replis cervicaux sont

traversées. la pince à biopsie est en suite orientée à travers le rectum par la main gauche vers le site de prélèvement de la corne utérine (Figure 14).

Le prélèvement sera effectué au niveau de corne, à ce niveau là et par voie transrectale, un fragment de la muqueuse utérine est maintenu par la main pour être introduit entre les deux mâchoires de la pince et par un mouvement franc le fragment est enlevé et la pince est retirée de l'utérus. Le prélèvement est plongé immédiatement dans le formol 10%. la taille du prélèvement se situe généralement entre 0,5 à 1cm de long avec un diamètre dépassant rarement 3mm.

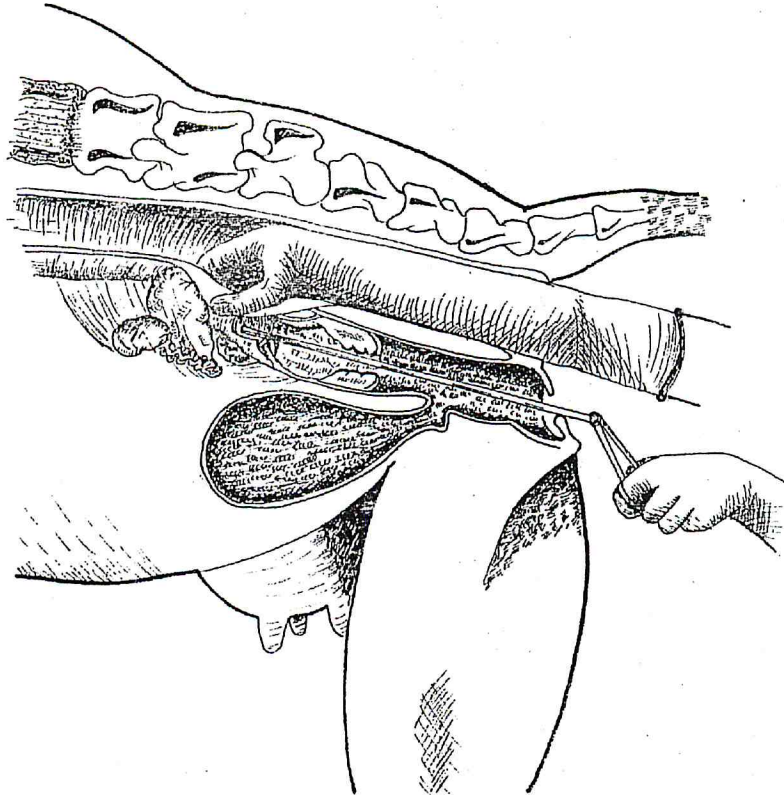


Figure N°14 : Prélèvement de biopsie

II.3.Méthode de préparation histologique :

II.3.1.Fixation des échantillons :

-But : la fixation a pour but d'assurer la conservation des structures dans un état aussi proche de l'état vivant .Ceci est par l'immobilisation des composants cellulaires et le blocage de l'autolyse tissulaire et l'effet des microorganismes.

-principe : la fixation doit se faire immédiatement après le prélèvement, par immersion dans le liquide fixateur : formaldéhyde 10%, Le volume du fixateur doit être de 20 à 50 fois supérieure à celui de prélèvement. En routine, les pièces séjourneront de 12 à 24 heures dans le fixateur et y seront totalement immergées. Aucune pièce ne doit flotter au dessus du fixateur car la fixation ne sera ni bonne ni homogène.

Ce temps est toutefois à adapter selon la consistance et la taille du tissu.



Figure N°15 : prélèvement fixé (originale 2010)

II.3.2.Préparation des blocs de paraffine :

Les fragments tissulaires sont inclus dans des blocs de paraffine, ce qui lui confère une certaine rigidité et facilite la coupe.les coupes du bloc de paraffine sont faites avec un microtome permettant de réaliser des tranches fines. Pour cette formation il faut faire une déshydratation, l'imprégnation et l'inclusion des pièces à la paraffine.

II.3.2.1.Déshydratation :

-But : la paraffine n'est pas miscible à l'eau, la pièce doit être déshydratée avant l'imprégnation et l'inclusion à la paraffine.la déshydratation permet d'éliminer l'eau pour être remplacé par la paraffine dans le tissu.

-Principe : les pièces sont mises dans des cassettes à inclusion et sont passées dans trois bains successifs d'alcool à concentration croissante : 70°, 90°,100°.

La durée pour chaque bain est d'une (01) heure sauf pour l'alcool 100° est deux (02) heures.les échantillons doivent subir par la suite un éclaircissement ; qui permet le remplacement du l'agent déshydratant par un solvant de la paraffine. Cette étape est réalisée par l'immersion dans deux bains de toluène. La durée pour chaque bain est de deux heures.

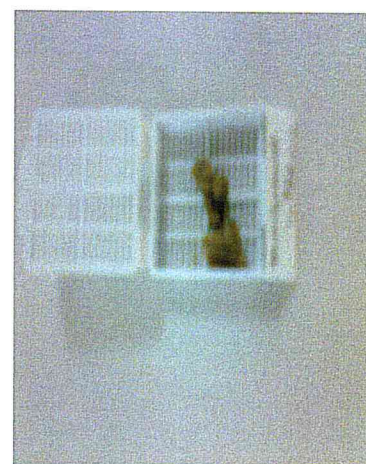


Figure N°16: prélèvement dans une cassette (originale 2010)

II.3.2.2.Imprégnation en paraffine :

-But : l'eau éliminée lors de la déshydratation est remplacée par la paraffine donnant par conséquence une rigidité au tissu qui lui permet de garder sa forme interne au moment de la coupe.

-principe : l'imprégnation du tissu s'effectue par le passage des échantillons après leur déshydratation dans un bain de paraffine maintenue à l'état liquide dans l'étuve à 56°C pendant 12 heures au minimum.

II.3.2.3.Inclusion à la paraffine :

-But : le but de l'inclusion est d'enfermer, le prélèvement dans une substance qui le pénètre et l'infiltrer.les tissus acquièrent ainsi une consistance qui permet d'obtenir des coupes minces au microtome.

-principe : un moule en étain ou en plastique au fond duquel on verse une petite quantité de paraffine, l'échantillon imprégné est déposé délicatement en l'orientation convenable, la partie de la cassette qui va servir un support sur le microtome est déposée en suite au-dessus.une autre quantité de paraffine est ajoutée après à travers les grilles de la cassette.

Une fois la paraffine est refroidie, subit un durcissement et les blocs sont par la suite démoulés et seront prêts à la coupe.

II.3.2.4.Confection et étalement des coupes :

Le bloc est monté dans le porte bloc du microtome (figure 17). L'épaisseur de coupe est réglée à 5 μ .les coupes sériées sont collées les unes aux autres ; formant un ruban, que l'on peut découper pour sélectionner les meilleurs coupes. L'étalement se fait dans un bain marie réglé a une température de 45°C.les coupes par la suite sont montées sur des lames gélatinées (figure18).ces dernières permettent une meilleure adhésion et évitent le décollement des coupes au cours de séries de lavages des manipulations histochimiques.

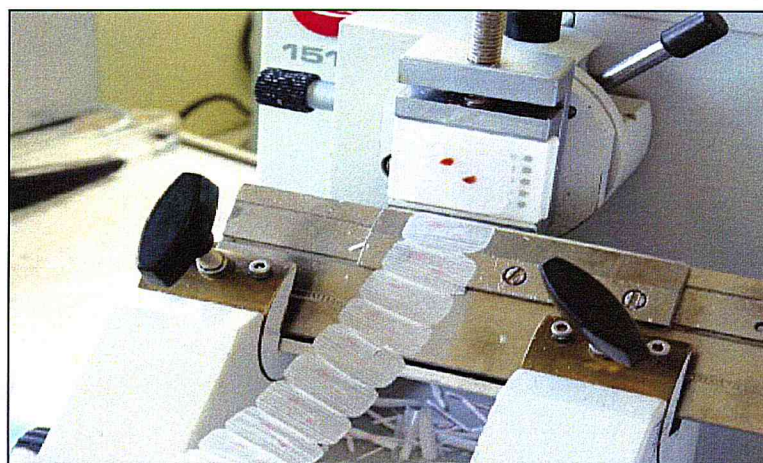


Figure N°17 : Ruban de coupes sur le Microtome *Leica 1510*



Figure N°18 : Etalement et collage des coupes sur lames gélatinées (originale, 2010)

II.3.2.5. Coloration des coupes :

II.3.2.5.1. Déparaffinage et réhydratation des coupes :

Les colorants sont hydrophiles tandis que la paraffine est hydrophobe ; c'est pourquoi la coloration des coupes comporte une étape de déparaffinage et de réhydratation. Le toluène est utilisé à cette étape ; on fait passer les coupes dans deux bains de toluène pendant 05 minutes pour chacun.

La réhydratation en prolongeant les coupe dans trois bains d'alcool à concentration décroissante ; respectivement 100° , 90° , 70° . la durée est de une (01) minute chacun .la réhydratation se termine par le passage des coupes dans de l'eau distillée pendant trois(03) minutes.

II.3.2.5.2. Coloration à l'hémalum éosine :

Les coupes sont colorées par l'hémalum pendant environ 30 sec à 2mn. Après le lavage dans l'eau distillée pendant 03mn (plusieurs bains) on passe à la coloration par l'éosine pendant 4mn, puis rinçage à l'eau distillée pendant 30 sec.

II.3.2.5.3. Montage des coupes :

Après la coloration les coupes sont déshydratées dans trois bains d'alcool à concentration croissante ; respectivement 70° , 90° , 100° la durée pour chaque bain est de 30 sec sauf pour l'alcool 100° est d'une minute.

Ces coupes doivent subir par la suite un éclaircissement qui réalisée par l'immersion dans deux bains de toluène. La durée pour chaque bain est de cinq(05) mn. En fin les coupes sont montées par l'eukitt puis recouverte par une lamelle et mise à sécher à plat.



Figure N°19 : Montage définitif (Collage des lamelles).

II.3.2.5.4 .Observation et prise de photos

L'observation des lames est réalisée par un microscope photonique et la prise des photos par un appareil photo numérique.

Résultats

I – Résultats :

Les résultats histologiques que nous présentons, complétés par ceux de la palpation transrectale, décrivent l'état de l'épithélium de surface, des glandes utérines et du chorion en fonction du stade du prélèvement, la position et la taille de la matrice.

1-Stade 3^{ème} jour post-partum :

A ce stade, l'examen gynécologique par la palpation transrectale a montré une matrice à position abdominale, volumineuse, non ramassable, non délimitable avec des stries longitudinales.

Les ovaires ne peuvent pas être palpés.

Histologiquement, la figure 20 (a) représente un épithélium de surface discontinu, desquamé, détaché par endroit. Ceci est surtout noté au site d'implantation du placenta.

Au plus fort grossissement dans la figure 20 (b), on distingue plus clairement un épithélium de surface cylindrique pseudostratifié avec des cellules à noyaux de grande taille.

Selon la figure 20 (a), les glandes utérines sont absentes.

2-Stade du 5^{ème} au 7^{ème} jour post-partum :

L'utérus devient moins volumineux mais toujours en position abdominale et non ramassable.

Les ovaires restent non palpables.

La figure 21 montre un épithélium reste toujours détaché, et le phénomène de régénération n'a pas été encore commencé, les glandes utérines sont peu nombreuses voire même absentes. Elles sont de petites tailles circulaires et dispersées dans le chorion.

Leur épithélium est plus intègre que celui de la surface et leur lumière est réduite.

Le chorion est lâche, caractérisé par une vascularisation moins importante.

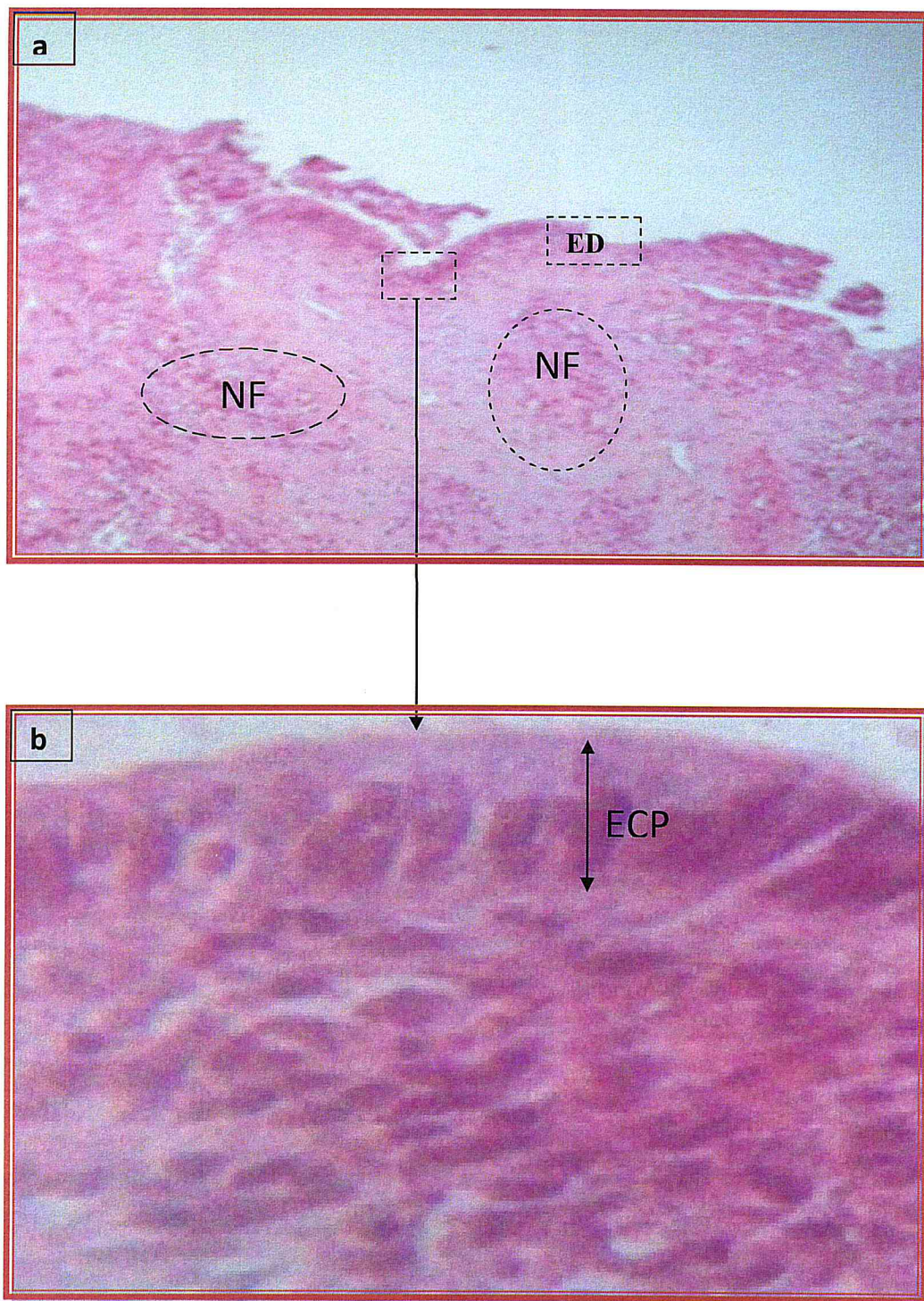


Figure N° 20 : Muqueuse utérine de chamelle au 3^{ème} jour post partum. (Coloration de l'Hématoxyline Eosine). **(a)x10, (b) x40**.

NF : noyaux de fibroblastes

ECP : épithélium cylindrique pseudostratifié.

ED : épithélium discontinue

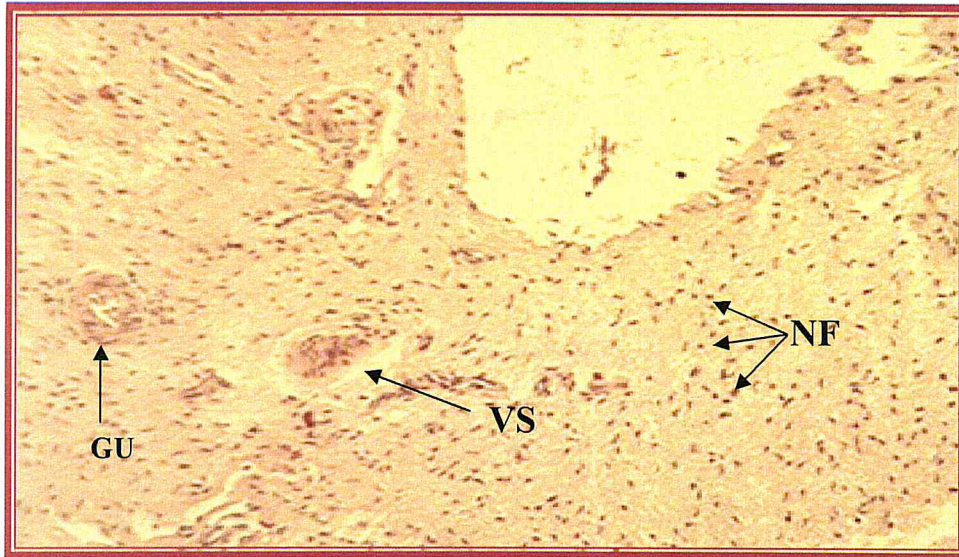


Figure N°21 : La muqueuse utérine de la chamelle du 5^{ème} au 7^{ème} jour post partum. (Coloration de l'Hématoxyline Eosine x10).

NF : noyaux de fibroblastes

VS : vaisseau sanguin

GU: glandes utérine

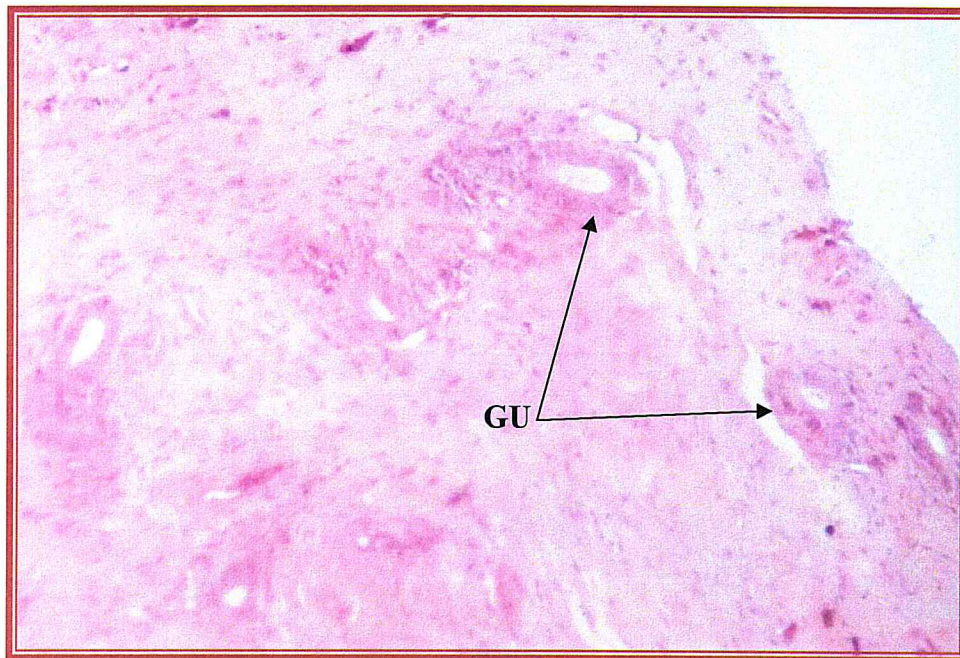


Figure N°22 : la muqueuse utérine de la chamelle du 8^{ème} au 10^{ème} jour post partum. (Coloration de l'Hématoxyline Eosine x10).

GU : glandes utérines

3-Stade du 8^{ème} au 10^{ème} jour post-partum :

L'examen gynécologique montre que la matrice est toujours dans la cavité abdominale, non délimitable, non ramassable avec une taille peu volumineuse.

Les ovaires sont palpables avec des petits follicules à la surface.

Les glandes utérines sont plus nombreuses par rapport au stade précédent (5^{ème} au 7^{ème}), ces glandes sont de petite taille disséminées dans le chorion, leur lumière peu être dilatée ou réduite (figure 22).

4-Stade du 11^{ème} au 14^{ème} jour post-partum :

A ce stade, la majorité de la matrice se trouve dans la cavité abdominale et le reste dans la cavité pelvienne, elle est délimitable mais non ramassable.

Les ovaires sont toujours palpables, mais les follicules deviennent un peu plus grands.

La figure 23 représente un épithélium de surface qui est peu régénéré.

Les glandes utérines subissent une augmentation en nombre et en taille, elles sont de forme circulaire ou allongée, elles peuvent être dispersées dans le chorion ou organisées en amas, leur lumière est un peu dilatée par rapport au stade précédent.

On observe une vascularisation autour des glandes.

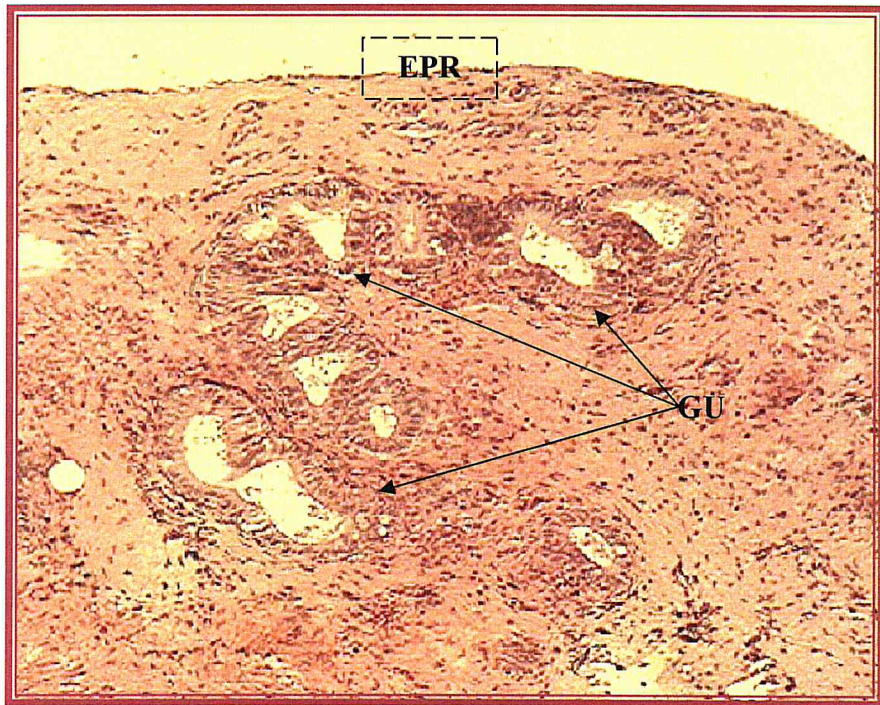


Figure N°23 : La muqueuse utérine de la chavelle du 11^{ème} au 14^{ème} jour post partum. (Coloration de l'Hématoxyline Eosine x10).

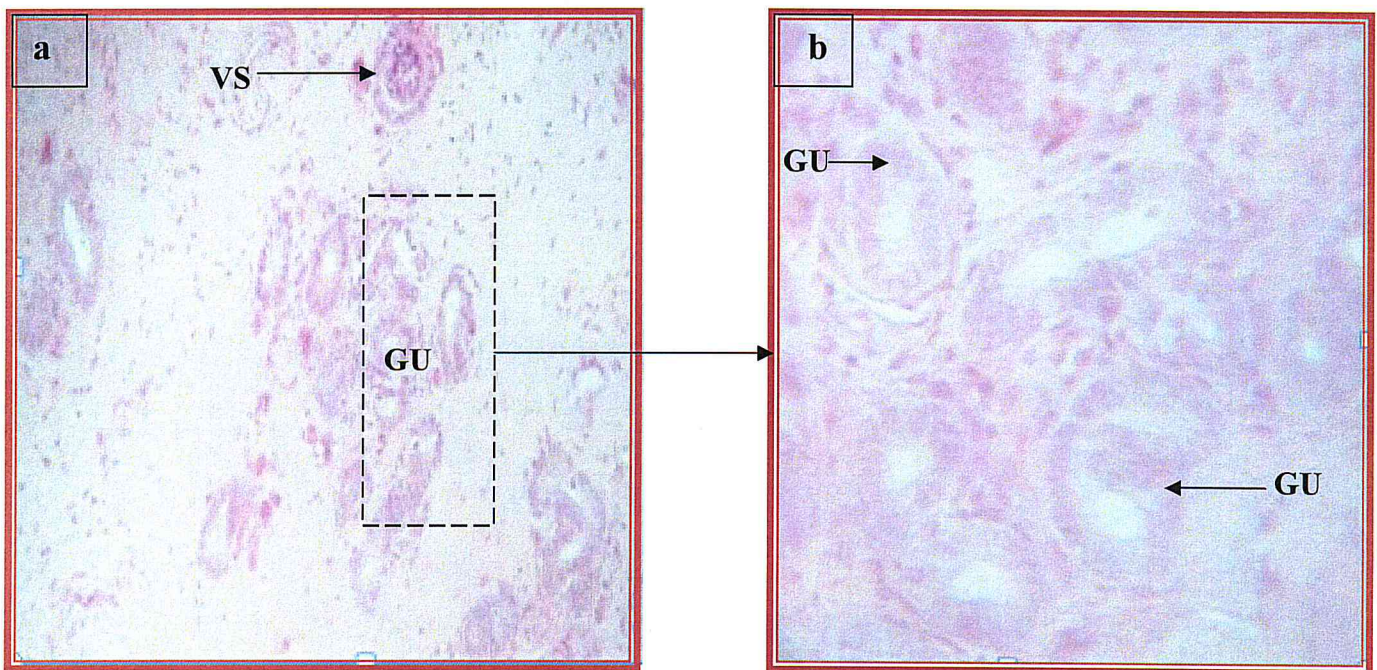


Figure N°24 : Chorion de la muqueuse utérine de la chavelle du 11^{ème} au 14^{ème} jour post partum. (Coloration de l'Hématoxyline Eosine). (a)x10, (b) x40.

GU : glandes utérines, **VS :** vaisseau sanguin, **EPR :** épithélium peu régénéré

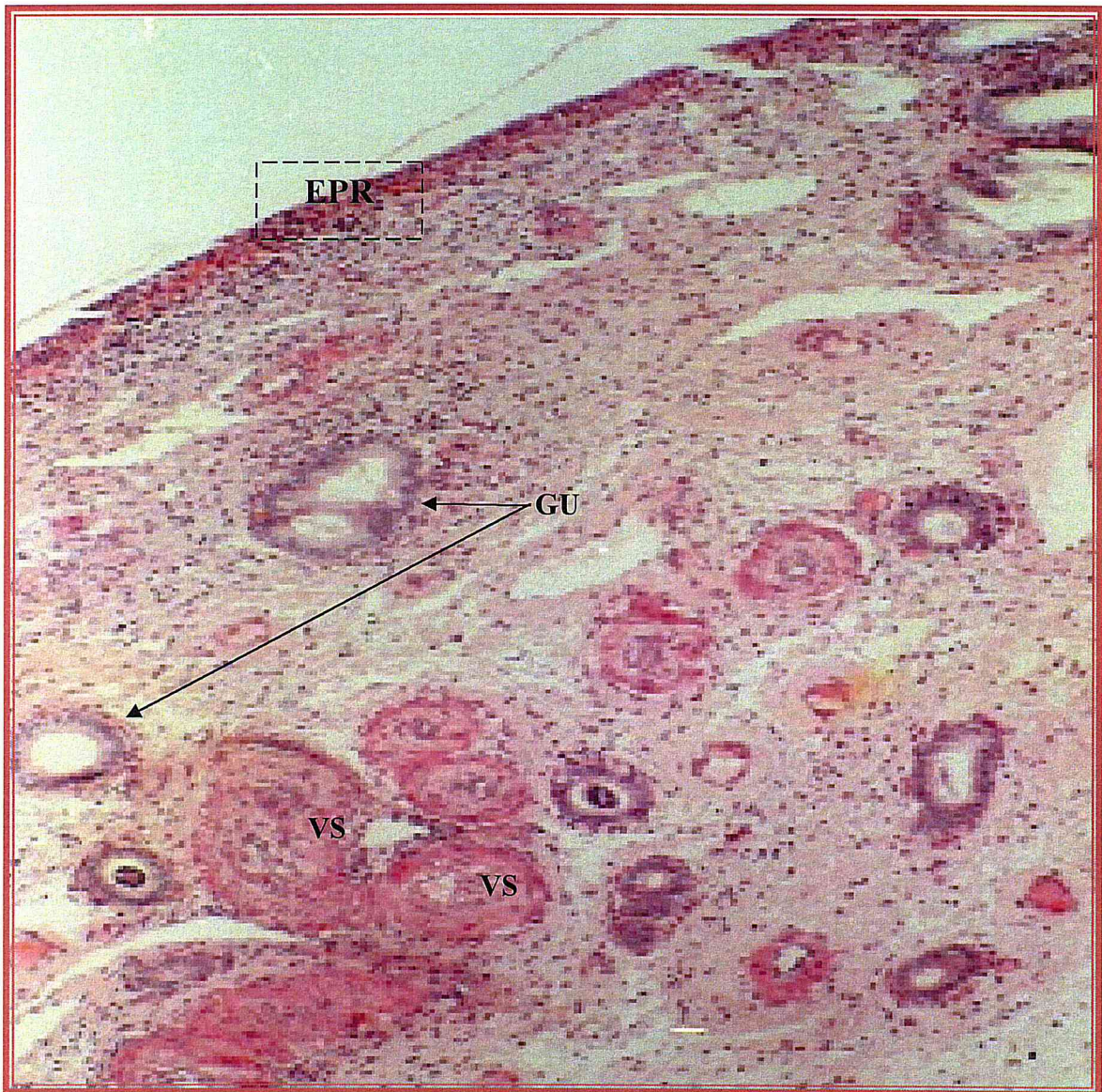


Figure N°25 : La muqueuse utérine de la chienne du 15^{ème} au 17^{ème} jour post partum. (Coloration de l'Hémathoxyline Eosinex10).

GU : glandes utérines de taille importante

EPR : épithélium peu régénéré

VS : vaisseaux sanguins

5-Stade du 15^{ème} au 18^{ème} jour post-partum :

A la palpation transrectale, la matrice est en grande partie dans la cavité pelvienne. Elle est ramassable et délimitable. Les deux ovaires deviennent facilement palpables. Sur l'ovaire gauche, on palpe des grands follicules en nombre de 8 à 9, mais sur l'ovaire droit toujours un nombre moins important (3 à 4).

Histologiquement, dans **la figure 25**, on distingue que l'épithélium de surface n'est pas encore complètement restauré.

Les glandes utérines sont nombreuses disséminées dans le chorion.

La néovascularisation est très importante par l'augmentation de nombre et de taille surtout autour des glandes.

6-Stade du 18^{ème} au 21^{ème} jour post-partum :

A ce stade, la matrice retrouve sa taille et sa position normale correspondante à l'état de non gestation.

Les deux ovaires sont palpables et actifs, l'ovaire gauche contient des follicules de grande taille.

Les résultats histologiques du stade 21^{ème} jour post-partum montrent une muqueuse utérine complètement restaurée et des glandes utérines fonctionnelles. En effet l'épithélium de surface apparaît plus intègre, uniforme et continu sur toute sa surface (**figure 26 (a)**).

Au plus fort grossissement, d'après **la figure 26 (b)**, l'épithélium apparaît cylindrique pseudostratifié.

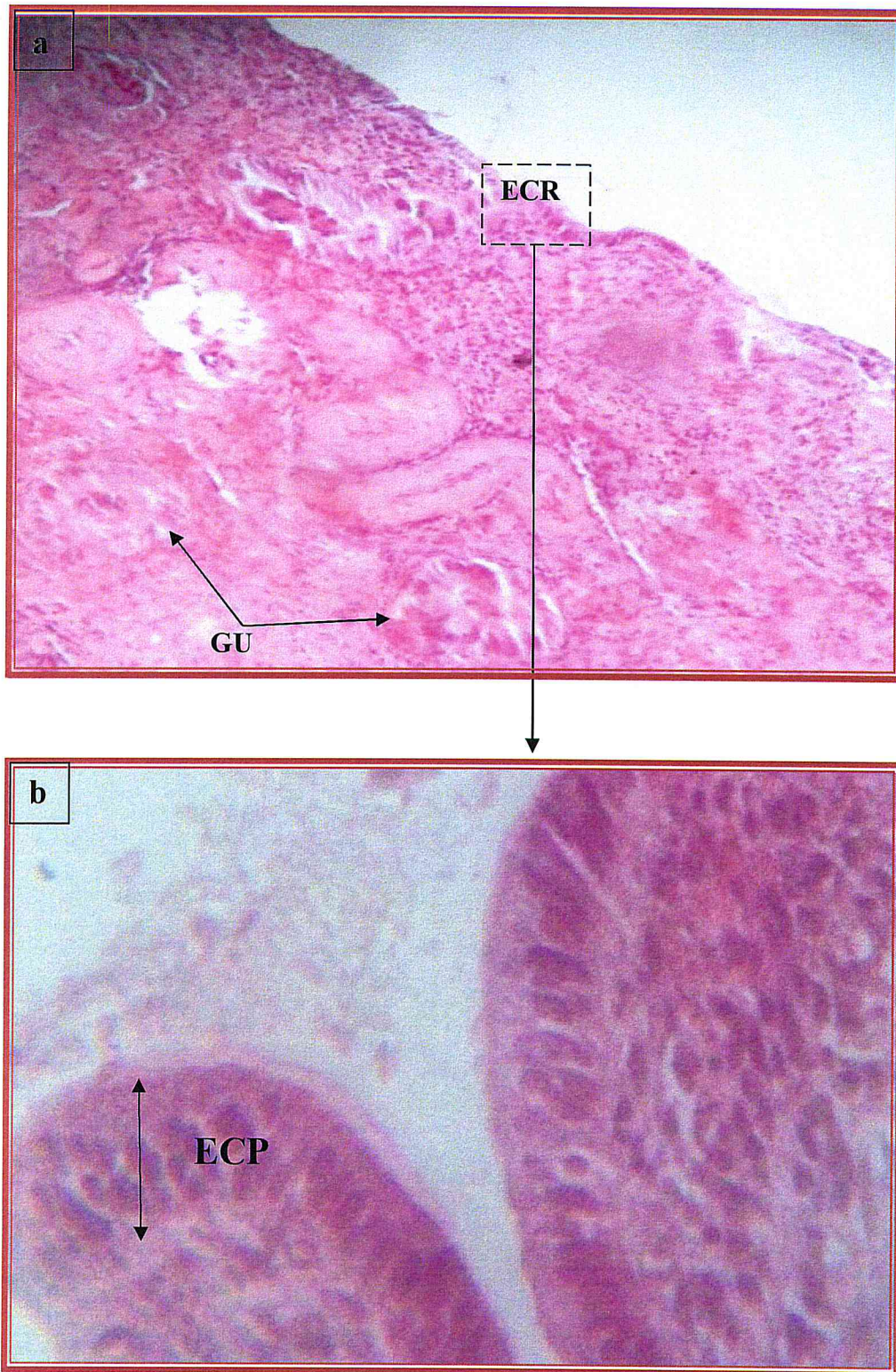


Figure N° 26 : La muqueuse utérine de la chamelle du 18^{ème} au 21^{ème} jour post partum.

(Coloration de l'Hématoxyline Eosine). **(a)x10, (b) x40.**

GU : glandes utérines de taille très importante

ECR : épithélium complètement régénéré

ECR : épithélium cylindrique pseudostratifie.

Discussion

II-Discussion :

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

L'inexistence d'étude histologique sur l'involution utérine chez la chamelle, nous amène à comparer nos résultats avec ceux obtenus chez la jument et la vache.

1-l'épithélium de surface :

Les résultats histologiques obtenus nous fournissent que :

Le détachement des microcotylédons après la mise-bas donne à la surface épithéliale un aspect discontinu, desquamé. Ce dernier est plus marqué au départ puis commence à régénéré vers le 10^{ème} jour post-partum.

Chez la jument, le type de placenta est le même que la chamelle. la surface de muqueuse utérine présente des microcarencules. Elles sont définies comme des septamaternalles qui s'invaginent dans le chorion compact et profondément dans le chorion spongieux (Gomez et al, 1995). Gygax et al. (1979) décrivent deux types de microcaroncules hémorragiques et non hémorragiques.

La réduction des microcarencules est très rapide, elle prononcée au 2^{ème} jour post-partum et complète au 5^{ème} jour post-partum. Leur disparition laisse apparaitre le chorion compact (Bailey et al., 1983 ; Gomez et al., 1995). toutefois, une disparition tardive entre 10 à 15 jours post-partum est notée (Gygax et al, 1979).

Chez la vache, vu son type de placentation (cotylidonaire diffuse), apparait des carencules ou de macrocarencules. La régénération de ces derniers commence par la profondeur des cryptes. Elle est très lente par rapport à la chamelle et la jument, elle n'est complète qu'à partir du 60^{ème} jour post-partum (Gier et al, 1968).

2-Glandes utérines :

Au 3^{ème} jour post-partum, les glandes utérines sont absentes.

A partir du 5^{ème} jour post-partum, Les glandes utérines sont peu nombreuses voire même absentes ; elles sont de petite taille ,de forme circulaire ou allongée , dispersées dans le chorion .

Dés le 8^{ème} jour post-partum, le nombre et la taille des glandes utérines augmentent, leur épithélium est plus intègre, leur régénération est plus précoce que celle de l'épithélium de surface .les glandes au voisinage de l'épithélium de surface ont une taille et une lumière plus grande que celles présentes en profondeur. L'augmentation du nombre des glandes pourrait être due à la réduction important de la taille de l'utérus après la mise-bas ou à une augmentation de l'activité glandulaire pendant cette période.

Chez la jument, la majorité des glandes reviennent à leur état normal plus tardivement en comparaison avec nos résultats chez la chamelle. Elle est notée au 10^{ème} jour post-partum (katila et al, 1988), 14^{ème} jour post-partum (Gygax et al, 1979), 12^{ème} jour post-partum (Bailey et al., 1983).

Chez la vache, la régénération des glandes se fait de la même façon que l'épithélium de surface, mais décalée dans le temps en faveur des glandes (Studer, 1978).

3-Le chorion :

Le chorion, apparait lâche au centre, devient dense en direction de la périphérie déterminant ainsi le chorion compact.

L'augmentation de la densité du chorion au 3^{ème} jour post-partum et après le 21^{ème} jour post-partum peut être expliquée par la réduction de la taille de l'utérus.

4-La vascularisation :

Elle connaît, de son côté, des modifications importantes lors du post-partum. En effet, le nombre de vaisseaux est très réduit au départ, connaît une augmentation en nombre et en taille à partir du 10^{ème} jour post-partum. ces vaisseaux peuvent être retrouvés autour des glandes à partir du 15^{ème} jour post-partum. De même, sous l'épithélium de surface, la présence des capillaires est souvent observée et liée à la conséquence du traumatisme causé par la pince à biopsie.

En fin avec l'étude histologique de l'endomètre, nous avons trouvé que l'involution utérine chez la chamelle est complète au 21^{ème} jour post-partum, ces résultats ne concordent pas avec ceux de Nakrou (1994) qui en utilisant la même technique rapporte une durée de 40 jours.

Par la méthode de palpation transrectale, des durées d'involution utérine plus longue en été déterminées par Musa et Makawi (1985), Elwishy (1988) et Chriqi (1988) respectivement de 15 à 28 jours, 40+ 2 jours et 15 à 28 jours.

Chez la vache, l'involution parait être plus tardive avec des durées de 40 jours (Gier et al, 1968) ; 40 à 50 jours (Garcia et al, 1982) et plus de 60 jours (Clemenceau, 1976).

Chez la jument, cette durée a été estimée à 32 jours (Gygax et al, 1979).

CONCLUSION

CONCLUSION

Les performances de reproduction relevées chez la chamelle ne reflètent pas les potentialités physiologiques réelles chez cette espèce. Notre étude bibliographique révèle que la période du post partum est réduite et la chamelle peut revenir en chaleur à partir de deuxième semaine.

L'examen gynécologique des chammelles après le part montre que l'utérus revient à sa position et sa taille normale entre le 17^{ème} et 20^{ème} jour post partum, l'activité des ovaire existe même au troisième jour après le part et l'ovaire gauche est plus actif que le droit.

Sur le plan histologique de l'endomètre, L'épithélium de surface est de type cylindrique pseudo stratifié ;sa régénération commence à partir de deuxième semaine pour trouver sa régénération complète au 21^{ème} jour, les glandes utérines sont révélées de même type de cellules, et se présentent en forme isolée ou groupée en amas, la lumière des glandes deviennent de plus en plus importantes

En fin, nous pouvons dire que l'involution utérine ne présente pas un obstacle à l'installation d'une nouvelle gestation si bien que la chamelle peut produire un chamelon chaque 13 mois.

En plus et à travers ces conclusions nous proposons que les travaux futurs soient envisagés à fin de mieux connaître le post partum chez cette espèce en associant les dosages hormonaux, biochimiques, histologie utérine et la bactériologie, il est également intéressant d'établir l'influence de l'alimentation sur le retour de l'activité sexuelle.

Références bibliographiques

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABDALLAH, O. (1965a) .Anatomical study of the female genital system of the one humped camel I. the ovaries. Sud .J.Vet .Sci.anim-Husb.6,(41,52).

ABDALLAH, O. (1965b). Anatomical study of the female genital system of the one humped camel III : The uterus and placenta. Sud .J.Vet .Sci.anim-Husb

ADNANE ZAKARIA (1996). Etude macroscopique et microscopique de l'appareil génitale chez la chamelle (Camelus dromadarius). Thèse de doctorat vétérinaire I.A.V.Hassan II.Rabat.

AGARWAL, S.P., RAI, A.K.AND KHANNA, N.D. (1992). Hormonal studies in post partum female camels and their neonates proc.1st int .camel conf., 143-148

ANOUASSI,A.(1984). Activité lutéale chez chamelle non gestante.(Camelus dromedarius).Thèse doctorat vétérinaire.Rabat.A.V.Hassen II.

ARTHUR,GH.,ALRAHIM,AT.(1982). Aspect of reproduction in female camel (camelus dromedarius)in Saudia. Vet.Med.Rev.,1 :83-86.

ARTHUR,GH .,NOAKES,D.E.,PEARSON,H(1985).Veterinary reproduction and obstetrics 5th Ed.Bailliere & Tyndall(publ.)Eastbourne,U.K.

ASSOUEL, A.(1983).contribution a l'étude de l'endocrinologie de la gestation dans l'espèce camelus dromedarius.Thèse de doctorat vétérinaire I.A.V.Hassan II.Rabat.

BAILEY,GV. ,BRISTEL,FM. (1983).Uterine involution in the mare after induced parturition.Am.J.Vet Res.vol.44N°5 p.793-797.

BARONE, R.(1990). Anatomie comparée des animaux domestique.Tome 4 splanchnnologies II.Appareil urogénitale.2^{ème} édition,Vigot 7500 Paris.

BEN AISSA(1989). Le dromadaire en Algerie.Options méditerranéennes,Série Séminaires, 2 , 19-28p.

CHAHMA.A (1996). Alimentation du dromadaire,INFS/OURGLA : p19.

CHRIQUI, A. (1989). Conduite de l'élevage du dromadaire dans le sud Marocain (bilan et possibilités d'amélioration).

CLEMENCEAU J. (1976). Involution utérine chez la vache .Thèse pour le doctorat vétérinaire.

ELHASSANIA LAKHAL(2004).Aspects de la reproduction chez le dromadaire Camelus dromadarius):revue bibliographique.

ELIAS, E.; BEDRAK, K. and YAGIL,R.(1984). Peripheral blood levels of progesterone in female camel during various reproductive stages. General and comative Endocrinology, 53.p.253-240.

- ELIAS, E., COHEN, D. (1986).** Parturition in the camel (*Camelus dromedarius*) and some behavioral aspects of their newborn. *Comp. Biochem. Physiol.* Vol. 84A, N°3, p.413-419.
- ELWISHY A.B. (1987).** Reproduction in the female dromedary: a review, *Animal Reproduction Science* 15, p.273-297.
- ENNASSIRI, A. (1985).** Activité folliculaire chez la chamelle (*Camelus dromedarius*). Thèse de doctorat vétérinaire, Rabat I.A.V Hassan II, Rabat, Maroc.
- FARAK, M. (1992).** contribution à l'étude des performances de reproduction chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*). post-partum et productivité. Thèse de doctorat vétérinaire, Rabat I.A.V Hassan II Rabat, Maroc.
- GARCIA, M. et LARSSON, K. (1982).** Clinical findings in post partum dairy cows word *Vet. Med.* p.255-263.
- GIER H.T., MARION G.B. (1968).** Uterus of the cow after parturition : involutinal changes *A.m.J. Vet. Res.* 29 :83-96.
- GOMEZ, C., FLORES J.M., SANCHEZ J., RODRIGUEZ ; SANCHEZ M.A. (1995).** Histological change in the uterus during post-partum in the mare. *Anat. Hist. Embryos.* 24, p. 19-23.
- GYGAX, A.P., GANJAM, V.K., KENNEY, R.M. (1979).** Clinical, microbiological and histological changes associated with uterine involution in the mare. *J. Rep. Fert. supp.* 27:571-578.
- ISMAIL S.T. (1987)** Review of reproduction in female camel. *Theriogenology*, vol.28 n°3.
- JOSHY, C.K., VYAS, K.K. et PREEK, P.K. (1978).** Studies on estrous cycle in Bikaner camel. *Indian J. Vet. Med.* A 35 :331-339.
- KATILA T., KOSKINEM E., MOIGILA AND PARVIAINEM P. (1988).** Evaluation on the post-partum mare in relation to fool heat reading. *J. Vet. Med.* A35 :331-339.
- KELENEMAR.R. (2003).** Travail non publié.
- KELENEMAR.R. (2008).** Travail non publié.
- KENNEY, R.M. and DOIG, P.A. (1986).** Camel endometrial biopsy. In : *Current Therapy in Theriogenology*. 2nd edition, Ed. D.A. Morrow, W.B. Saunders, Philadelphia, 723-729.
- LAHRICHI, A. (1995).** La reproduction chez la femelle du dromadaire (*Camelus dromedarius*) : Revue bibliographique. Thèse de doctorat vétérinaire, IAV Hassan II, Rabat Maroc.
- LASNAMI, K. 1986.** le dromadaire en Algérie (perspectives d'avenir)
Thèse de magistère science agronomique, INA El-Harrach. 185p.
- M.A.D.R. 2006.** Données statiques sur la population camelines. Algérie.

MARES, R.G. (1954) cité par ELWISHY, A.B. (1987). Animal husbandry, animal industry and animal diseases in the somaliland Protectoral. Br. vet. J. 110:411- 423

METHA V.S., ANAND PRAKASH A .H., MOOL SING (1962). Gestation period in camels . Indian Vet. J. 39(7) :387-389.

MERKT H., RATH D., MUSA B. ET NAGGER H.A. (1990). Reproduction in camels : a review
FAO Rome.

MOUBARAK A.M., EL WISHY, A.B (1971). Uterus of the one –humped camel with reference to rectal palpation. Indian. J. Anim. Sci. 41 (9) :846-55.

MUKASA-MUGERWA, E. (1985) Le chameau (camelus dromedarius). Etude bibliographique-
C.I.P.E.A. Monographie.

MUSA, BE., ABUSINEINA, M.E. (1978). Clinical pregnancy diagnostics in the came land
comparaison with bovine pregnancy the veterinary record.

MUSA et al. (1978). The oestrus cycle of the camel (Camelus dromedarius). Veterinary
record. 103 :556-557.

MUSA, B.E., MAKAWI, S.A., (1985). Involution of the uterus and the and the first post partum heat
in the camel. (camelus dromedarius) Conf. Anim. Prod. in Arid Zones, Damascus, sept. 1985.

MUSA ET AL. (1993). Manipulation of reproductive functions in male and female camels. Animal
reproduction science, 33, 289-306. Elsevier science publishers B. V., Amsterdam.

NAKROU, 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. Rabat. A. V
Hassan II.

NAWITO, M., SHALASH, M.R., HOPPE, R., RAHKA, A.M. (1967). Reproduction in the
camel. Bull. Anim. Sci. Res. Inst., Cairo, No 2, 82 pp.

NICKEL, P, A SCHUMER ET E. SEIFLERLE (1979). The viscera of the domestic nammale
Urogenital system. Female genital organs. pp :351-391. Second edition.

OSMAN A., 1965. Anatomical study of the female genetal system of the one-humped
camel (Camelus dromedarius). I. The ovaries. Sci. J. Vet. Sci. Anim. Husb., 6 : 41-52.

PRIEDLKAMS, J. (1981). Female reproductive system in HD Delma and E. a bown textbook of
veterinary histology. Second edition.

RICHARD, D. ; PEYRE DE FABREGUES, B. et HOSTE, C. (1984). Le dromadaire et son
élevage. I.E.M. VOT. Alfort-Paris.

- RICHARD, D.(1985).**le dromadaire et son élevage. Institut d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux .Paris. Edition Maison Alfort.France. 161p.
- SALTAN ET ROSE (1994).** The racing camel edition acta-physiological.schandinavia stockholm.
- SGHIRI, A.(1987).** Evaluation des performances de reproduction d'un troupeau camelin a laayoune (Camelus dromedarius).Thèse doctorat vétérinaire, rabat I.A.V.HASSAN II.
- SGHIRI, A.(1988).** Evaluation des performances de reproduction d'un troupeau camelin a laayoune (Camelus dromedarius).Thèse doctorat vétérinaire, rabat I.A.V.HASSAN II.
- SHALASH M.R.,NAWITO M.(1964).** Some reproductive aspects in the female camel.
- SHALASH M.R.(1965).** Some reproductive aspects in the female camel.Worl rev.Anim.Pro, 4 :103-108.
- SHALASH M.R.(1985).**Reproduction in camels.ICAPAZ. Part Two
- SHALASH M.R.(1985).** Reproduction in camels. ICAPAZ. Part Two.
- SIGLER, DH. ;ERISCON,D.E. ;GIRBS, P.G.KIRACOFFE,G.H. AND STEVENSON,J.S.(1988).** Reproductive traits lactation and Foal Growth in mares fed altrenogest.J.Anim.Sci.67 :1154-1159.
- SKIDMORE J.A.,BILLAH M. ET ALLEN W.R.(1996).** The ovarian follicular wave pattern and induction of ovulation in the mated and non mated one humped camel.J.R.F.106 :185-192.
- SIMPSON, G. G :(1954).** The principals of classification and classification of mammals. In the camel(R .T.WILSON, 1984).
- STUDER, H.(1978).**contribution a l'étude physiologique du post partum chez la vache laitière
- TAYEB M A F.(1950).** Etude de l'anatomie de l'ovaire et du corps jaune de la chamelle. Vet.J.P.179-186.
- TAYEB M A F.(1965).** Les organes généaux de la chamelle.Vet.J.
- WARDEH.M.F :1989.** ARABIAN CAMELS ;origin, breeds and husbandry 1^{er} edition : p25, 159,334.
- WERNERY ET AL., 1992.** Cité par **OUMZAI LAILA :(1996).**Thèse de doctorat vétérinaire. Institut Hassan II.RIBAT .Maroc.p 32.
- WILLIAMSON G. PAYNE. W.J.A.(1978).** An introduction to animal husbandy in the tropics.longman.ed(London).
- WILSON,R.T.(1984).** Quelques paramètres de reproduction chez les chamelles de l'air (Niger).Reproduction des ruminants en zone tropicale pointe a pitre (FWI) :147-157.

WILSON,R.T.(1986). Reproductive performances and survival of young one-Humped camels on kenya commercial ranches. Anim.Prod.42 :375-380.

YAGIL.R.(1986). Reproduction (chap II) in the desert camel, p.120-140.

YAGIL.R.(1986). Le chameau ,autosuffisance en protéines animales dans les zones frappées par la sécheresse .Revue mondiale de zootechnie. 57 : 2-10.

YASIN,S.A. AND WAHID, A. (1957). Pakistan camels.a preliminary survey Agric Pakistan,8 :280-297.

ANONYME I site web <http://Camelides.cirad.fr>

ANONYME II