

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة البليدة 1

Université Blida 1



Institut des Sciences vétérinaire

معهد العلوم البيطرية

Mémoire

*Présenté en vue de l'obtention du Diplôme de
Docteur Vétérinaire.*

Thème

**Exploration anatomique et histologique de l'appareil génitale
De la chamelle**

Elaborer par : Mr OULEBSIR EL Hadi Abdeslem

Devant le Jury :

<i>M Lounas.A</i>	<i>GRADE : MAA</i>	<i>U.S.D. Blida</i>	<i>Président (e)</i>
<i>M Lounas.A</i>	<i>GRADE : MAA</i>	<i>U.S.D. Blida</i>	<i>Examineur(rice)</i>
<i>Mme Feknous</i>	<i>GRADE : MAA</i>	<i>U.S.D. Blida</i>	<i>Examineur(rice)</i>
<i>Mme Djazouli Alim F.Z.</i>	<i>MCA</i>	<i>U. Blida1</i>	<i>Promotrice</i>
<i>MrBenaissa M.H.</i>	<i>Attaché De recherche</i>	<i>CRSTRA. Biskra</i>	<i>Co-Promoteur</i>

-2013/2014-

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

A mes parents

Qui ont toujours cru en moi. Leur soutien et leur amour m'ont permis de réaliser mon rêve.

A mon frère Anis

A ma sœur Chahinez, son mari : Salah eddine et leurs enfants : Abdelmalek, Ilyes et le petit Rayan.

A la mémoire de mes grands-parents : El hadi, et Aini

A mes grands-parents Fatma et Tahar

A mes oncles et mes tantes

A mes chers cousins et cousines

A mes amis

Massi, Hamza, Farouk, Djallal, Djamel, 3mimou, Walid, Boubaker, Salim, Kamel, swilly, M'hamed, Messi et Lassou

Spécialement à

Yasmina

Et la promotion 2013/2014

Remerciement

Je remercie le bon dieu pour avoir guidé mes pas pour mener à bien ce travail.

Je remercie ma promotrice Professeur DJAZOULI ALIM Fatima Zohra pour avoir accepté de m'encadrer et me diriger durant toute la durée de ce travail.

Je remercie mon co-promoteur Mr BENAÏSSA M.H.

Je remercie Mr le Dr OGAB Mohamed Amine

Je tiens aussi à remercier :

Tous les enseignants et enseignantes de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida, Université de Blida 1.

Et tous ceux qui ont participé dans la réalisation de ce travail.

Sommaire

Résumé	
Dédicaces	
Remercîment	
Introduction.....	01
Chapitre I: Anatomie de l'appareil génitale femelle de la chamelle	
I. Les ovaires.....	02
I.1.Position anatomique.....	02
I.2.Caractères physiques.....	02
I.2.1. Couleur et consistance	02
I.2.1. Poids.....	02
I.3. Conformation	03
I.4. Topographie et fixité	03
I.5. Structure	04
I.6. Examen microscopique de l'ovaire.....	04
II. Les Oviductes.....	04
III. L'utérus.....	05
III.1. Position.....	05
III.2. Caractères physiques.....	05
III.2.2. Poids.....	05
III.3. Conformation.....	06
III.4. Topographie et fixité.....	06
III.5. Structure.....	06
III.6. Les parties de l'utérus.....	06
III.6.1. Le col de l'utérus	06

III.6.2. Le corps de l'utérus	07
III.6.3. Les cornes de l'utérus	07
IV. Le vagin.....	07
V. La vulve	07
VI. Le clitoris.....	07

Chapitre II: physiologie de la reproduction chez la chamelle

I. Physiologie de la reproduction chez le dromadaire et ses particularités.....	08
I.2.Saisonnalité de la reproduction et période d'activité sexuelle chez la chamelle	08
II. Les paramètres de la reproduction.....	09
II. 1. La puberté.....	09
II. 2.Mise à la reproduction.....	09
III. Le cycle œstral.....	10
III.1. La phase folliculaire.....	10
III.1.1. Phase de recrutement.....	10
III.1.2. Phase de croissance.....	10
III.1.3. Phase de maturité.....	11
III.1.4. Phase de régression.....	11
III.2. La phase lutéale.....	11
III.3. L'œstrus.....	11
III.3.1. Durée des chaleurs.....	11
III.3.2. Signes des chaleurs.....	12
III.3.3. Le coït ou l'accouplement.....	12
III. 4. L'ovulation.....	12
III.5. Le corps jaune.....	13

III.6. La fécondation.....	13
IV. La gestation.....	13
IV.1. Durée de la gestation.....	13
IV.2. Site utérin de gestation.....	13
IV.3. Signes de la gestation.....	14
IV.4. Diagnostic de la gestation.....	14
V. La parturition.....	14
V.1. Première étape.....	14
V.2. Deuxième étape.....	14
V.3. Troisième étape.....	14
VI. Taux de gémellité.....	15
VII. Taux de fécondité.....	15
VIII. Problèmes de gestation.....	15
VIII-1- L'avortement.....	15
VIII.2. Les mortalités.....	15
IX. Intervalle entre deux mises bas.....	16
X. Sevrage.....	16
XI. Longévité.....	16
XII. Le nombre de naissance par carrière.....	16
XIII. Durée de la carrière de reproductive.....	16
XIV. La réforme.....	16

Chapitre III : Anatomie et physiologie comparées avec d'autres mammifères domestiques

I. Anatomie comparée.....	17
---------------------------	----

I.1.L'ovaire.....	17
I.1.1.Position.....	17
I.1.2. Anatomie et structure interne.....	17
I.2. Les voies génitales femelles.....	18
I.2.1. L'oviducte.....	18
I.2.-2.- L'utérus.....	18
I.2.2.1. Les cornes utérines.....	18
I.2.2.2. Le corps de l'utérus.....	18
I.2.2.3. Le col de l'utérus.....	19
I.2.3. Le vagin.....	19
II. Physiologie comparée.....	21
II.1. Saison de la reproduction.....	21
II. 2. Puberté.....	21
II.3. Cycle œstral.....	21
II.3.1. L'œstrus.....	22
II.3.2. Les signes accompagnant l'œstrus.....	22
II.3.3. L'ovulation.....	23
III.4. L'accouplement.....	24
III.5. La gestation.....	25
II.6. Déroulement anormal de la gestation.....	25
II.6.A. La mortalité embryonnaire.....	25
II.6.2. L'avortement.....	26
II.7. La parturition.....	26

Matériel et Méthodes

1. Lieu de réalisation des étapes expérimentales.....	27
2. Matériel d'étude.....	27
2.1. Modèle animal.....	27
2.2. Appareillage.....	28
3. Méthodes d'études.....	28
3.1. Prélèvement.....	28
3.2. Fixation des échantillons.....	28
3.3. Déshydratation.....	28
3.4. Inclusion à la paraffine.....	29
3.5. Confection et étalement des coupes.....	29
3.6. Séchage des lames.....	30
3.7. Coloration des coupes.....	30
3.7.1. Déparaffinage et réhydratation des coupes.....	30
3.7.2. Coloration à l'hématoxyline & éosine (HE).....	30
3.7.2.1. Principe de la coloration.....	30
3.7.2.2. Etapes de la coloration.....	31
3.9. Montage et observation au microscope optique.....	31
3.10. Observation et capture des zones d'intérêt.....	31
Résultats.....	32
Discussion.....	48
Conclusion.....	50
Références bibliographiques.....	51

Liste des figures

Figure 1 : le Dromadaire race sahraoui en position (décubitus sternal) d'abattage.....	27
Figure 2 :le distributeur de paraffine.....	29
Figure 3 : Le ruban des coupes en microtome.....	33
Figure 4 : Aspect anatomique des différentes parties de l'appareil génital de la chamelle.....	33
Figure 5 : Aspect anatomique externe et interne des ovaires de la chamelle.....	34
Figure6 : Structures histologiques de l'ovaire de la chamelle.....	36
Figure 7 : Coupe histologique au niveau de la partie corticale de l'ovaire de la chamelle.....	37
Figure 8 : Les éléments tissulaires et cellulaires qui composent un follicule en croissances....	39
Figure 9 : Follicule tertiaire au niveau de l'ovaire de la chamelle.....	40
Figure 10 : Parties histologiques d'un follicule tertiaire	41
Figure 11 : Aspect histologique des oviductes de l'appareil génital de la chamelle.....	43
Figure 12 :Région intermédiaire entre l'oviducte et la corne	44
Figure 13 : Endomètre et myomètre de la corne utérine	46
Figure 14 : Aspect des glandes endométriales.....	47

Liste des tableaux

Tableau n°1 : Poids de l'ovaire (en gramme) en fonction de son activité.....	03
Tableau n°2 : la taille de l'ovaire de la chamelle selon différents auteurs.....	03
Tableau n°3 : saison de reproduction des chamelles dans différents pays selon différents auteurs.....	08
Tableau n°4 : Age de puberté et de mise à la reproduction des chamelles dans différents pays d'après différents auteurs.....	09
Tableau n°5 : Taille du follicule pré-ovulatoire chez le dromadaire.....	11
Tableau n°6 : Les durées relatives aux intervalles entre l'accouplement et l'ovulation selon différents auteurs (h).....	13
Tableau n°7 : Durée moyenne des différentes étapes de la parturition	15
Tableau n°8 : Structure du col de l'utérus et lieu de dépôt de la semence dans les voies génitales femelles de quelques espèces animales.....	19
Tableau n°9 : Anatomie comparée des appareils reproducteurs des mammifères domestiques femelles	20
Tableau n°10 : Données relatives à la sexualité et à la reproduction des femelles de mammifères.....	21
Tableau n°11 : Durée moyenne et variations possibles du cycle œstrien (jrs).....	22
Tableau n°12 : Durée de l'œstrus des femelles de mammifères d'élevage	23
Tableau n°13 : Données relatives à l'ovulation de quelques espèces mammifères	23
Tableau n°14 : Caractéristiques de l'activité ovarienne chez les femelles domestiques).....	24
Tableau n°15 : Caractéristiques de l'activité sexuelle chez quelques femelles domestiques.....	24
Tableau n°16 : Caractéristiques de la gestation chez quelques espèces mammifères.....	25

Résumé

Le dromadaire (*Camelusdromadarius*) est un animal qui se reproduit peu et dont la nidation se déroule environ à 90 % dans la corne gauche de l'utérus. Très peu d'études fondamentales sont retrouvées dans la littérature sur l'appareil génitale de la chamelle. De ce fait, le but du présent travail est d'analyser macroscopiquement et microscopiquement par la coloration topographique de l'hématoxyline et l'éosine, l'appareil reproducteur femelle à savoir les ovaires, les oviductes et les cornes utérines et de le comparer avec celui des autres mammifères domestiques comme la vache, la truie, la brebis et la jument.

Nos résultats révèlent que l'appareil génital de la chamelle présente un aspect anatomique similaire avec les autres mammifères domestiques, cependant quelques variations dans le poids, la taille et la couleur sont retrouvées.

Sur le plan histologique, l'ovaire de la chamelle semble très actif à la période de notre prélèvement (mois de janvier), du fait de l'existence d'un grand nombre de follicules à différents stades de croissance. L'oviducte est très sinueux avec une large assise musculaire, il semble être très complexe, l'épithélium de sa muqueuse contient des cellules sécrétrices et d'autres ciliées, ceci constitue un environnement favorable à la fécondation, au stockage et la mobilité de la semence.

L'utérus de la chamelle est bicorné, sa paroi est composée de trois tuniques : une séreuse, une musculaire et une muqueuse. L'endomètre comprend un épithélium cylindrique simple contenant des cellules ciliées et de cellules sécrétrices, il est pseudo-stratifié par endroits. Le chorion de son tissu conjonctif est enrichi en glandes.

Mots clés:

Chamelle, appareil génital, ovaires, oviductes, utérus, anatomie, histologie

Abstract

The one humped camel (*Camelusdromadarius*) is an animal which reproduces little, and with 90% of pregnancies implantation occurs in the left uterine horn.

Very few fundamental studies are found in the literature on the genital tract of the camel. Therefore, the aim of this work is to analyze macroscopically and microscopically by topographic staining with hematoxylin and eosin, the female reproductive system, namely the ovaries, oviducts and uterine horns and compare with that of other domestic mammals such as cows, sows, ewes and mares.

Our results indicate that the reproductive tract of the camel has a similar anatomical appearance with other domestic mammals, however, some variations in weight, size and color are found.

Histologically, the ovary of the camel seems very active in the period of our sample (January), due to the existence of a large number of follicles at different stages of growth. The oviduct is very curvy with a broad base of muscular, it seems to be very complex, the epithelium of the mucosa contains secretory cells and other ciliated, and this is a favorable environment for fertilization, storage and mobility the seed.

The uterus of the camel is bicornal, the wall is composed of three coats: serous, a muscular and mucosa. The endometrium consists of a simple columnar epithelium containing ciliated cells and secretory cells, it is pseudo-stratified places. The lamina propria of the connective tissue is rich in glands.

Key words: One humped camel, genital apparatus, ovary, anatomy, histology uterine tubes (oviducts), uterine horn.

مُتَّخَص

الجمل ذو السنّام الواحد (*Camelus dromadarius*) هو حيوان قليل التكاثر، 90% من حالات الحمل تحدث في القرن الأيسر للرحم.

لا يوجد في الأدب دراسات كافية على الجهاز التناسلي للناقة. لهذا كان الهدف من هذا العمل هو التحليل الظاهري والمجهري بواسطة التلوين بالهيماتوكسيلين والايوزين، للجهاز التناسلي للأنثى: المبيضين، قناة البويضات وقرن الرحم ومقارنتها مع ثدييات أخرى مثل البقر، النعاج، انثى الخنزير والفرس.

نتائجنا تشير إلى أن الجهاز التناسلي للناقة له مظهر تشريحي مماثل للثدييات الأخرى ومع بعض الاختلافات في الوزن والحجم واللون.

تشريحياً، مبيض الناقة في العينة التي درسناها يبدو في فترة نشطة (جانفي)، وذلك بسبب وجود عدد كبير من البصيلات في مراحل مختلفة من النمو.

قناة البيض تبدو متعرجة جداً مع قاعدة عريضة من العضلات، ويبدو أن لها مظهر معقد جداً، وظهارة الغشاء تحتوي على خلايا إفرازية وأخرى مهدبة، وهذه تعتبر بيئة مواتية للإخصاب وتخزين المنى وتنقل النطاف.

رحم الناقة يأتي على شكل قرنين، ويتكون جدار الرحم من ثلاث طبقات: المصلية، الغشاء المخاطي والغشاء العضلي.

تتكون بطانة الرحم من ظهارة عمودية بسيطة تحتوي على خلايا مهدبة و خلايا الإفرازية، ويتكون الطبقة زائفة بعض الأماكن.

الصفحة المخصصة من النسيج الضام غنية بالغدد

كلمات المفتاح:

الناقة، الجهاز التكاثري، المبيض، قناة البيض، الرحم، القرن، علم التشريح، علم الأنسجة.

**DONNÉES
BIBLIOGRAPHIQUES**

Introduction

Le dromadaire (*Camelus dromadarius*) est une espèce sobre et sacrée. C'est l'une des créatures les plus citées dans notre «Saint Coran». C'est une espèce de mammifères désertique, très proche du chameau, s'en distingue par la présence d'une seule bosse sur le dos. Très résistant au climat désertique (Xavier, 2000).

Il s'agit, par ailleurs, d'une espèce connue pour ses aptitudes exceptionnelles d'adaptation 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 que par aucune autre espèce (Faye, 1997; Wilson, 1989).

Il y a quelques 18,5 millions dromadaires dans le monde, dont presque 13 millions se trouvent en Afrique. Pour le reste la plupart se trouvent dans le sud du continent indien. En Algérie, l'effectif camelin a connu une forte régression, et compte actuellement 245 mille têtes (FAOSTAT, 2002), la sécheresse prolongée, était l'une des causes principales, qui a engendré la dégradation des parcours, ainsi que les difficultés de commercialisation, sont liées à la lenteur de la reproduction du troupeau car c'est un animal relativement tardif.

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

L'objectif de cette étude est d'apporter des informations sur l'anatomie de l'appareil reproducteur de la chamelle, la physiologie de la reproduction ; et faire une étude comparative entre l'appareil génital et la reproduction de la chamelle et quelques espèces animales (vache, jument, brebis, truie).

Nous organiserons la présentation de notre travail en deux parties: dans une première partie, c'est la partie bibliographique et la deuxième partie sera consacrée à l'expérimentation :

- Connaître l'anatomie interne de l'appareil génital de la chamelle.
- Réaliser des coupes histologiques sur différentes parties de l'appareil génital (ovaire, oviducte, utérus).
- Réalisation des photo-microscopes.
- Faire l'observation.

Chapitre 1: Anatomie de l'appareil génital femelle de la Chamelle

Le système reproducteur comprend un ensemble d'organes dont la finalité est la reproduction de l'espèce. Comme pour les autres mammifères, il est constitué par les deux gonades : les ovaires et par un tractus génital : les oviductes, l'utérus et le vagin.

I. Les ovaires

L'ovaire est un organe pair pendu à la région lombaire et pourvu d'une double fonction:

1. Exocrine assurant l'ovogénèse et 2. Endocrine commandant sous le contrôle de l'hypophyse toute l'activité génitale par la sécrétion des hormones œstrogéniques et progestatives.

I.1. Position anatomique

Les ovaires se situent à la hauteur de la 6^{ème} ou entre la 6^{ème} et la 7^{ème} vertèbre lombaire, environ 6-7cm de la crête iliaque en position crâniale chez la chamelle (Tibary et Anouassi, 1997/1). L'ovaire gauche est généralement en situation plus cranio-ventrale que l'ovaire droit. (Osman, 1965). Toutefois cette position est variable et dépend de l'ampleur des viscères au voisinage (Tayeb, 1950). 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 la palpation. (Abdallah, 1965)

Les ovaires se placent à environ 36cm de l'ouverture vulvaire, mais cette position peut bien entendu varier en fonction du stade physiologique (Tayeb, 1953).

I.2. Caractères physiques

I.2.1. La couleur et la consistance

Les ovaires sont de couleur grisâtre claire et parfois rougeâtre (Mukasa-Mugerwa, 1985) ; leur consistance est ferme et peu élastique.

I.2.2. Le poids

Le poids est difficile à estimer, car sur un même individu, il varie de façon considérable en fonction de l'âge et de l'état physiologique.

En effet, le poids de l'ovaire varie au cours du cycle de reproduction (activité ovarienne) en fonction du nombre et de la taille des follicules, et peut ainsi passer du simple au double, voire au triple (Shalash, 1985). En moyenne il est estimé de 2 à 15g (Abdo et al, 1969).

Tableau I : Poids de l'ovaire (en g) en fonction de son activité. (Shalash, 1985)

	Nombre d'animaux	Ovaire gauche	Ovaire droit
Ovaire non fonctionnel	25	3,89 1,63	3,66 1,49
Ovaire avec follicule mûr	20	5,47 2,62	5,51 2,69
Ovaire avec corps jaune gestatif	18	8,512 2,26	7,94 2,5

I.2.3. La taille

Les dimensions varient naturellement dans le même sens que le poids.

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
El wishy (1987)	2,6	2,2

I.3. Conformation

L'ovaire se présente comme un organe lobulé (Tayeb, 1950), aplati latéralement plus au moins ovoïdes avec un contour circulaire (Abdo et al, 1969). Il présente de nombreux ovisacs à leurs surfaces qui leurs donnent l'apparence d'une grappe de raisin.

On peut ainsi lui reconnaître deux (02) faces, deux (02) bords et deux (02) extrémités. Toutefois, leurs surfaces latérales tentent à être convexes. (Shalash, 1965). Le bord libre inférieur ne présente pas de cavité d'ovulation, le bord adhérent correspondant est presque rectiligne (Tayeb, 1950)

I.4. Topographie et fixité

Les ovaires sont insérés dans un plis du mésosalpinx constituant la bourse ovarienne (Wishy, 1988). La bourse ovarienne est délimitée par le mésovarium et le mésosalpinx. Elle résulte en quelque sorte du dédoublement du ligament large en regard de l'ovaire. Elle est vaste et profonde mais n'enveloppe pas entièrement l'ovaire chez les ruminants (Barone, 1984).

Chez la chamelle, le sommet de cette bourse est en cul de sac et situé en dehors (Tayeb MAF). L'ovaire est attaché au ligament large qui s'étend du hile de l'ovaire au sommet de la corne de l'utérus correspondant (El wishy, 1988). Le point d'origine de ce ligament se trouve à mi-distance entre le bord externe de la corne utérine et l'ovaire lui-même (Tayeb, 1950).

I.5. Structure

On reconnaît dans l'ovaire deux couches de structures différentes : l'une étendue du hile au centre de la glande, et riche en vaisseaux et forme la médulla (zone vasculaire); l'autre périphérique est le cortex ou zone parenchymateuse qui contient les éléments ovariens: follicules, kystes folliculaires...etc.

L'activité folliculaire prend place au niveau du cortex et l'ovulation peut se produire à n'importe quel point de la surface (Skidmore et al, 1996).

Toutefois, comme les camélidés présentent des ovulations induites, il y a aucune apparence cyclique d'un corps jaune chez les femelles non fécondées (Tibary et Anouassi, 1996).

Durant la période pré-pubertaire, l'ovaire a une surface lisse et luisante avec des petites vésicules correspondant à des follicules en croissance, alors que durant la période de reproduction, les follicules matures et les corps jaunes en formation apparaissent sur le contour donnant aux ovaires « matures » l'aspect lobulé (Anonyme03).

I.6. Examen microscopique de l'ovaire

L'ovaire est entouré par une couche mésothéliale. Les follicules sont faits de cellules épithéliales. Le stroma est constitué par du tissu conjonctif et des fibres musculaires lisses. Il s'irradie en éventail et borde les couches corticales. Le point de convergence se trouve vers le hile (Tayeb, 1950).

II. Les Oviductes :

Les oviductes (ou trompes utérines) s'étendent de l'ovaire à l'utérus, se sont deux conduits qui acheminent les ovocytes issus de l'ovaire vers l'utérus. Ils assurent le transport et la maturation finale des gamètes, abritent la fécondation et les premiers stades de développement embryonnaire (Halter et al, 2011). De plus, ils jouent un rôle important dans le stockage de la semence (spermatozoïdes) comme chez tous les mammifères et cela se vérifie encore plus chez les camélidés (Steklenev.P, 1968).

De diamètre réduit (1 à 2mm), les oviductes deviennent plus grands vers l'extrémité ovarienne où se situent les franges ovariennes. Cet unique arrangement permet une conservation prolongée de spermatozoïdes. (Mukasa-Mugerwa, 1985).

Chez la chamelle, l'oviducte est long et tortueux (Osman, 1965), sa longueur totale varie entre 17 et 28cm (Shalash, 1987). Il est enfermé entre les deux lames de la portion antérieure du ligament large comme sous le nom de mésosalpinx (Tayeb, 1953).

Les oviductes commencent avec une extrémité abdominale large située à proximité de l'ouverture médiale de la bourse ovarienne et se termine dans la corne utérine correspondante par une jonction utéro-ovarienne en saillie (isthme).

L'extrémité ampullaire est molle et flasque et présente une large ouverture dans la bourse. Le tube devient plus dur et a un diamètre plus petit avant d'entrer dans la région de l'isthme. (Osman, 1967).

L'oviducte débouche dans la corne utérine par un orifice étroit au sommet d'une papille protubérante de 3 à 5mm de hauteur; cette papille présente le muscle du sphincter à son sommet qui joue un rôle important dans le transport sélectif des embryons fécondés (Smuts et al., 1987).

III. L'utérus

C'est un organe creux, musculaire destiné à contenir l'œuf fécondé pendant son développement, et l'expulser quand il est arrivé à maturité. C'est le lieu du développement de l'embryon, puis le fœtus avec ses annexes (placenta, cordon ombilical et membranes) dont il expulse à la mise bas.

III.1. Position

L'utérus de la chamelle adulte est généralement situé dans la cavité abdominale au niveau des 5^{ème}, 6^{ème} et la moitié crânienne de la 7^{ème} vertèbre lombaire (Osman, 1968). Il est en position plus caudale (cavité pelvienne) chez la jeune femelle (impubère) (Mobarak et El wishy, 1971).

III.2. Caractères physiques

III.2.1. La couleur et la consistance

La couleur de l'organe varie en fonction de l'âge et du cycle sexuel. Il apparaît gris blanc chez l'animal jeune et rose chez l'adulte. L'utérus est doublé en dedans d'une muqueuse lisse de teinte rosée chez la chamelle vierge, de teinte plus foncée (rouge) chez la chamelle qui a porté (Tayeb, 1953).

La consistance varie en fonction de l'activité ovarienne, contracté et dur au cours de la phase folliculaire et flasque au cours de la phase lutéale (Tibary et Anouassi, 1996).

III.2.2. Poids :

Le poids varie de 193,7g à 376,4g (Shalash, 1965) en fonction du stade du cycle oestral, le poids total moyen de l'utérus est de $284 \pm 9,2$ g au cours de l'activité ovarienne et $272 \pm 77,1$ g pendant l'œstrus (Shalash, 1981).

III.3. Conformation

Les deux cornes de l'utérus sont très proche l'une de l'autre ; sur la face externe elles sont nettement séparées sur la partie interne par un septum médian, leurs extrémités antérieures se rejoignent pour former un T (Joshi et al, 1978).

Extérieurement, l'utérus comprend une partie transversale crânienne, formé par les portions libres des cornes utérines et une partie longitudinale caudale formée par les parties fusionnées des cornes, le corps et le col de l'utérus (Anonyme03).

III.4. Topographie et fixité

L'utérus est fixé par le ligament large jusqu'au bord du mésomètre latéral et caudal des parties longitudinales et transversales de la corne utérine, respectivement le ligament large est attaché caudalement au sacrum et en position crâniale à la pointe de l'ilium (Mobarak et El-Wishy, 1971). L'utérus est également fixé par un ligament rond qui apparaît sur le point de vue ventro-latérale du ligament large (Anonyme03).

III.5. Structure

L'utérus de la chamelle est de type bicorné (Tayeb, 1953). C'est un organe court brillant et lisse (Joshi et al, 1978).

III.6. Les parties de l'utérus

III.6.1. Le col de l'utérus

Le col de l'utérus de la chamelle est situé à la partie caudale de la 7^{ème} vertèbre lombaire chez l'animal adulte il relie la cavité vaginale à la cavité utérine. Sa longueur varie de 3,5 à 6,5cm (Projosh et al., 2010).

Son diamètre est variable en fonction du cycle sexuel et l'âge de l'animal, il varie entre 3,5 et 6,1cm au cours de l'activité folliculaire, mais ces valeurs diminuent légèrement au cours de l'inactivité ovarienne (Mobarak et El wishy, 1971).

La principale caractéristique du col de l'utérus du dromadaire et que sa consistance n'est pas différente de celle de l'utérus ce qui le rend difficile à identifier par palpation rectale (Anonyme03).

En présence d'un follicule mur (phase folliculaire), le col de l'utérus est contracté et œdémateux et apparaît ouvert à l'examen vaginal ; lors de la phase lutéale, il devient sec (Marie et Anouassi, 1986).

Le canal cervical présente des plis longitudinaux formant des structures musculaires annulaires au nombre de 3 à 6 (Merkel et al., 1990).

Le col utérin a tendance à être hypertrophique et à faire saillie sur une certaine distance à l'intérieur du vagin, formant ainsi deux sacs borgnes (l'un dorsal, l'autre ventral). Sur la partie antérieure, les replis muqueux du canal cervical forment une proéminence qui marque l'ouverture de la tête du cervix (Mukasa-Muguerwa, 1985).

III.6.2. Le corps de l'utérus

Le corps de l'utérus est relativement court : 2,5 à 4cm en longueur et en diamètre (Tibary et Anouassi, 1996). Sa longueur est la même que celle de la vache (Mobarak et El wishy, 1971).

III.6.3. Les cornes de l'utérus

Le diamètre des cornes utérines varie avec l'âge et le nombre de gestation, la corne gauche est beaucoup plus large que la droite (Djang et al., 1988), son diamètre est de $3,4 \pm 1,1$ cm vs $2,4 \pm 0,6$ cm pour celui de la corne droite.

La longueur de la corne droite représente 1/3 à 4/5 de la corne utérine gauche. 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 12cm et une valeur de 14cm au niveau de la corne gauche. Chez l'animal adulte, la longueur de la corne droite est 17cm et celle de la corne gauche dépasse les 21cm (Mobarak et El wishy, 1971).

La corne gauche possède une fréquence de gravidité de 95% (Tayeb, 1953).

IV. Le vagin

Chez la femelle des mammifères, le vagin est un organe musculo-muqueux qui s'étend de l'utérus à la vulve; partie de l'appareil génital féminin située dans la cavité pelvienne qui constitue l'organe de copulation. Il est très extensible (Bercers, 1994) de couleur rougeâtre (Mukasa-Muguerwa, 1985) et offre une paroi mince bordée par une muqueuse plissée longitudinalement (Tayeb, 1953).

Le vagin de la chamelle est long d'environ 26-35 cm (Djang et al., 1988). Il y a une transition claire entre le vestibule et la cavité vaginale. L'urètre s'ouvre par-dessus un diverticule sous urétrale très peu profond. Le vagin antérieur et le vestibule sont séparés par un fort repli des tissus et par l'hymen qui présente plusieurs projections. Le toit du vagin est formé par la pochette recto-génital du péritoine qui s'étend entre le vagin et le rectum, presque jusqu'au muscle du sphincter anal (Tibary et Anouassi, 1997/1). Le plancher du vagin se situe sur le bassin.

V. La vulve

Située immédiatement au-dessus de l'anus et bordée de lèvres épaisses (Lasnami, 1986), elle s'étend depuis le méat urinaire jusqu'à la commissure intérieure des lèvres (Dioli et al., 1992). Elle mesure $6,3 \pm 1,1$ cm (Djang et al., 1988). L'espace entre la commissure dorsale de la vulve et l'anus est très faible (0,5 à 1,5 cm).

VI. Le clitoris

Le clitoris est de petite taille (Merktel 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, 1953).

Chapitre II : physiologie de la reproduction chez la chamelle

I. Physiologie de la reproduction chez le dromadaire et ses particularités

la croissance du dromadaire est lente (Chatty, 1972) ce qui fait retarder l'âge de la puberté (Mukasa-Mugerwa, 1985) et laisse considéré le dromadaire peu reproductif.

Il est connu que la puberté chez les bovins est en fonction de l'âge et du poids de l'animal, une génisse peut atteindre la puberté plutôt qu'une autre si elle atteint un poids adéquat (Wiltbank, 1974).

I.2. Saisonnalité de la reproduction et période d'activité sexuelle chez la chamelle

Les femelles du dromadaire sont considérées comme des reproductrices à une activité sexuelle saisonnière (Bono et al., 1990, Minoia et al., 1992). La saison sexuelle est relativement courte (Chen et al., 1979). Plusieurs chercheurs notent que la durée de la saison sexuelle est liée au niveau nutritionnel des parcours, donc du régime des pluies (Richard, 1985) où les températures sont basses et les pluies abondantes (Merkel et al., 1990). D'autres facteurs interviennent comme la durée de la luminosité diurne et l'hygrométrie (Djellouli, 1991). 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 des femelles abattues (Driancourt, 2001; Novoa, 1970).

La saison sexuelle varie selon la situation géographique; dans l'hémisphère nord, l'activité sexuelle a lieu au cours de la saison froide, c'est-à-dire entre novembre /décembre et mars/avril (Richard, 1985).

En Tunisie, l'activité sexuelle des dromadaires s'étale souvent de décembre à mars (Moslah et Megdiche, 1989) mais sa précocité et sa durée sont fortement influencées par les premières pluies automnales et donc par le couvert végétal des parcours (Moslah et al., 2004).

Au Soudan, elle s'étend du mois de Mars au mois d'aout (Tibary et anouassi, 1997).

En Algérie, pour la plupart des éleveurs ont affirmés que l'accouplement se fait à la saison d'hiver ou peu au printemps, selon d'autres éleveurs, la saison de reproduction se fait dans la période étalée du mois de novembre au mois de mars (Mahria, 2011).

Le rut peut apparaître après les pluies des printemps (vers le mois d'avril), et peut parfois réapparaître après la 2^{ème} saison des pluies (Mares, 1954; Hartley, 1980).

Tableau III. Saison de reproduction des chammelles dans différents pays selon différents auteurs

Pays	Saison de reproduction	Auteurs
Algérie	Octobre-Mai	Kelenamer (2003)
Egypte	Décembre-Avril	Shalash (1965)
Maroc	Octobre-Mai	Sghiri (1987)
Inde	Novembre-Février	Matharu (1966)
Pakistan	Décembre-Mars	Yassine et Wahid (1957)
Somalie	Octobre-Mai	Mares (1954)

II. Les paramètres de la reproduction

II. 1. La puberté

La puberté est définie comme étant le stade de développement de l'individu où les organes génitaux deviennent capables de maintenir une gestation (Senger , 2003). En pratique, la puberté peut être considérée comme étant le moment de l'apparition des premières chaleurs (Farak , 1992). Les premières manifestations sexuelles chez la chamelle peuvent apparaître vers l'âge de 2 à 3ans (Panchenant , 1984; Sghiri , 1988). Alors qu'elle n'est mise à la reproduction qu'à l'âge de 4ans avec un âge moyen à la mise bas de 5ans environ (Farak , 1992). Une bonne alimentation et un bon entretien garantissent une entrée en reproduction précoce (Zarrouk et al., 2003). En Arabie saoudite, la puberté est atteinte à l'âge de 2ans et les bédouins font reproduire leurs femelles à l'âge de 3ans (Sghiri , 1988). En Inde et en Somalie, malgré la précocité de la puberté, les femelles ne peuvent mettre bas que lorsqu'elles atteignent 4ans (Wilson, 1989).

En Algérie, les études faites par Mahria, 2011, montrent que la moyenne de 3ans est l'âge de la puberté des femelles d'après la pluparts des éleveurs enquêtés. Chez les petits élevages, les femelles seraient capables de concevoir à partir de 2 à 3ans; il en est de même chez les élevages moyens (l'âge de puberté varie de 3 à 4ans). Mais chez les grands élevages, la puberté est relativement tardive varie entre 3 à 5ans. Cette différence entre les éleveurs est liée à deux possibilités : (1) la mauvaise gestion de la reproduction dans les grands troupeaux (nombre très élevés), (2) l'influence de la supplémentation alimentaire.

II. 2. Mise à la reproduction

La mise à la reproduction ne se fait que vers l'âge de 6ans (Richard,85 ;Yagil, 1985).

Généralement, les éleveurs évitent les accouplements avant l'âge de 4-6ans (Williamson et Payne, 1978; Matharu, 1966). Cette pratique est dufait que chez la chamelle, la fécondation s'accroît avec l'âge, même après la maturité sexuelle, elle ne commence à fléchir que lorsque l'animal vieillit (Mukasa-Mugerwa, 1985).

En Algérie, l'âge de mise à la reproduction de la femelle chez tous les éleveurs se fait à partir de 4ans (Mehria, 2011).

Tableau IV : Age de puberté et de mise à la reproduction des chameles dans différents pays

Auteur	Pays	Age de puberté	Age de mise à la reproduction
Kelenamer (2003)	Algérie	3	3 à 4
Yassine et Wahid (1927)	Pakistan	3	4
Abdunasrov (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

III. Le cycle œstral

L'appellation « cycle œstral » n'est pas tellement appropriée à cette espèce car l'activité du cycle ovarien dépend de l'absence ou de la présence de copulation. L'activité ovarienne chez la chamelle est strictement folliculaire durant le cycle œstral du fait que l'ovulation est provoquée par l'accouplement (Musa et Abusineina, 1978)

Il est d'environ 28 jours (Wardeh, 1989).

III.1. La phase folliculaire

La phase folliculaire se définit classiquement comme étant l'intervalle entre la lutéolyse et l'ovulation (Monniaux et al., 1993). Chez la chamelle, le développement des follicules d'alterne entre les deux ovaires jusqu'à la fin de la saison (Tibary et Anouassi, 1997/2). Des études basées sur des examens post-mortem et des palpations transrectales ont permis de déterminer la durée du cycle folliculaire. Elle est de 17 à 23 jours chez les animaux en Inde (Joshi et al., 1978), de 24 jours chez ceux de l'Égypte et de 28 jours du Soudan (Musa et Abusineina, 1978). Elle tend à s'allonger au début et à la fin de la saison sexuelle (19 à 22 jours) alors qu'au milieu de celle-ci, elle ne durerait que 12 à 15 jours (Elias et al., 1984). L'intervalle entre l'émergence du follicule et la maturité de ce dernier est en moyenne de 2 à 3 semaines (Tibary et Anouassi, 1997/3).

L'ovaire est le siège des croissances et des régressions folliculaires (Musa et Abusineina, 1978). Plusieurs follicules à différents stades d'ovulation sont observés sur le même ovaire, c'est le phénomène des vagues folliculaires (Tibary et Anouassi, 1997/4). L'ultrasonographie a permis de distinguer chez les camélidés quatre phases au cours du cycle folliculaire (Skidemore, 1996) : (1) phase de recrutement, (2) phase de croissance folliculaire et d'établissement de la dominance, (3) phase de maturité équivalente à l'œstrus, (4) 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 (Chaves et al., 2002; Pierson et al., 1984;) et l'imagerie des structures intra ovariennes (Tibary et Anouassi, 1997/4) ont été d'une grande utilité pour élucider ce phénomène.

III.1.1. 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 (Driancourt Ma, 1991; Tibary et Anouassi, 1997/5). Au cours de cette phase, les follicules ne peuvent être détectés que par technique histologique (Tibary et Anouassi, 1996). On peut révéler l'apparition de nombreux follicules de 2 à 3 mm sur la surface de l'ovaire, cette phase dure en moyenne 2 à 4 jours (Stewart et al, 1989).

III.1.2. Phase de croissance

Correspond à la croissance de trois à six follicules jusqu'à l'émergence d'un ou deux follicules dominants. Chez le dromadaire, ces follicules peuvent croître à une vitesse de 0,5-1 mm par jour jusqu'à ce qu'ils atteignent approximativement 1 cm de diamètre (Tibary et Anouassi, 1994). La taille du follicule mûr chez le même individu est plus ou moins constante pour la majorité des cycles (Homeidaet al., 1988). La durée moyenne de cette phase est de 4 à 8 jours (Pierson et Ginther, 1984). Cette phase correspond au proœstrus.

III.1.3. Phase de maturité

Correspond à l'oestrus, elle 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 pré-ovulatoire et sur la différence entre les diamètres du premier grand follicule et du deuxième (Pierson et Ginther, 1984). Chez la chamelle, ce stade est caractérisé par une première phase de croissance très rapide suivie par une période de stabilité quand le follicule mûr atteint sa taille pré-ovulatoire. La phase de maturité dure 6 jours, alors que la phase de stabilité dure 13 jours en moyenne avec une variation de 5 à 19 jours (Homeida et al, 1988 ; Tibary et Anouassi, 1994).

III.1.4. Phase de régression

Cette phase correspond à 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 (Skidemore et al, 1996; Tibary et Anouassi, 1996; Vallet , 1987). La régression du follicule mûr est relativement lente surtout si le follicule est de grande taille. Cette phase dure 16 jours avec une variation de 8 à 45 jours (Tibary et Anouassi, 1996).

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

Auteurs	Taille (mm)	Méthode
Musa et Abusineina (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	Ecographie
Tibary et Anouassi (1997)	15,2 ± 2,5	

III.2. La phase lutéale

Les premières études ont montré que le cycle œstral chez les camélidés ne présentent pas une succession de phases comme chez les autres animaux domestiques; ces études avaient conduit plusieurs auteurs à supposer que l'ovulation n'est pas spontanée; cette hypothèse a été confirmée par des études cliniques et endocrinologiques (Skidemore et al., 1996; Tibary et Anouassi, 1996; Vallet, 1987). Donc, il n'existe pas de phase lutéale sans accouplement (Williamson et Payne, 1978).

III.3. L'œstrus

III.3.1. 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 deux semaines alors qu'en présence du mâle, l'œstrus peut être raccourci. La période œstrale proprement dite dure, en général de 4 à 6 jours (Joshi et al., 1978). Si la saillie a lieu le premier jour de l'œstrus, la réceptivité sexuelle peut s'arrêter 3 jours après le coït (Tibary et Anouassi, 1997/5). La durée de l'œstrus est courte en fin de saison sexuelle (Farak , 1992).

III.3.2. Signes des chaleurs

Les chaleurs correspondent à un état physiologique où la femelle accepte l'accouplement (Joshi et al., 1978). Les chaleurs du dromadaire se manifestent aussi bien au plan anatomique que nerveux (Mukasa-Mugerwa, 1985).

La chamelle manifeste le désir de s'accoupler pendant une durée de trois à quatre jours dans la période de la reproduction. Si elle n'est pas fécondée, elle sera de nouveau en chaleur tous les 28 jours et elle aura cinq périodes de rut à chaque période de reproduction.

Les chaleurs apparaissent au cours de la phase de croissance d'un follicule. La réceptivité du mâle par la chamelle indique la présence de follicule mûr sur l'un des deux ovaires (Abdel-rahim et el Nazier, 1990). La femelle prête à s'accoupler ne présente sa région anale qu'à l'approche du mâle. Elle écarte les postérieurs et lève la queue (Denis, 2000). Sa queue est tendue, raide et bat vers le sens vertical et lorsque le mâle flaire la vulve, la femelle émet des petits jets d'urine (Buergergemeister, 1975). La femelle devient agitée et nerveuse, avec des lèvres vulvaires œdémateuses tuméfiées et humides (écoulement 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 (Dioli et al., 1992; Tibary et Anouassi, 1997/2).

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 signe à la présence du mâle est le seul signe le plus caractéristique de l'œstrus chez cette espèce (Ennasirri, 1985).

III.3.3. Le coït ou l'accouplement

Les éleveurs rapportent que la saillie est possible dès que « le mâle voit du rouge » (Mehria, 2011). La saillie se fait librement après le choix des géniteurs de bonne conformation et de capacité de féconder plusieurs femelles; les éleveurs se basent sur les critères phénotypiques.

Pendant l'accouplement, le chameau se met sur le dos de la chamelle, les jambes de devant étendues obliquement le long de ses flancs, son train de derrière reposant à terre (Denis, 2000). Il se jette sur elle de manière à lui embrasser l'encolure par les membres antérieurs. Lors de la copulation, la femelle mord le cou du mâle, celui-ci régite par un cri rauque en dispersant la salive, et à la fin de l'acte sexuel, le mâle tombe sur le côté (Acoine, 1985). L'accouplement commence quand la chamelle a les quatre genoux à terre. Il dure de 15 à 20 mn.

Il est à noter que l'accouplement de la chamelle peut se répéter plusieurs fois dans la même journée (Mehria, 2011).

III. 4. L'ovulation

L'ovulation chez la chamelle n'est pas spontanée, elle est provoquée, elle semble être induite par le coït, cette conclusion a été rapportée par différents auteurs (Shalash, 1965 ; Musa et al., 1978; Williamson et Payne, 1978; Zhao, 1994 ; XU et al., 1990) et elle a été confirmée par la laparotomie et la laparoscopie et des études hormonales (Tibary et Anouassi, 1997/2).

IL est très difficile de connaître avec précision l'intervalle entre le coït et l'ovulation (Musa et Abusineina, 1978). Cependant, certains auteurs suggèrent que l'ovulation se produit après l'accouplement.

Les durées moyennes relatives aux intervalles entre l'accouplement et l'ovulation, observées par différents auteurs, ont été enregistrées et reportées dans le tableau VI.

Tableau VI. Les durées relatives aux intervalles entre l'accouplement et l'ovulation

Auteurs	Intervalle entre coït et ovulation
Zhao, 1994),	32 à 40 h
Yagil, 1982	30 et 48 h
Marie M et Anouassi A, 1986	24 à 48 h

III.5. Le corps jaune

Le corps jaune se développe peu de temps après l'ovulation, atteint un maximum de développement, puis se régresse si l'utérus n'est pas gravide. Il se développe lentement et régresse rapidement en l'absence de conception (Skidemore et al., 1996). Le corps jaune peut être soit sensible par l'ultrasonographie au 4-5 jour après l'accouplement, soit palpable entre les 8-10 jours après l'accouplement (Tibary et Anouassi, 1997/2).

III.6. La fécondation

Le meilleur taux de conception est obtenu lorsque la chamelle est saillie le premier et le deuxième jour de l'œstrus (Djellouli, 1991).

IV. La gestation

La gestation est la période de temps qui s'écoule entre la fécondation de l'ovule par le spermatozoïde et la mise-bas. Pendant toute cette période, l'embryon est porté dans l'utérus (Anonyme02).

IV.1. Durée de la gestation

Beaucoup d'auteurs ont donné la durée de gestation pour le dromadaire mais peu d'études donnent avec précision le protocole d'observation mis en place. La durée de gestation de la chamelle est de $12,5 \pm 1,5$ mois (Sghiri, 1988); ainsi comprise entre 375 et 385 jours (Tibary et Anouassi, 1997/5).

Plusieurs auteurs soutiennent que la durée de gestation chez la chamelle est d'environ 1 an. Elle peut varier de 11 à 13 mois (Wilson, 1984). Près de 13 mois (Richard, 1985).

Hammadi, 1996 et Moslah, 1988 signalent des durées moyennes de 384,8 et 382,16 jours respectivement. Elle est de l'ordre de 12 mois plus ou moins quelques semaines selon Bourregba et Lounis, 1993. Elanka, 2003 signale que la durée moyenne est de 360 à 400 jours et elle est influencée par le sexe du chamelon, l'alimentation et le caractère héréditaire. En Algérie, elle est généralement de 12 mois (Mehria, 2011).

IV.2. Site utérin de gestation

Les nidations se déroulent à 99% dans la corne gauche (Joshi, 1978).

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

développée anatomiquement que la corne droite (El Wishy , 1992 ; Merketel et al., 1990; Shalash, 1965).

IV.3. Signes de la gestation

D'après de nombreux chameliers, au bout d'une semaine environ de gestation, les chamelles lèvent la queue quand quelqu'un s'approche (Forse, 1999).

La chamelle gestante suit le mâle reproducteur et fuit tous les mâles qui s'approchent d'elles. Un autre moyen de déterminer la gestation consiste à recourir au ballotement du fœtus à travers le flanc droit ; cette méthode n'est toutefois utilisable que durant les derniers stades de gestation. L'hypertrophie des glandes mammaires peut également indiquer la gravidité mais comme pour l'expansion abdominale et le ballotement du fœtus, cette indication n'est valable qu'au cours du dernier trimestre de la grossesse (Mukasa-Mugerwa, 1985).

Au dernier mois de la gestation, la mamelle devient plus volumineuse, la démarche est pénible et à l'approche du terme, elle s'isole du troupeau dit « taouaz » (Mehria, 2011).

IV.4. Diagnostic de la gestation

Peut se faire par palpation transrectale dès le premier mois. Elle consiste à rechercher le corps jaune qui devient petit. Le diagnostic au laboratoire par dosage de la progestérone est aussi possible; un taux de 1mg/ml indique que la chamelle est gestante au moins de deux mois (Yagil, 1982). L'échographie reste la technique de choix et permet d'établir un diagnostic de gravidité à partir du 17^{ème} jour où l'on visualise la vésicule embryonnaire et la présence du corps jaune (Faye et al., 1997).

V. La parturition

V.1. Première étape

Les premiers signes du part s'observent 3 à 5 h avant la mise bas, la femelle est agitée et a tendance à s'isoler du troupeau, elle devient léthargique et sa vulve est œdématiée (Mukasa-Mugerwa, 1985). La chamelle 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. 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 (Dioliet al., 1992). Vers la fin de cette étape, les contractions deviennent de plus en plus fréquentes se produisant trois fois toutes les six minutes (Tibary et Anouassi, 1997/4).

V.2. 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 (Tibary et Anouassi, 1997).

V.3. 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 mn moyennes après l'expulsion du fœtus mais cette étape peut prendre jusqu'à 4h (Tibary et Anouassi, 1997/5). L'intervalle moyen mise bas-délivrance est de $30,25 \pm 8,8$ mn (Sghiri, 1988). Des femelles ont été suivies depuis le début de la mise bas jusqu'à la délivrance, les durées relatives aux différentes étapes ont été enregistrées et reportées dans le tableau VII.

Tableau VII : Durée moyenne des différentes étapes de la parturition (Sghiri, 1988).

Etapes	Durée Moyenne (mn)
Efforts expulsifs	$291,2 \pm 54,8$ (5h)
Expulsion du fœtus	$37 \pm 7,3$
Délivrance	$30,2 \pm 7,6$
Durée totale	$358,4 \pm 69,7$ (6h)

Le temps total de toutes les étapes est de $373,9 \pm 38,2$ mn (Elias, Cohen, 1986). La durée moyenne de la parturition chez la chamelle est de $358,4 \pm 69,7$ mn soit une durée de 6 à 7h (Sghiri, 1988).

VI. Taux de gémellité

Les naissances gémellaires sont rares chez le dromadaire, car il existe très peu d'ovulation multiple chez la chamelle (El Amin, 1980). Musa (1978) cite un taux de 0,4% pour 497 utérus examinés.

VII. Taux de fécondité

Il est lié généralement à l'état des troupeaux, des parcours, la disponibilité fourragère et le choix des reproducteurs. Le taux de fécondité annuelle est de 50% en moyenne (Mehria, 2011).

Ces taux sont relativement faibles pour les raisons suivantes à savoir la faible maîtrise de la reproduction, les anomalies et les maladies liées aux voies génitales.

VIII. Problèmes de gestation

On observe chez le dromadaire aussi bien des avortements que des morti-naissances (Mukasa-Mugerwa, 1985).

VIII-1- L'avortement

Les cas d'avortement sont très fréquents chez la chamelle. Le manque du pâturage, l'excès de travail dans les convois à cause des surcharges ou des étapes trop longues, certaines maladies comme : la trypanosomiase, la gale, les piqûres de moustiques dans certaines contrées, le manque d'abreuvement en été et parfois au contraire dit-on l'excès de boisson au printemps sont les principales causes déterminantes. C'est pour cette raison qu'il était préférable, quand on le pouvait, de laisser en repos absolu au pâturage les bêtes destinées à la reproduction. En tout cas, il fallait cesser tout travail les quatre derniers mois de la gestation (Denis, 2000).

VIII.2. Les mortalités

Le taux des mortalités varie entre 0 et 20%. Généralement les principales causes des mortalités sont les maladies, accidents dans le troupeau, et de la route et les catastrophes naturelles, et les complications qui se produisent au moment de la mise bas avec une mauvaise maîtrise de l'éleveur.

IX. Intervalle entre deux mises bas

En général, l'intervalle entre deux mises bas est de 2 ans, mais peut être réduit jusqu'à 14 mois avec de bonnes conditions d'alimentations (Pâturage de qualité supérieure), et bonne gestion de troupeau (Mars, 1954). En élevage extensif, sur les parcours naturels, l'intervalle entre 2 mises bas se situe entre 2 et 3 ans (Khorchani, 1993; Faye, 1997; Moslah, 1998). Toutefois cet écart peut être réduit en modifiant le système d'élevage (intensif ou semi-intensif) ou bien certaines techniques de conduite (séparation précoce des chamelons, induction hormonale) (Moslah et al., 2002).

X. Sevrage

Généralement le chamelier intervient pour sevrer le chamelon quand celui-ci atteint un âge compris entre 6 et 12 mois. Il oblige alors les chamelons à se nourrir des parcours (Guerradi, 1998). Le sevrage est effectué selon l'état sanitaire de la chamelle, des conditions d'élevage et de destination du chamelon (Cherfi, 2003).

XI. Longévité

Le dromadaire a une bonne longévité; en effet, sa carrière de reproduction se poursuit assez tard (Richard, 1984). Les femelles sont généralement réservées à la reproduction jusqu'à l'âge de 20 ans (Leupold, 1968) voire 20 à 40 ans chez certaines races (Mukasa-Mugerwa, 1985). Au cours de cette période, elles peuvent donner naissance entre 10 et 13 chamelons (Caussins, 1971). En générale la femelle du dromadaire ne donne qu'un chamelon par portée (Yagil, 1985; Richard, 1984).

XII. Le nombre de naissance par carrière

On peut donc considérer qu'une bonne reproductrice, est capable de produire dans sa vie de 7 à 10 jeunes (Dahl et Horjt, 1979). Elles peuvent donner naissance de 10 à 13 chamelons (Caussins, 1971). En général, la femelle du dromadaire ne donne qu'un chamelon par portée (Yagil, 1985; Richard, 1984).

XIII. Durée de la carrière de reproductrice

Les femelles sont généralement gardées à la reproduction jusqu'à l'âge de 20 ans (Leupold, 1968; Krishnamurthi, 1970; Williamson et Payne, 1978); donc si elle est mise à la reproduction à l'âge de 5 ans, on estime une carrière de 15 ans. La durée moyenne de la carrière pour tous les éleveurs enquêtés par (Mehria, 2011) varie entre 15 à 19 ans.

XIV. La réforme

L'âge moyen de réforme pour tous les éleveurs est à l'ordre de 21 ans (Yacine Et Wahid, 1957).

**Chapitre III : Anatomie et
physiologie comparée avec
d'autres mammifères
domestiques**

I. Anatomie comparée

Chez toutes les espèces de mammifères, l'organisation des appareils génitaux est la même, les différences sont retrouvées dans la taille et la forme des organes (Hamon et al., 1999).

I.1. L'ovaire

I.1.1. Position

Les deux ovaires se situent dans la cavité abdominale plus ou moins en arrière des reins. Chez les **ruminants** et la **truie**, près de l'entrée du bassin (Educagri, 2005). Chez la **jument**, ils sont en général situés en regard de la 4^{ème} ou 5^{ème} vertèbre lombaire, à distance variable du pôle caudal des reins (Barone, 1978). Chez la **chamelle**, se situe au niveau de la 6^{ème} lombaire et entre celle-ci et la 7^{ème} vertèbre (Abellah, 1965).

I.1.2. Anatomie et structure interne

La couleur et la forme des ovaires varient d'une espèce à une autre, mais aussi d'un individu à un autre, dans la même espèce, et cela en fonction de l'âge et l'état physiologique de l'animal.

Chez la **vache**, la couleur des ovaires est, en général, blanc rosé à grisâtre (Hanzen, 1995), leur conformation est ovoïde, ils sont aplatis d'un côté à l'autre souvent comparés à une grosse amande (Barone, 2001). Chez la **jument**, les ovaires ont une forme de haricot, sa conformation peut être comparée à celle d'un rein portant une dépression marquée: la fosse d'ovulation. Ils sont couverts par le péritoine qui les rend lisses et blanchâtres (Barone, 1978).

Il n'y a pas de différence importante entre l'appareil génital de la vache et la **brebis**. Les ovaires sont bosselés et sont suspendus dans la cavité abdominale par le ligament large (Anonyme04).

Les ovaires de la **truie** sont très différents de ceux décrits précédemment, ils ont un aspect muriforme (aspect de mûre) (Educagri, 2005) du fait des poly-ovulations qui ont lieu à chaque cycle œstrale. Il est de couleur grisâtre (Martinat-Botté, 1996).

Chez la **chamelle**, l'ovaire se présente comme un organe lobulé, aplati quelque peu rougeâtre.

La structure de l'ovaire est la même chez tous les mammifères, on reconnaît deux couches différentes : l'une interne étendue du hile au centre de la glande, et riche en vaisseaux et forme la médulla (zone vasculaire) et l'autre périphérique (externe) est le cortex ou zone parenchymateuse qui contient les organites ovariens. L'ovaire de la jument a une disposition particulière, inverse de celle des autres espèces. En effet le médulla est externe et le cortex est interne.

I.2. Les voies génitales femelles

I.2.1. L'oviducte

C'est un conduit qui a pour rôle de recueillir l'ovule et de le conduire après fécondation vers l'utérus (Educagri, 2005). A chaque ovaire correspond un oviducte plus ou moins flexueux, de longueur différente variable d'une espèce à autre :

Les trompes de la **vache** sont très mobiles, flexueuses et leur longueur réelle et de 20 à 30 cm, du fait des nombreuses flexuosités, elles mesurent in vivo 12 cm environ (Louise, 2002). Chez la **jument**, ce conduit est long de 20 à 30 cm mais étant pelotonné, ses flexuosités réduisent le trajet à une dizaine de cm (Barone, 1978). Chez la **brebis**, l'oviducte est de 15 à 19 cm de long (Educagri, 2005). Les trompes de la **truie** sont longues et sinueuses, chaque trompe utérine mesure une quarantaine de cm (Françoise Martinal Botté, 1998). L'oviducte de la **chamelle** est relativement long (25 à 28 cm) (Mukasa-Mugerwa, 1985).

I.2.-2.- L'utérus

Organe de gestation, il comprend trois parties chez tous les ongulés : les cornes utérines, le corps et le col de l'utérus (Educagri, 2005). Les deux cornes s'unissent caudalement sur le plan médian pour se poursuivre par un corps impair qui se raccorde au vagin par l'intermédiaire d'un col.

I.2.2.1. Les cornes utérines

L'utérus de la **vache** se caractérise par la longueur de ses cornes, qui varie de 35 à 45 cm, elles sont incurvées en spirale incomplète (Crevier, 1995). Chez la **jument**, elles sont plus courtes que chez la vache 20 cm en moyenne, elles sont cylindroïdes (Barone, 1978). Chez la **brebis**, elles sont courtes de 10 à 12 cm (Educagri, 2005). Chez la **truie**, les cornes sont très flexueuses et très longues, elles peuvent dépasser 1m (Martinal Botté, 1996).

Chez la **chamelle**, la corne gauche est plus longue que la corne droite (Tayeb, 1950), la longueur de cette dernière représente 1/3 à 3/4 de la corne utérine gauche (Anonyme03).

I.2.2.2. Le corps de l'utérus

L'utérus de la **vache** est bipartitus (Crevier, 1995), le corps utérin est très court, il mesure 3 à 5 cm de long seulement. Il est aplati dorso-ventralement. Il est fixé par le ligament large (Badinand, 1981). Chez la **jument**, l'utérus est de type bicorne : le corps est bien développé et à peu près aussi long que les cornes (14 à 24 cm). La forme de l'utérus représente une forme de « T » ou de « Y » (Barone, 1978). L'utérus de la **brebis** est bicorne, mesure de 1 à 2 cm de long (Christian Dudouet, 2003). Chez la **truie**, le corps de l'utérus est presque inexistant, il est très court environ 5 cm (Educagri, 2005). Chez la **chamelle**, l'utérus est de type bicorne, il est relativement court (Tibary et Anouassi, 1996). Sa longueur est la même que celle de la vache (Mobarak et El wishy, 1971).

I.2.2.3. Le col de l'utérus

La structure du col est très différente selon l'espèce. Elle est très liée au lieu du dépôt du sperme en monte naturelle ou de la semence en insémination artificielle (Educagri, 2005).

Chez la **vache**, il mesure de 8 à 10 cm de long pour 4 à 5 cm de diamètre, sa consistance est très ferme. Il est fixé par le ligament large. La muqueuse ne porte pas de caroncule, la paroi est très épaisse et elle forme des plis longitudinaux (Chatelain, 1995). Chez la **jument**, le col utérin est constitué par un très fort épaissement de la paroi, tapissé d'une muqueuse plissée longitudinalement (Barone, 1978), il mesure 4 à 8 cm de long (Educagri, 2005). Chez la **brebis**, il est composé d'un tissu muqueux sécrétant le mucus cervical. Les anneaux cervicaux consistent en une série de crêtes dures ou de plis annulaires. Chez la **truie**, il est relativement long, en forme de corde de 20 cm de long (Martinal Botté, 1996). Chez la **chamelle**, il représente des plis longitudinaux formant des structures musculaires annulaires au nombre de 3 à 6 (Merketel et al., 1990), sa longueur varie de 3,5 à 6,5 cm (MukasaMugerwa, 1985).

Tableau VIII. Structure du col de l'utérus et lieu de dépôt de la semence dans les voies génitales femelles de quelques mammifères domestiques.

Espèce	Structure du col	Dépôt en monte naturelle
Vache	3 anneaux	Col infranchissable dépôt à l'entrée du col
Brebis	5 à 7 anneaux	Col infranchissable dépôt à l'entrée du col
Truie	Lumières hélicoïdales	Dépôt dans l'utérus
Jument	Largement ouvert	Dépôt dans l'utérus
Chamelle	3 à 6 anneaux	Dépôt dans le col

I.2.3. Le vagin

C'est l'organe de l'accouplement ; c'est un tube qui se trouve dans la cavité pelvienne, les parois du vagin se touchent ce qui signifie qu'il n'y a pas de cavité. Il est environ de 30 cm de long chez la **vache**, il est facilement dilatable et sa muqueuse épaisse représente des rides, leur ensemble constitue la forme de « la fleur épanouie » (Barone, 2001). Chez la **jument**, il est d'environ 20 à 25 cm de long (Barone, 1978). Chez la **brebis**, c'est l'endroit où la semence est déposée lors de la saillie, il est de 10 à 14 cm de long. Le vagin est très irrigué et sensible. Chez la **truie**, il est de 10 à 15 cm de long (Martinat-Botté, 1996). Chez la **chamelle**, il est long d'environ 26 à 35 cm de long (Djang et al., 1988).

Tableau IX. Anatomie comparée des appareils reproducteurs des mammifères domestiques femelles (Educagri, 2005)

Organe		Vache	Brebis	Truie	Jument	Chamelle
Ovaire	Longueur (cm)	3,8	1,5	3,5	7,5	2,6 ± 1,5
	Poids (g)	10-20	3,5	3-10	40-80	2 - 15g
	Largeur (cm)	2,5	-	2,5	-	2 ± 0,5
	Epaisseur (cm)	1,5	1	-	3,5	-
Oviducte	Longueur (cm)	25	15-19	15-30	20-30	17 - 28
Utérus	Type	Bipartie	Bipartie	Bipartie	Bicorne	Bipartie
	Longueur des cornes (cm)	35-40	10-12	40-65	15-25	17 - 21
	Longueur du corps (cm)	2-4	1-2	5	15-20	2,5 - 4
Col de l'utérus	Longueur (cm)	8-10	4-10	10	7-8	3,5 - 6,5
	Diamètre (cm)	3-4	2-3	2-3	3,5-4	3,5 - 6,1
	Lumière	3 anneaux Parallèles	5 à 7 anneaux en quinconce	En hélice	Plissé et ouvert	3 à 6 plis longitudinaux
	Vu du vagin	Petit et saillant	petit et saillant	Mal défini	Bien développé	
Vagin	Longueur (cm)	25-30	10-14	10-15	20-35	26-35

- Bipartie : 2 longues cornes + un corps utérin court (ruminants, truie)
- Bicorne : 2 courtes cornes + corps utérin (équidés)

II. Physiologie comparée

II.1. Saison de la reproduction

Deux facteurs varient avec la saison : la durée d'éclairement, dont l'influence est bien connue surtout chez les mammifères à activité sexuelle saisonnière; et la température, dont l'influence est beaucoup moins bien connue. Chez les mammifères à activité sexuelle saisonnière (**ovins**, **équins**, **camelins**), les jeunes atteignent la puberté uniquement pendant la saison sexuelle de l'espèce. Si la saison sexuelle est courte, les naissances se produisent pratiquement toutes au même moment et la puberté intervient pour tous les jeunes au même âge (c'est le cas des **ovins**). Si la saison sexuelle est longue, les naissances se répartissent sur plusieurs mois. Dans ce cas, selon leur mois de naissance, les jeunes présentent les premiers signes de puberté à des âges différents (c'est le cas des **camelins**) (Educagri, 2005).

II. 2. Puberté

La puberté est l'âge où l'animal devient capable de se reproduire. Cette capacité est optimale à l'âge de la maturité sexuelle (MukasaMugerwa, 1985). L'âge à la puberté dépend à la fois de la croissance et de la saison: si le poids critique est atteint pendant la saison sexuelle, la puberté intervient immédiatement; s'il est atteint pendant la période de repos sexuel, la puberté ne peut se manifester qu'au cours de la saison sexuelle suivante (Educagri, 2005). Chez la **jument** adulte, une trop grande perte de poids peut emmener à une absence de chaleurs (**Anonyme05**).

Tableau X. Données relatives à la sexualité et à la reproduction des femelles de mammifères (Gayraud, 2005)

Espèce	Age à la puberté	Saison sexuelle
Vache	6 à 18 mois	Continue
Brebis	6 à 112 mois	Septembre – Hiver
Truie	5 à 10 mois	Continue
Jument	12 à 20 mois	Mars – Août
Chamelle	24 à 36 mois	Octobre – Mai (Kelenamer, 2003)

II.3. Cycle œstral

Le cycle œstrien correspond à la période délimitée par deux œstrus consécutifs ; c'est l'intervalle entre le 1^{er} jour de deux œstrus consécutifs. La durée du cycle œstrien est assez caractéristique de l'espèce mais comporte des variations individuelles notables (Educagri, 2005).

Tableau XI : Durée moyenne et variations possibles du cycle œstrien (jrs) (Gayrard, 2005)

Espèce	Durée moyenne	Variations possibles
Vache	21	18 à 25
Brebis	17	-
Truie	21	18 à 24
Jument	21	14 à 32
Chamelle	28(Wardeh, 1989)	-

II.3.1. L'œstrus

L'œstrus ou chaleurs est définie comme « le comportement particulier d'une femelle à la période appelée œstrus, pendant laquelle cette femelle accepte l'accouplement avec un mâle et peut être fécondée » (Larousse agricole, 2002).

Le réflexe d'immobilisation au chevauchement est le seul signe certain des chaleurs (Educagri, 2005).

II.3.2. Les signes accompagnant l'œstrus

Quelques études rapportent un accroissement d'agressivité lors d'œstrus chez la brebis, la jument et la femelle du dromadaire. Un tel comportement n'est pas mis en évidence chez la vache (Bouisson, 1975). D'autres signes, moins caractéristiques et variables selon les espèces, accompagnent l'œstrus : Chez la **vache**, par exemple, la vulve laisse échapper du mucus visqueux qui s'étend, les lèvres sont humides et un peu enflées (Educagri, 2005). La **jument** présente un clignotis de la vulve. Ce clignotis est en fait un mouvement de la vulve de la jument qui fait ressortir le clitoris pour le présenter à l'étalon en signe de l'excitation de la jument. Ce signe particulier permet aussi de faire descendre le col de l'utérus et de le relâcher afin de permettre une bonne entrée des spermatozoïdes. Enfin, la position ultime est le campement: la jument écarte les postérieurs, cambre le dos en relevant la tête. Cette position est le signe le plus explicite d'une jument en chaleur et ayant une bonne réceptivité (Agoutin, 2004). La détection des chaleurs est très difficile chez l'espèce **ovine**. Les chaleurs s'accompagnent de signes spécifiques : excitation, agressivité, recherche du bélier, congestion de la vulve, sécrétion filante au niveau de la vulve et une baisse de la production laitière (Dudonet, 2003).

La femelle du porc domestique montre des dispositions à l'accouplement durant toute l'année, tous les 21 ± 3 jrs. La truie qui approche du rut est agitée et parfois ne se nourrit pas, la vulve devient rose et tuméfiée, si on presse fort avec les mains de chaque côté de son dos, elle se tient immobile, montrant qu'elle est prête à accepter le mâle. La truie reste en chaleur pendant 8 à 36h (Fao, 1995). La détection des chaleurs chez la **chamelle** se fait par l'observation du comportement social et sexuel et par introduction du géniteur. Une chamelle en chaleur devient agressive, mord les autres, blatère constamment, sa vulve rougeâtre décharge un mucus blanchâtre, elle s'immobilise en écartant les membres postérieurs en émettant des petits jets d'urine. Le comportement le plus indicatif est la recherche du mâle (Atigui; Hammadi, 2010).

Tableau XII : Durée de l'œstrus des femelles de mammifères domestiques (Educagri, 2005)

Espèce	Durée de l'œstrus
Vache	10 à 24 h
Brebis	24 à 36 h
Truie	24 à 72 h
Jument	2 à 15 jrs
Chamelle	3 à 6 jrs (Joshi et al, 1978)

II.3.3. L'ovulation

La connaissance du moment de l'ovulation est importante pour déterminer le moment optimum de l'accouplement ou l'insémination artificielle. Les chaleurs étant la seule manifestation extérieure du cycle sexuel, il est commode de situer l'ovulation par rapport aux chaleurs pour les mammifères à ovulation « spontanée »; ou par rapport à l'accouplement pour les mammifères à ovulation « provoquée ». Chez les espèces dont l'ovulation est déclenchée par l'accouplement (chamelle), il n'y a pas de véritable cycle oestrien, en effet l'ovulation est le plus souvent suivie d'une gestation (Educagri, 2005).

Tableau XIII. Données relatives à l'ovulation de quelques espèces mammifères (Gayard, 2005)

Espèce	Type du cycle	Type de l'ovulation	Durée de l'œstrus	Moment de l'ovulation
Vache	Polyœestrienne	Spontanée	10 à 24h	6 à 19h après la fin de l'œstrus
Brebis	Polyœstrus saisonnier	Spontanée	24 à 36 h	32h après le début de l'œstrus
Truie	Polyœestrienne	Spontanée	24 à 72h	30 à 40 h après le début de l'œstrus
Jument	Polyœstrus saisonnier	Spontanée	2 à 15 jrs	36 à 48h avant la fin de l'œstrus
Chamelle	Polyœstrus saisonnier	Provoquée	28 jrs	48h après l'accouplement

Tableau XIV :Caractéristiques de l'activité ovarienne chez les femelles domestiques (Gayrard, 2005)

Espèce	Taille follicules recrutés (mm)	Diamètre follicule De Graaf (mm)	Diamètre corps jaune (mm)	Nombre ovulations
Vache	2 – 3	10-27	20-25	1 (rarement 2)
Brebis	2-3	5-20	9	2-3
Truie	1-2	8-12	10-15	10-15
Jument	10	25-70	10-15	1-2
Chamelle	2 – 3	15,2 ± 2,5	22 ± 6	1

III.4. L'accouplement

La perception d'une femelle en œstrus déclenche chez le mâle une excitation sexuelle qui se manifeste par une parade sexuelle caractéristique : la femelle réagit par une immobilisation et une acceptation de l'accouplement. Celui-ci est rendu possible par l'érection du pénis du mâle, puis l'éjaculation permet l'émission du sperme dans l'appareil génital de la femelle. Le sperme est ainsi déposé: Dans le vagin, contre le col, chez les **ruminants** et dans le col et dans l'utérus chez les **porcins** et les **équins**.

La saillie naturelle reste pratique courante, même dans les régions où l'insémination artificielle s'est avérée très efficace. Beaucoup d'éleveurs croient que le pourcentage de gestation est plus élevé avec la saillie naturelle qu'avec l'insémination artificielle.

La **vache** et le taureau peuvent s'accoupler aussitôt que la vache accepte la monte jusqu'au moment où elle refuse (Michel et Wattiaux, 2006).

Chez les **équidés**, l'étalon fait des préliminaires (approche, flairages, léchages...) dont le nombre et la durée varient fortement d'un individu à l'autre. Il effectue plusieurs chevauchements avant de réellement saillir la jument car cela permet aussi au col de l'utérus de se détendre et de bien s'ouvrir pour permettre le passage des spermatozoïdes (Agoutin, 2004).

Lors de la plupart des saillies naturelles, le bélier accouple la brebis plusieurs fois durant le cycle œstral afin d'assurer une quantité viable de spermatozoïdes pour la fécondation (LAFRI, 2001).

Chez la **truie**, dans les conditions naturelles, on observe en général plusieurs accouplements successifs au cours du même œstrus, en moyenne 2 à 5 (Gayrard, 2007).

L'accouplement de la **chamelle** peut se répéter plusieurs fois dans la même journée (Mehria, 2011).

Tableau XV. Caractéristiques de l'activité sexuelle chez quelques femelles domestiques (Gayrard, 2005).

Espèce	Site d'éjaculation	Durée de coït
Vache	vagin	5 – 10s
Brebis	vagin	3 – 5s
Truie	utérus	10 mn
Jument	utérus	40s
Chamelle	vagin	15 - 20 mn

III.5. La gestation

La gestation correspond à la période de la vie de la femelle qui s'écoule entre la fécondation et la mise bas.

Tableau XVI. Caractéristiques de la gestation chez quelques espèces mammifères (Educagri, 2005 ; Gayrard, 2005)

Espèce	Durée de gestation		Type de placentation	Nombre de petits par portée
	En jours	En mois et semaines		
Vache	280	9mois et 1 semaine	syndesmochorial (cotylédonnaire)	1 (rarement 2)
Brebis	150	5mois	épithéliochoorial (cotylédonnaire)	1 – 4
Truie	115	3 mois, 3semaines et 3jrs	épithéliochoorial (diffus)	9 (4 – 15)
Jument	335	11mois et 1semaine	épithéliochoorial (diffus)	1
Chamelle	360-400	12,5 ± 1,5 mois	Epithéliochoorial	1

Chez les espèces portant normalement plusieurs fœtus (dites polytociques) lors de chaque gestation, l'augmentation de la taille de la portée réduit le poids de chaque fœtus. Les grandes espèces : **jument**, **vache**, **chamelle** sont normalement unipares. Naturellement le pourcentage des jumeaux est de l'ordre de 2 à 3% chez la vache, 1% chez la jument et 0,4% chez la chamelle (Educagri, 2005). Chez la **brebis** et la **vache**, la durée de gestation est plus courte en cas de naissance gémellaires, alors que chez la truie, elle est indépendante de la taille.

Le sexe est sans influence chez les espèces polytociques ; chez la **vache**, la **jument**, la **chamelle**, la gestation est allongée de 2 à 3 jours avec les mâles.

II.6. Déroulement anormal de la gestation

On peut distinguer trois cas d'interruption de la gestation :

- Avant l'implantation : mortalité embryonnaire.
- Après l'implantation : avortement.
- Lorsque le fœtus naît viable avant terme (naissance prématurée).

II.6.A. La mortalité embryonnaire

Elle est estimée chez la femelle n'ayant pas d'antécédents d'infertilité de 15 à 20% chez la **vache**, 20 à 40% chez la **truie**, 20 à 40% chez la **brebis** (Educagri, 2005) et varie de 0 et 20% chez la **chamelle**.

II.6.2. L'avortement

Consiste dans l'interruption de la gestation avec expulsion d'un fœtus non viable ou d'un fœtus mort. Chez la **brebis**, l'avortement avant 40 à 50 jours de gestation peut être fréquent (Dudouet, 2003). Les cas d'avortement sont très fréquents chez la **chamelle**, c'est pour cette raison qu'il est préférable, de laisser en repos absolu au pâturage les bêtes destinées à la reproduction.

II.7. La parturition

La parturition est définie comme l'expulsion du fœtus et de ses annexes hors des voies génitales maternelles. La naissance ou mise-bas est une période critique pour le fœtus qui passe de la vie intra-utérine à la vie extra-utérine ainsi que pour la mère qui passe de l'état de gestation à l'état de lactation. La perte du placenta à la naissance prive le fœtus d'une source d'oxygène, de glucose et de chaleur. Sa survie va donc dépendre de la maturité des organes fœtaux qui vont devoir assurer ses fonctions vitales. Il est donc important que la naissance survienne à un terme approprié (Gayraud, 2007).

Il existe quelques signes annonciateurs d'une femelle sur le point de mettre bas. Dans les jours précédant la mise bas, les mamelles se gonflent et on peut constater une augmentation de la température chez la **truie** ou une diminution de celle-ci chez la **vache** et la **brebis**. Quelques heures avant la mise bas (6h à 12h), la femelle est atteinte de contractions. Elle cherche alors à s'éloigner dans un endroit calme et confortable. L'expulsion est plus ou moins rapide selon la taille du fœtus qui peut arriver jusqu'à 3h chez la **vache**. En cas de difficulté, l'intervention humaine s'avère nécessaire, soit en tirant le petit vers l'extérieur, soit en pratiquant une césarienne (Anonyme06).

Matériel et méthodes

1. Lieu de réalisation des étapes expérimentales

Les étapes de notre travail ont été réalisées dans plusieurs laboratoires :

-inclusion, coloration d'hématoxyline et l'éosine dans un laboratoire d'anatomopathologie.

-La préparation des lames gélatinées, une partie des coupes se sont déroulées au laboratoire de phytopharmacie du Département des biotechnologies, faculté des sciences de la nature et de la vie.

-L'observation et la prise des photos faites au niveau de la faculté de Médecine, laboratoire d'histologie et de cytologie, université Blida1.

2. Matériel

2.1. Modèle animal

Le dromadaire (*Camelus dromedarius*), également appelé chameau d'Arabie.

La classification du dromadaire selon Mukasa-Mugerwa (1985) est la suivante :

Règne : Animal, classe: Mammifères, ordre: Artiodactyles Groupe: Tylopodes, Famille: Camélidés, Genre: Camelus. Espèce : Camelus *dromedarius*.

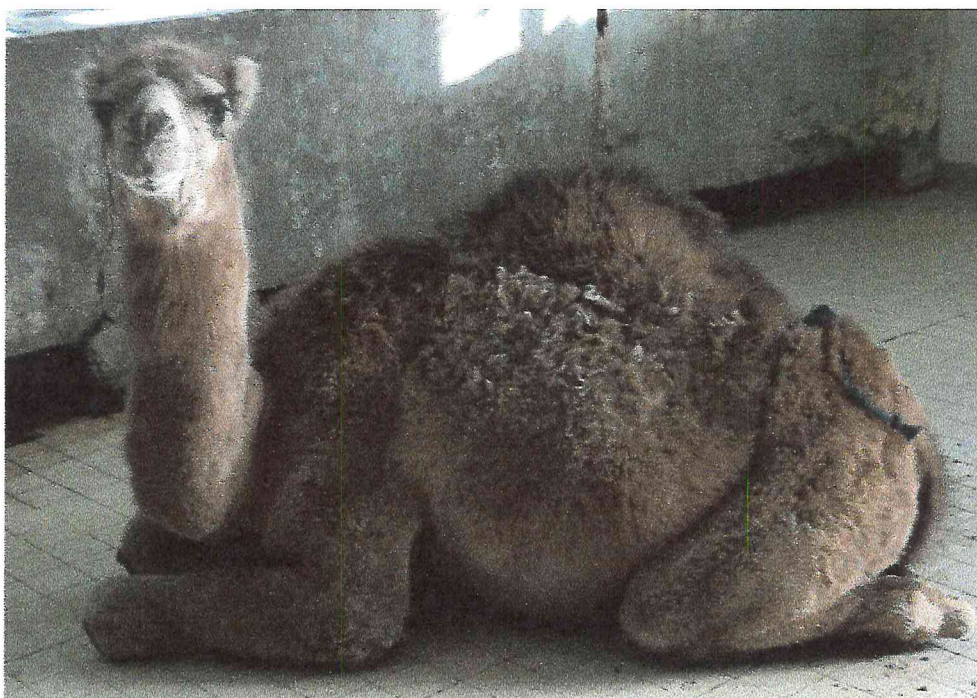


Figure 1. Dromadaire race sahraoui en position (décubitus sternal) d'abattage (originale: Djazouli Alim, 2012)

2.2. Matériel biologique

Il comprend l'appareil génital de la chamelle, les ovaires, les oviductes, les cornes utérines.

2.3. Appareillage

Le matériel utilisé dans cette étude est comme suit : Automate ou se déroule la déshydratation et imprégnation, un distributeur de paraffine (Fig.2), un microtome pour la confection des coupes des échantillons (Fig.3). Un microscope photonique chargé d'un appareil photo.

3. Méthodes :

3.1. Prélèvement :

Le prélèvement a été effectué dans un abattoir du sud algérien en mois de janvier 2011: (cette partie a été réalisée par Dr. Djazouli-Alim). Juste après l'abattage de femelles pour des raisons sanitaires, l'extraction des appareils génitaux femelles, est rapidement réalisée et les organes sont fixés à l'aide d'un liquide fixateur .

3.2. Fixation des échantillons

La fixation est effectuée par immersion des échantillons, dans du formaldéhyde à 10%.

3.3. Déshydratation

Les prélèvements sont déshydratés dans des bains d'alcool à concentrations croissantes (de 80% à 100%) pendant 2heures chacun, puis trempés dans 3 bains de Xylène pendant 2heures chacun, dans le but de subir l'éclaircissement, qui consiste à éliminer l'alcool utilisé dans la déshydratation et par conséquent préparer le tissu à l'imprégnation.

3.4. Inclusion à la paraffine

Le tissu est ensuite inclus dans des bacs de paraffine hydrophobe, fondu à 62°C par l'utilisation du distributeur de paraffine. L'eau intertissulaire est remplacée par la paraffine. Le bloc est obtenu après refroidissement à 4°C afin de permettre la réalisation de coupes fines et régulières. Une fois la paraffine solidifiée le bloc est démoulé.

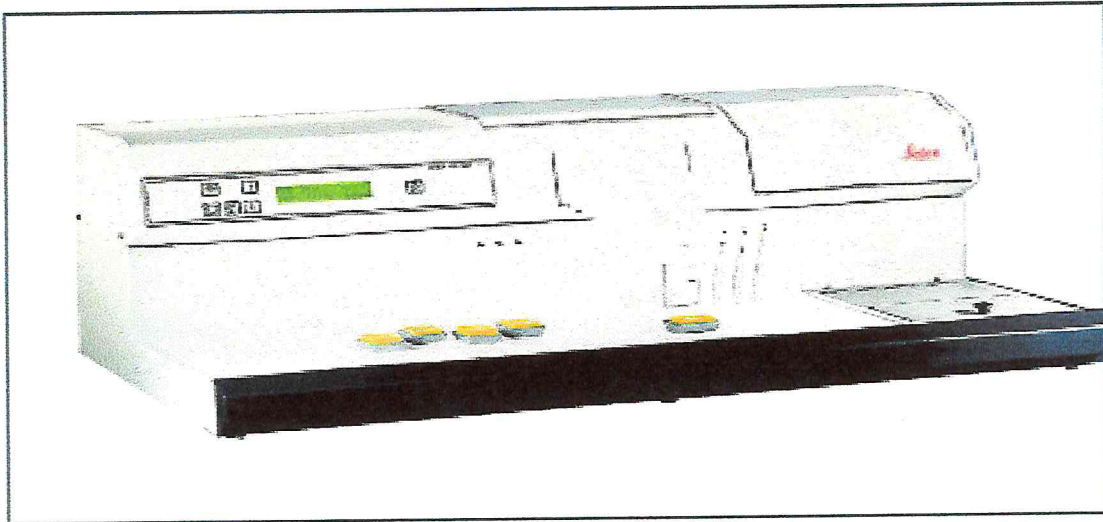


Figure 1. Distributeur de paraffine

3.5. Confection et étalement des coupes

Elle consiste à découper ces blocs en tranches fines et régulières de 3 à 5 µm d'épaisseur à l'aide d'un microtome rotatif de façon à ce que la face à couper soit dans un plan vertical et parallèle au fil du rasoir pour l'obtention d'un ruban.

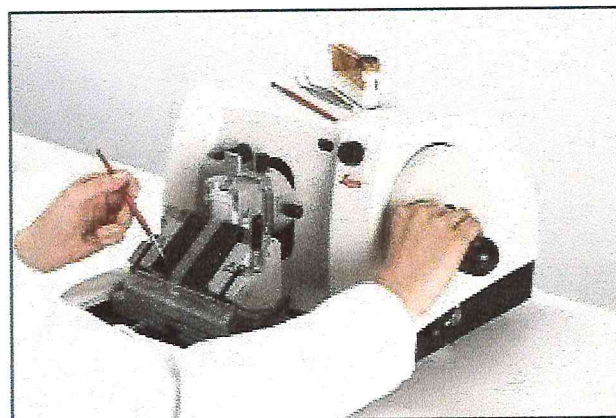


Figure 2. Ruban de coupes confectionné par le microtome à partir du bloc de paraffine

Le ruban de coupes est mis à flotter dans un bain marie chauffé à 45°C. Les coupes dépliées sous l'effet de cette température, sont récupérées délicatement sur des lames gélatinées préalablement numérotées par le matricule correspondant.

3.6. Séchage de lames

Se déroule dans une étuve pendant une nuit à 40°C.

3.7. Coloration des coupes

3.7.1. Déparaffinage et réhydratation des coupes

Le déparaffinage sert à retirer la paraffine des tissus, cette étape comprend le passage des coupes sélectionnées pour la coloration dans quatre (04) bains de Xylène 5mn chacun.

Elles sont ensuite immergées dans quatre (04) bains d'éthanol (5 minutes chacun) de concentration décroissantes (100°, 100°, 95°, 70°), puis passées dans de l'eau distillée.

3.7.2. Coloration à l'hématoxyline & éosine (HE)

3.7.2.1. Principe de la coloration

C'est la coloration usuelle de routine qui vise à colorer les noyaux en bleu et le cytoplasme en rose. La coloration se base sur les caractéristiques biochimiques des composants cellulaires et tissulaires. Ainsi l'hématoxyline colore les structures acides en bleu violacé. L'éosine colore les structures basiques en rose. Dans une cellule animale, la plupart des structures acides se concentrent dans le noyau sous forme d'acide nucléiques (ADN, ARN), alors que la plupart des composants cytoplasmiques sont de nature basique. Par conséquent, les noyaux apparaissent bleu-violet tandis que les cytoplasmes en rose sauf s'ils contiennent une grande quantité d'ARN, prenant alors, dans ce cas, une coloration violette.

RESULTATS

I. Anatomie de l'appareil génitale de la chamelle

L'appareil génitale femelle de façon générale comprend: les ovaires, les oviductes, l'utérus (corne, corps, col), le vagin et les organes externes.

Chez la chamelle (Fig. 4a), il apparaît de couleur rosâtre avec un utérus bicorné, des oviductes sinueux (Fig. 4a, b) et des ovaires granuleux ou lobuleux (Fig. 4b).

Le col semble être doublé et se présente sous forme de replis très organisés vers le centre dessinant une fleur. Les replis du vagin sont parallèles (Fig. 4a).

Une différence est observée entre les ovaires d'une femelle pubère ou non pubère et une femelle gestante ou non. Par exemple la figure (5), illustre ces différences.

La femelle non pubère présente des ovaires blanchâtres luisants et peu granuleux (Fig. 5a).

La présence du corps jaune indique que la femelle était en gestation (Fig. 5b, c). De plus l'ovaire d'une adulte est grisâtre et fortement granuleux.

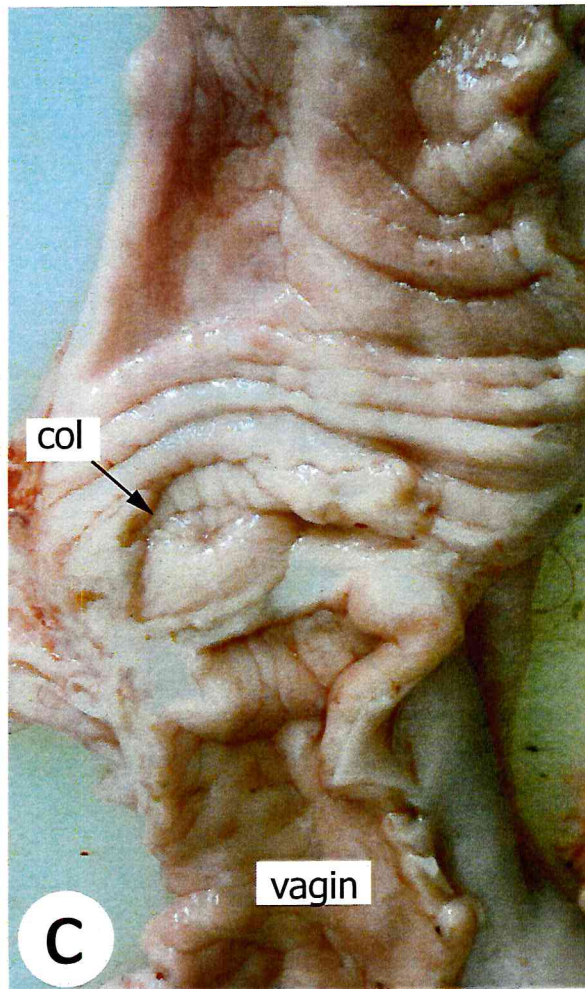
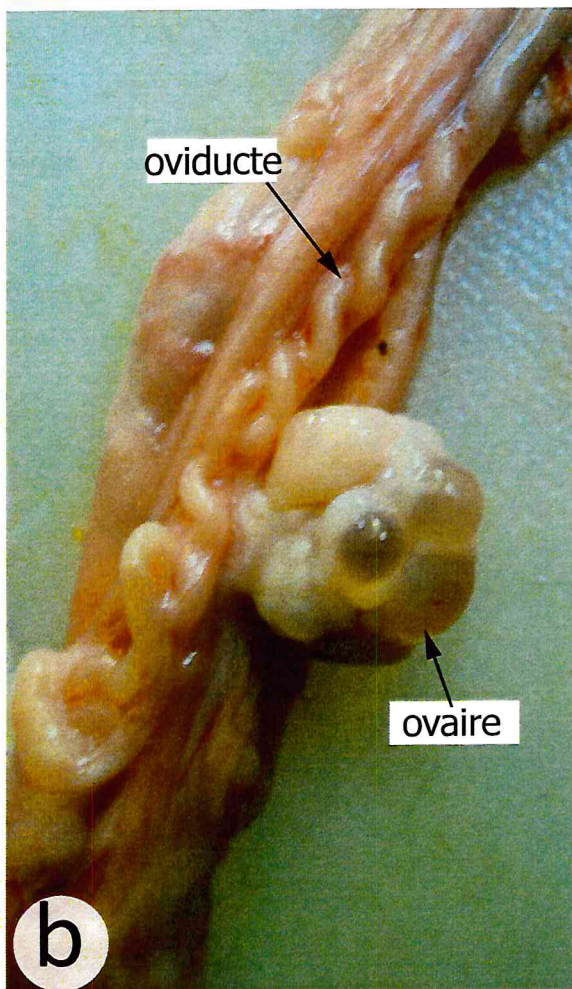
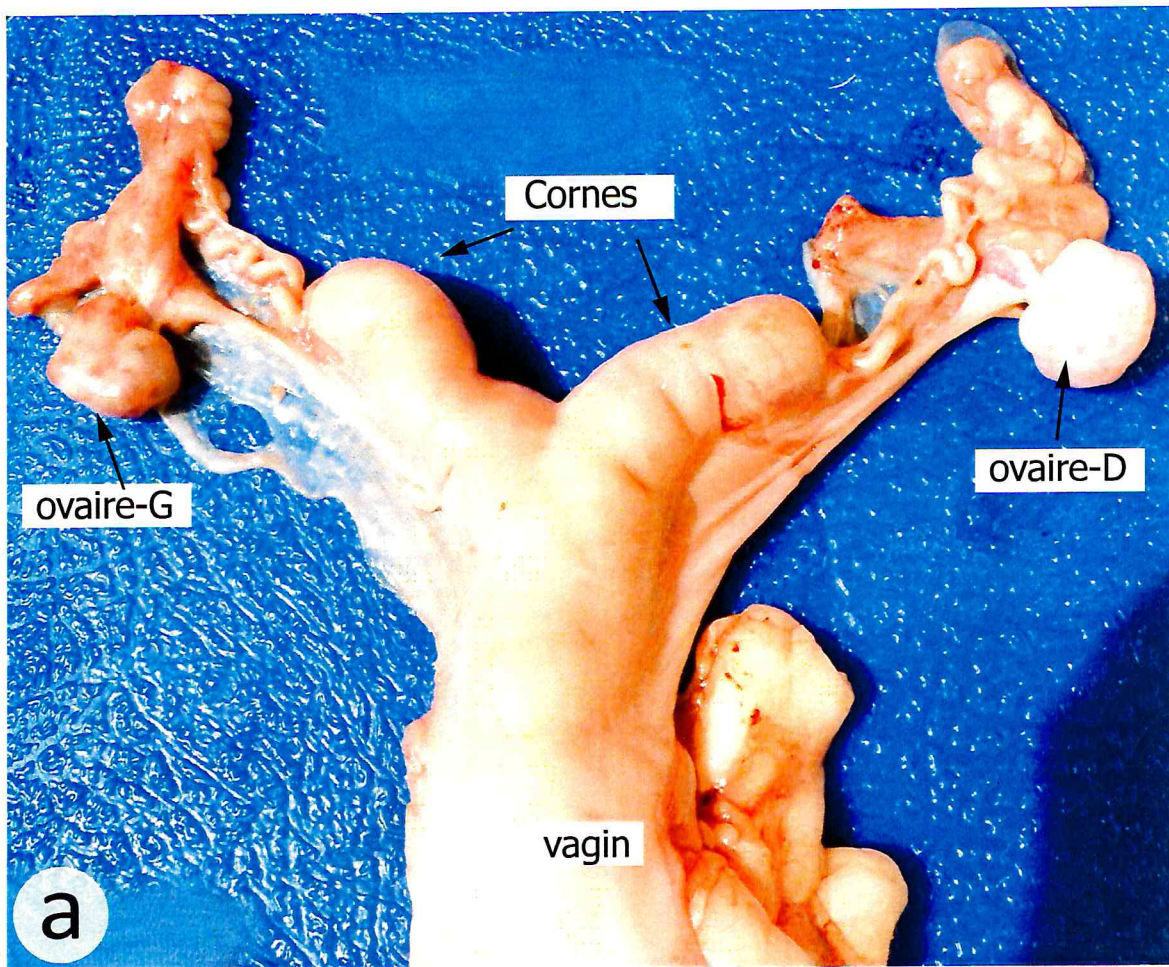


Figure 4. Aspect anatomique des différentes parties de l'appareil génital de la hamster
a, b. Les parties antérieures de l'appareil génital ovaires, oviductes et cornes utérines
c. Les parties postérieures comprennent le col et le vagin

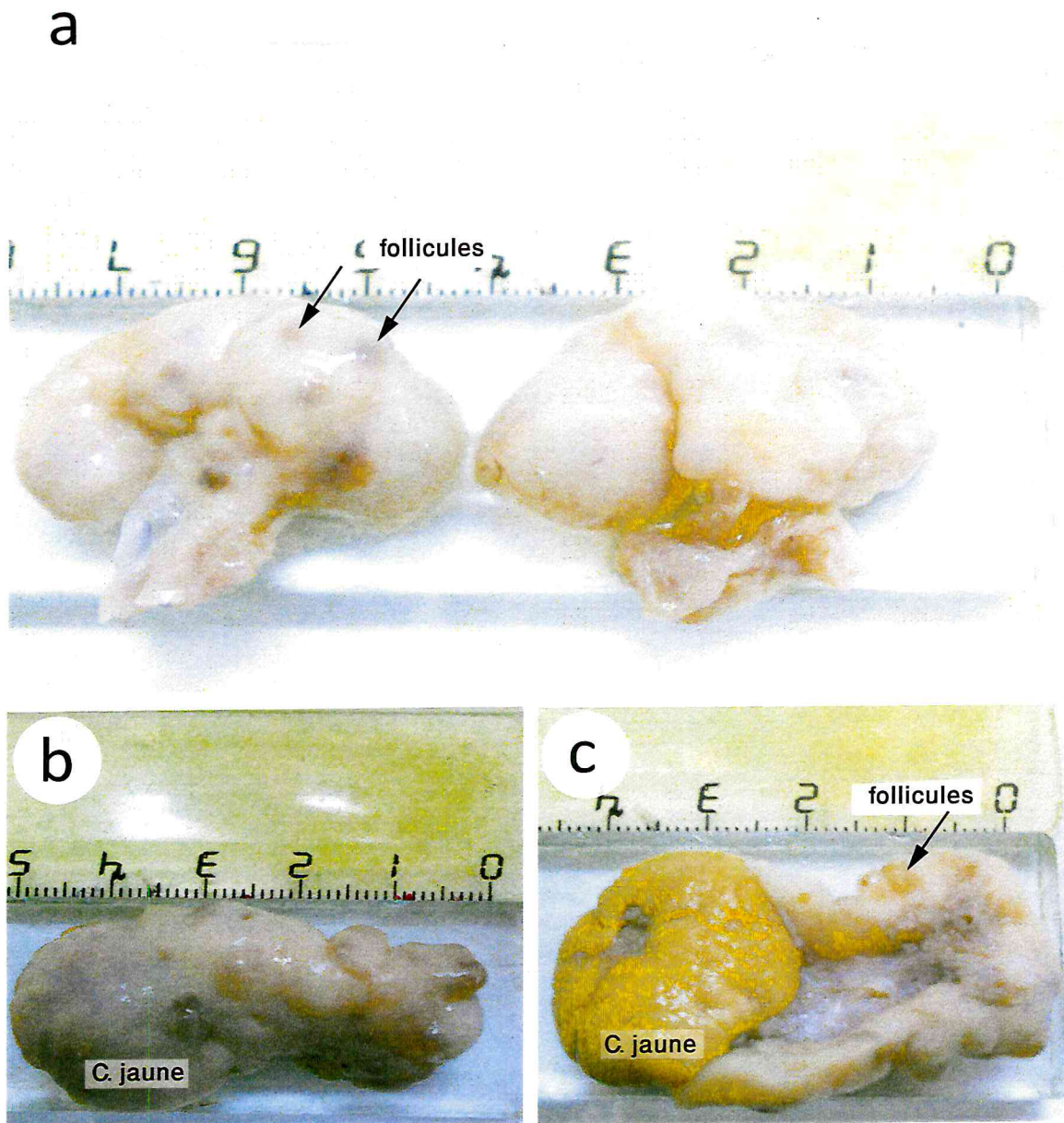


Figure 5. Aspect anatomique externe et interne des ovaires de la chamelle

a, b, c. Les ovaires peuvent mesurer de 4 à 5 cm de longueur es follicules sont visible aussi bien de l'interieur que de l'exterieur.

b, c. Un corps jaune développé est distingué de l'exterieur et peut avoir 2 cm de diamètre (b, c).

II. Etude histologique de l'appareil génitale femelle

II.1. Les ovaires

II.1.1. Zone corticale et médullaire

Dans une coupe longitudinale, les deux couches corticale et médullaire peuvent être visualisées (**Fig. 6**). Dans la zone corticale sont observés les follicules de différentes tailles y compris les follicules primordiaux (**Fig. 6a**).

La zone médullaire (**Fig. 6b**), renferme les gros vaisseaux sanguins et quelques follicules primaires.

Dans la zone corticale, des follicules secondaires et tertiaires peuvent être retrouvés en masse, ce qui donne l'aspect granuleux à l'ovaire (**Fig. 7**).

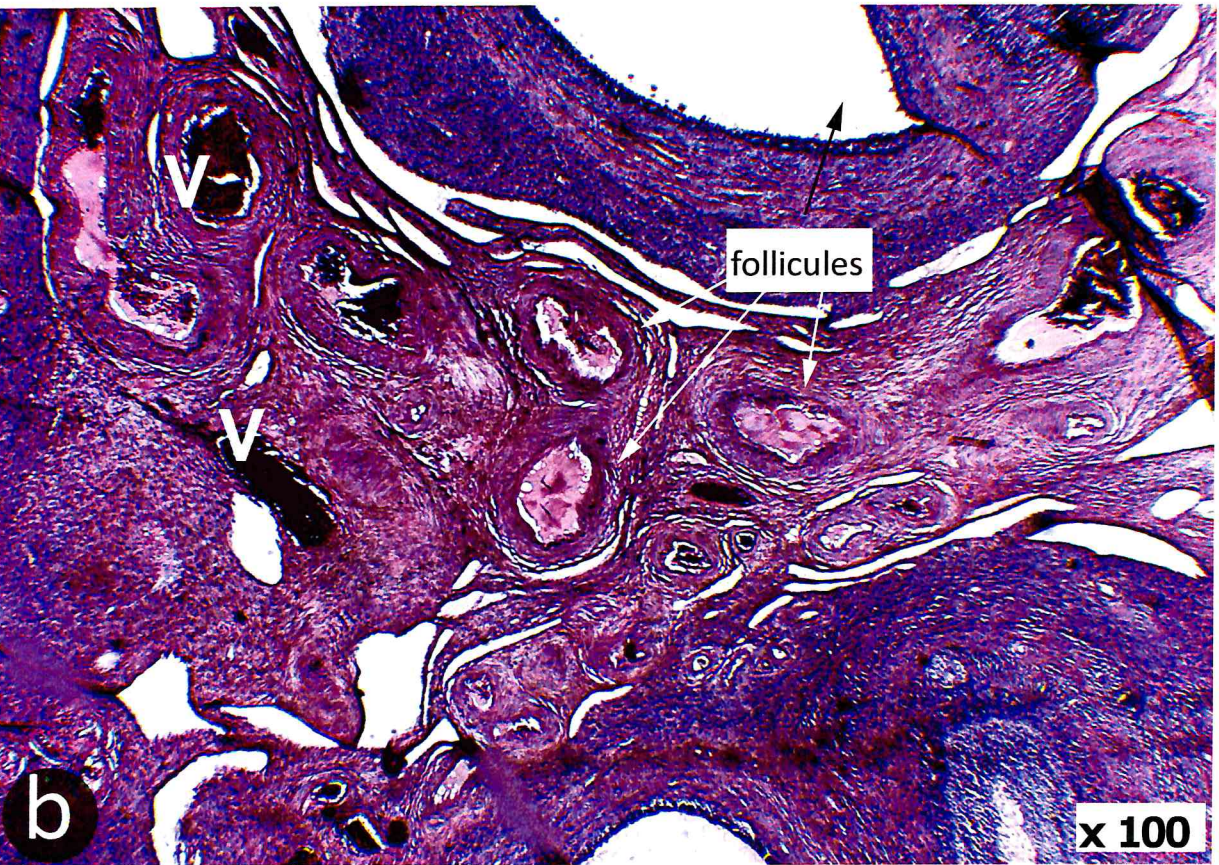
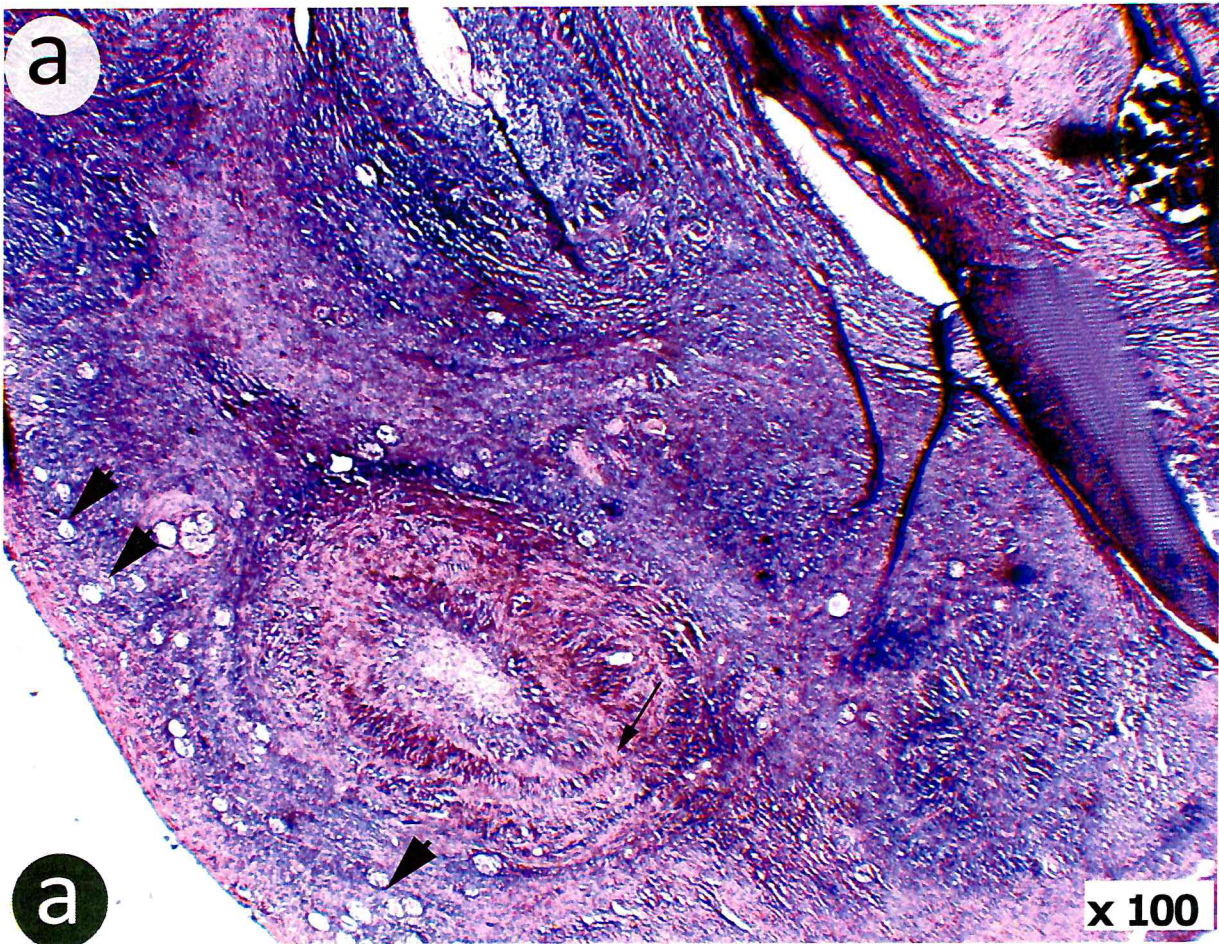


Figure 6. Structures histologiques de l'ovaire de la chamelle

- a. Zone corticale de l'ovaire, riche en follicules primordiaux et primaires
- b. Zone mediane de l'ovaire , riche en vaisseaux sanguins (V).

Technique: coloration Hematoxylline & Eosine.

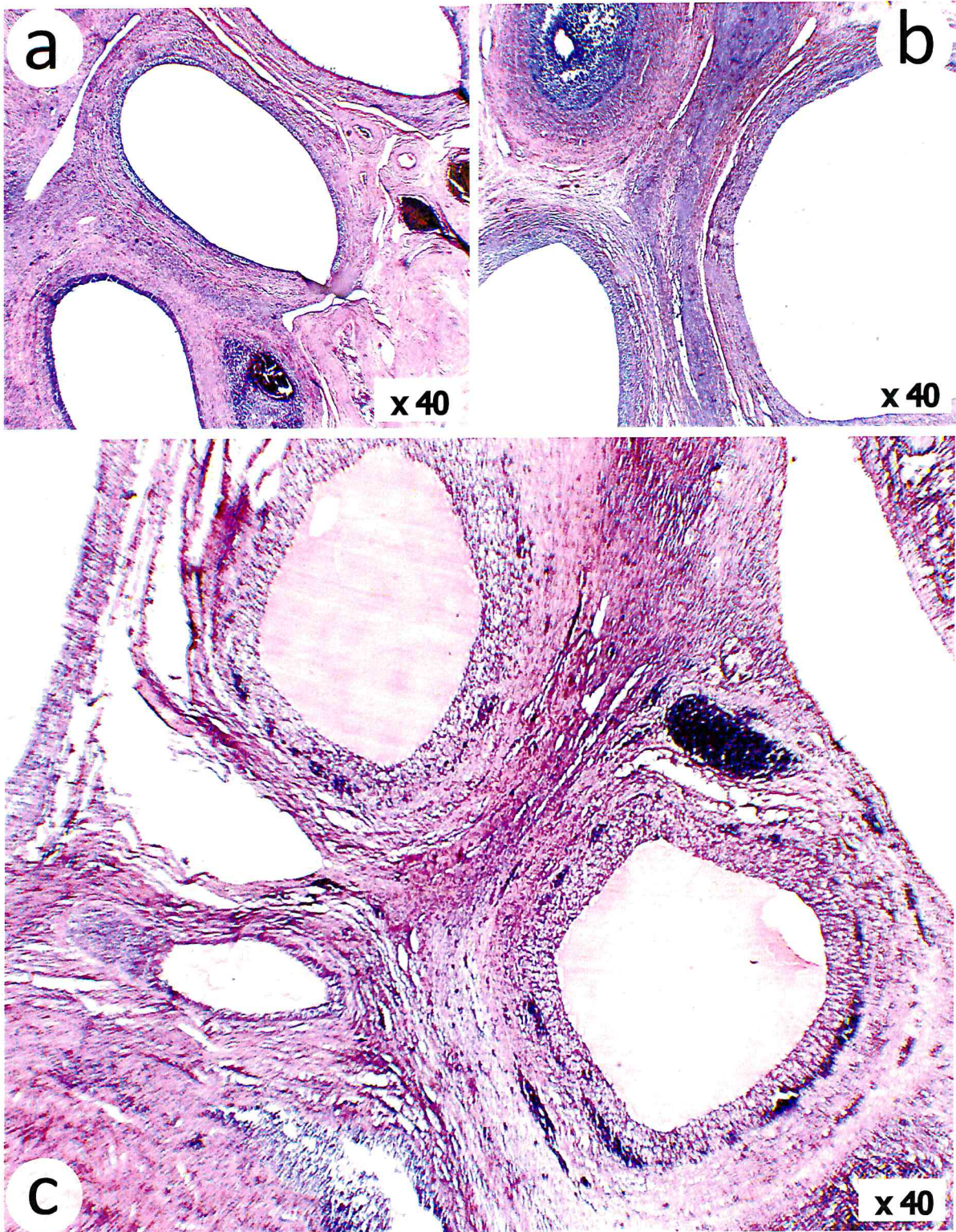


Figure 7. Coupe histologique au niveau de la partie corticale de l'ovaire de la chamelle

a, b, c. coupes démontrant des follicules à différent stade de croissance.

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine

II.1.2. Les parties histologiques du follicule

Le follicule contient l'ovocyte qui est entouré par les cellules folliculeuses qui sont elle-même entourées par des thèques : interne et externe.

La **figure 8** présente les différentes parties histologiques d'un follicule antral. Les cellules folliculaires englobent le liquide et se reposent sur les thèques (**Fig. 8b, b1**).

La thèque externe est fibreuse (**Fig. 8b1**).

La **figure 8c** présente l'aspect des cellules folliculaires et leur disposition en couches multiples.

Le follicule tertiaire avec un cumulus oophorus, est démontré avec ses différentes structures histologiques à la figure 8. Il semble que l'intérieur de l'ovocyte est riche en fibre de cytosquelette (**Fig. 9c**).

D'autres détails au fort grossissement sont présentés dans la **figure 10** sur les structures histologiques du follicule tertiaire.

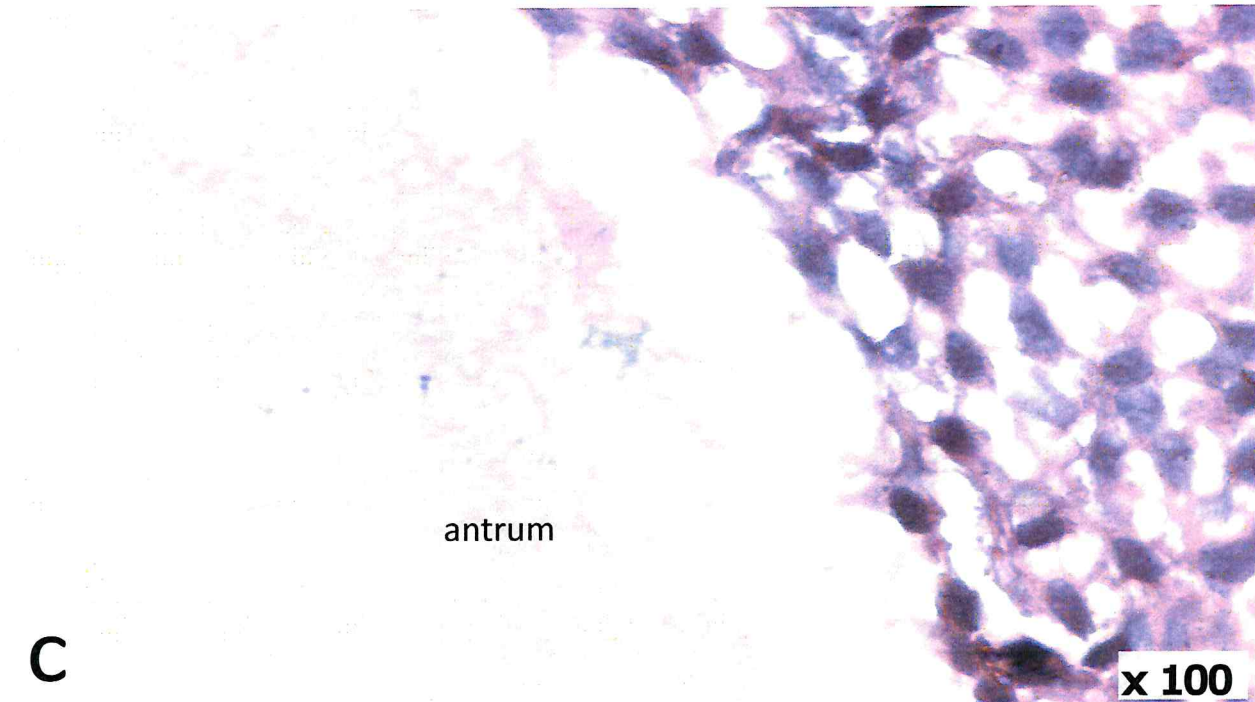
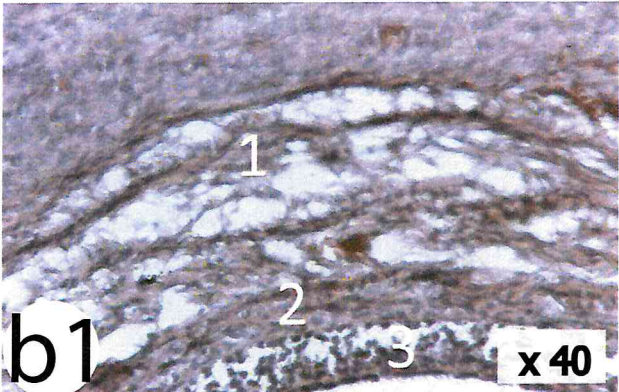
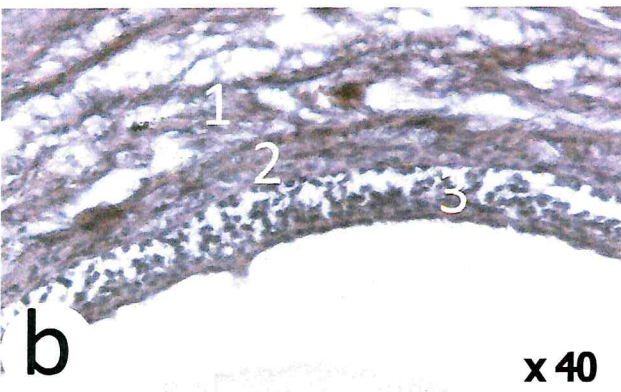
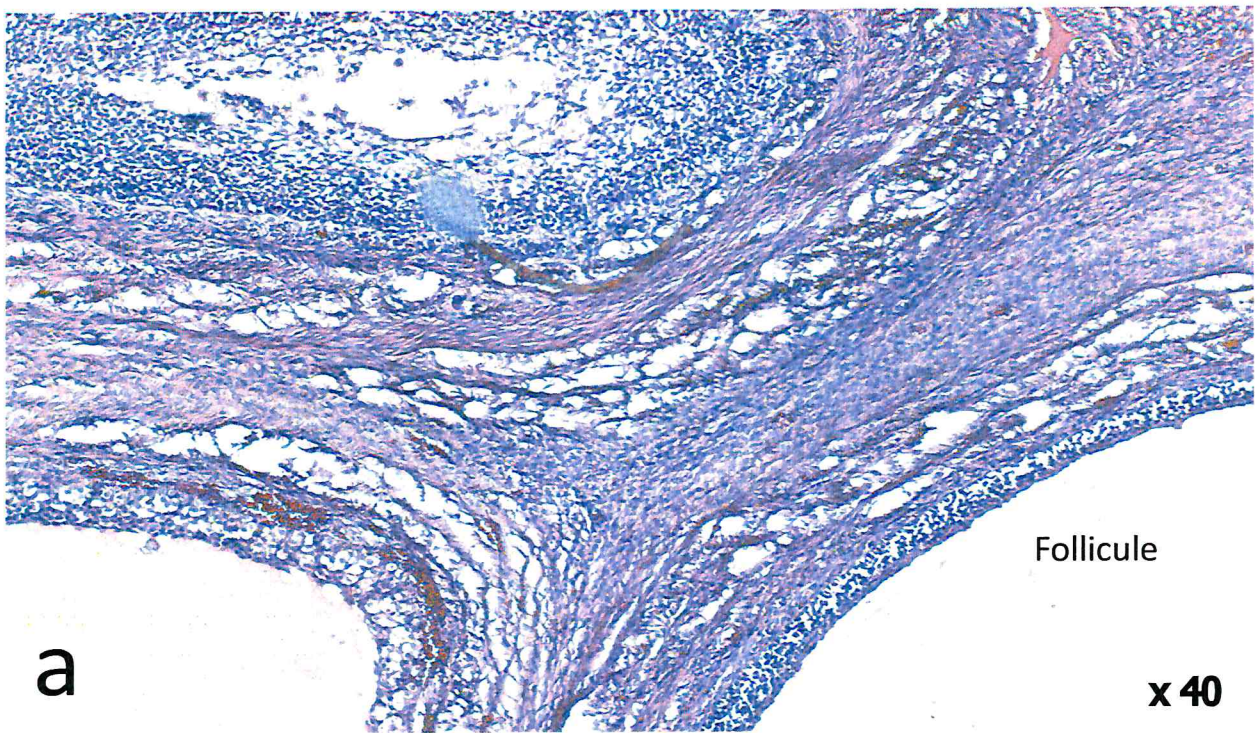


Figure 8. Les éléments tissulaires et cellulaires qui composent un follicule en croissance

b, b1. théques : externe (1), interne (2) et cellule de la granulosa (3)

c, cellules de la granulosa

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine.

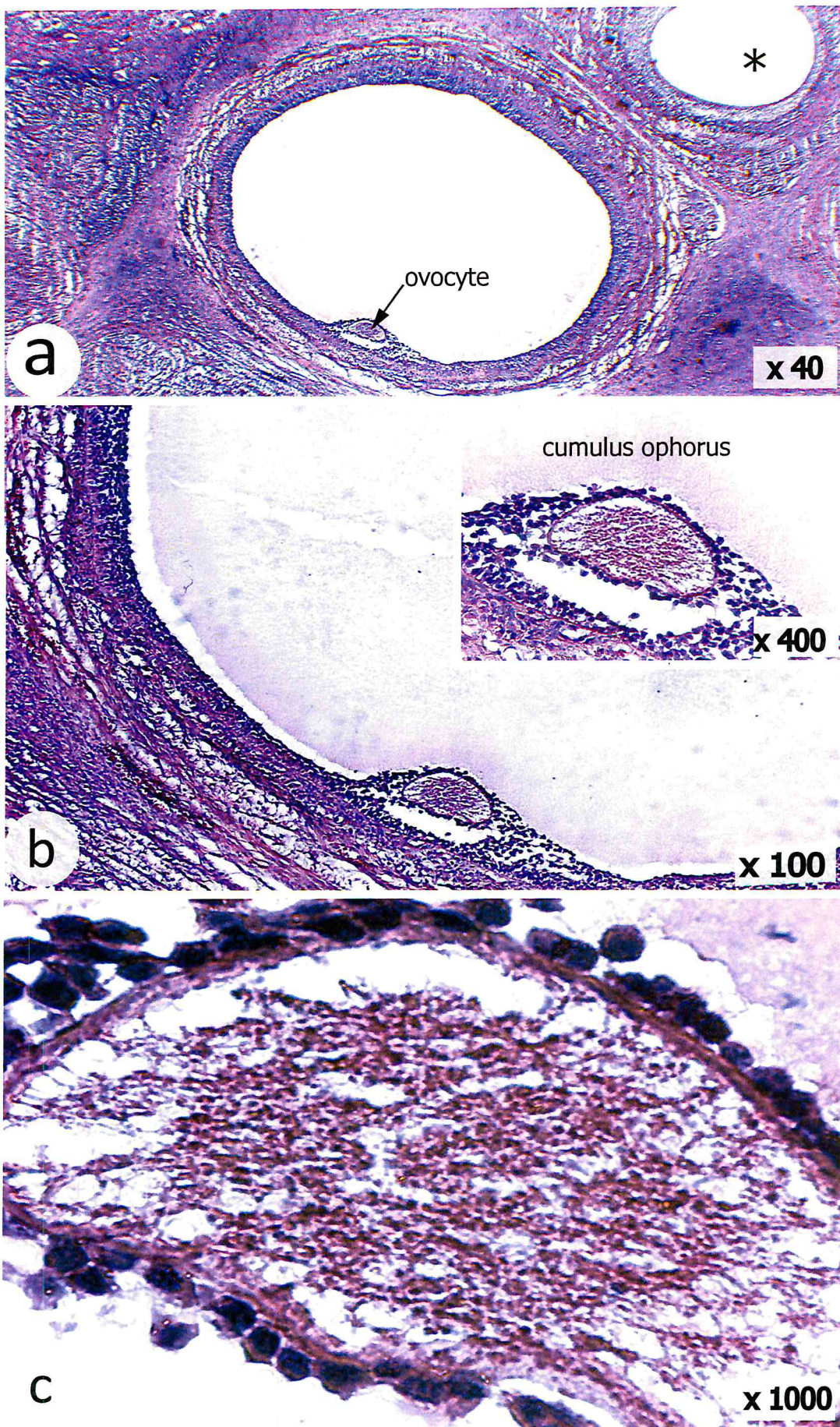


Figure 9. Follicule tertiaire au niveau de l'ovaire de la chamelle

- a. Follicule secondaire (asterisk) et tertiaire avec la présence de l'ovocyte
- b. Cumulus ophorus
- c. cellules de la corona radiata entourant l'ovocyte

Technique hematoxyline & Eosine.

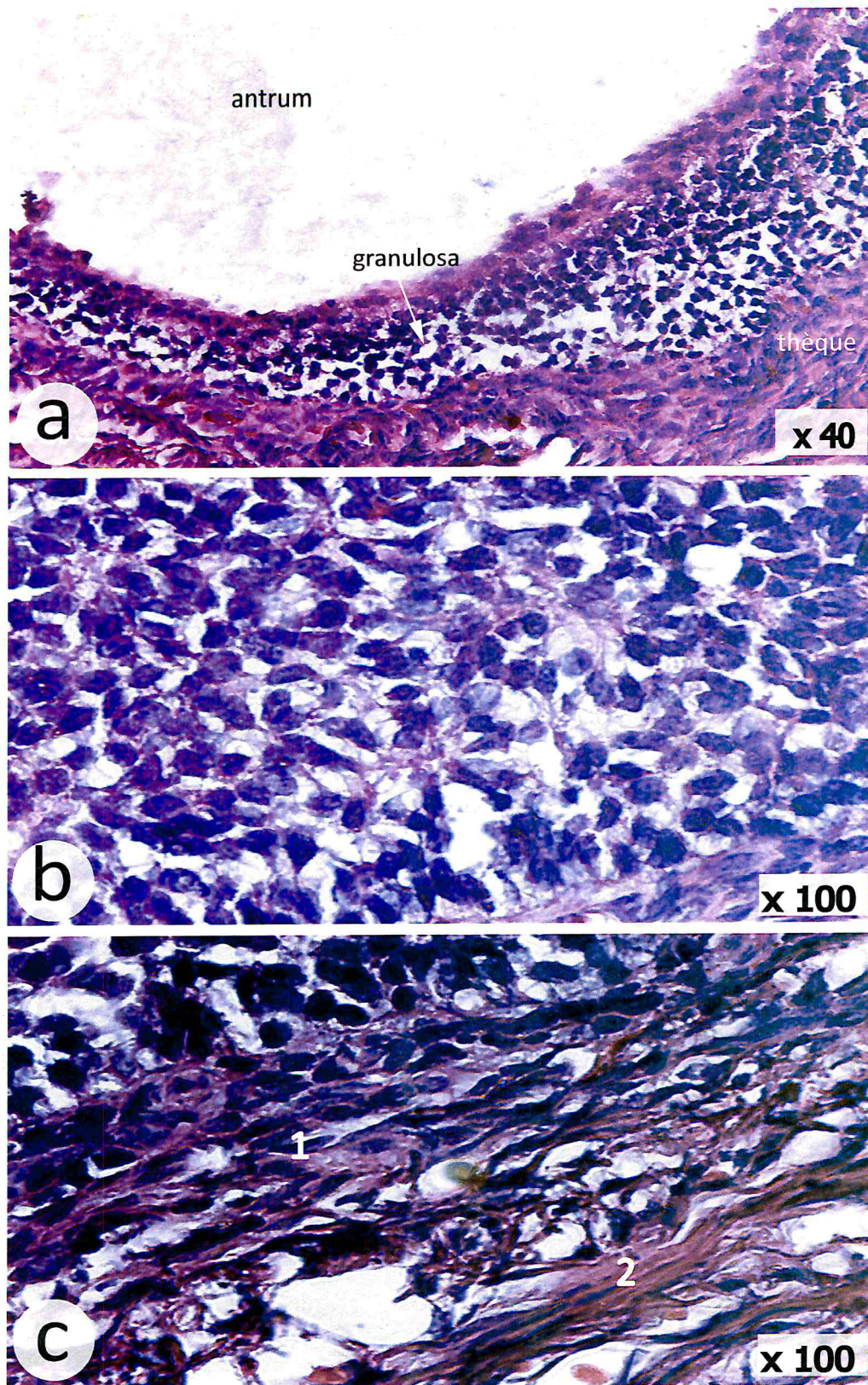


Figure 10. Parties histologiques d'un follicule tertièrè

a. un follicule tertièrè renferme un ovocyte et se compose d'un antrum englobé par les cellules de la granulosa, ces dernières sont délimité par une thèque.

b. aspect des cellules de granulosa et leur organisation stratifiée.

c. la thèque est divisée en thèque interne (1) et externe qui est fibreuse.

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine.

II.2. Les oviductes

Les oviductes semblent très complexe (Fig.11),ils sont très sinueux et repose sur une large couche musculaire longitudinal et transversale (Fig.11b).

L'épithélium des oviductes est prismatique pseudostratifié et cilié(Fig.11e, f). Il semble qu'il renferme des cellules sécrétrices. Il repose sur une trame fibreuse vascularisée.

Cet aspect histologique continu, jusqu'à la jonction avec la corne utérine il se pelotone pour se jeter dans la lumière cornéenne (Fig.12).

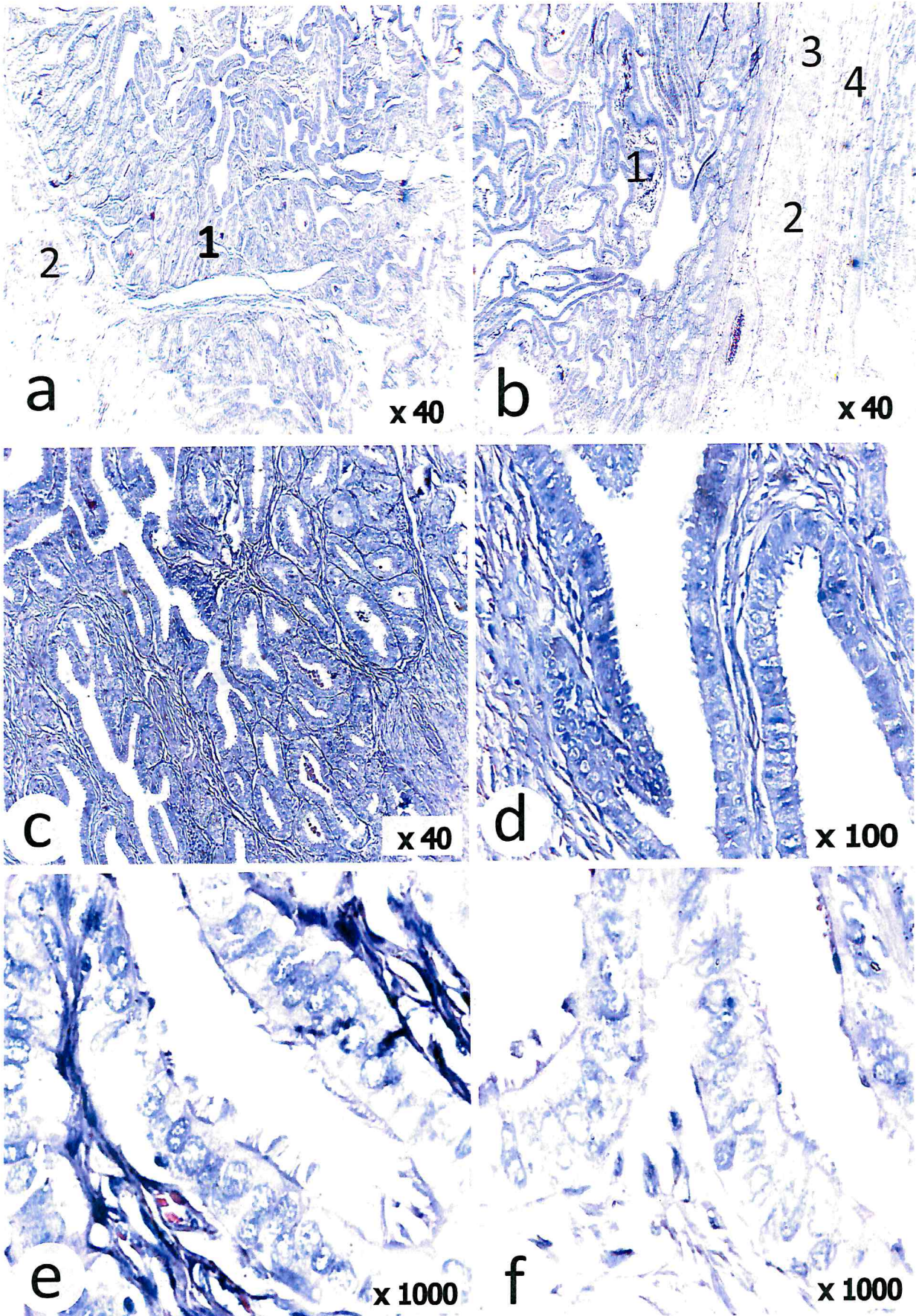


Figure 11. Aspect histologique des oviductes de l'appareil genitale de la chamelle

a, b, c. l'épithelium (1) de la muqueuse des oviductes est très complexe, décrivant de très nombreux repliements. ce dernier se repose sur une large couche musculaire la musculouse (2) (a, b) , cette dernière est composée par une couche de fibres circulaires et longitudinales.
d, e, f. l'épithelium est pseudostratifié et cilié.

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine.

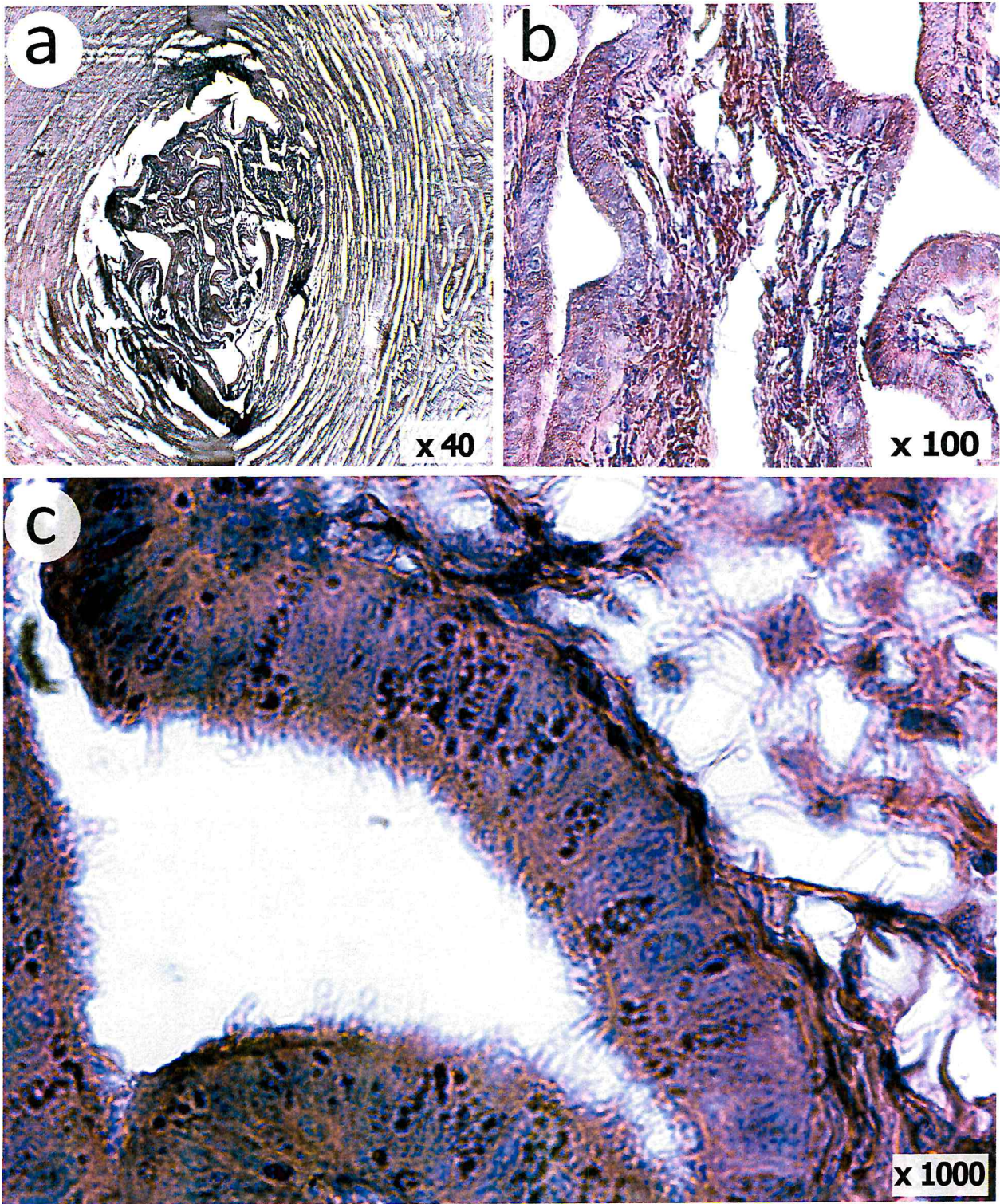


Figure 12. Région intermédiaire entre l'oviducte et la corne

a. la musculature entourant l'épithélium est circulaire

b, c. l'épithélium est cylindrique simple cilié avec de nombreux replis

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine.

II.3. Les cornes utérines

La corne utérine possède un endomètre dont le chorion est très enrichi en glandes utérine (**Fig.13a**). L'endomètre se repose sur une large bande musculaire : le myomètre (**Fig.13b**).

Des glandes sont retrouvées proches de l'épithélium de l'endomètre et peuvent s'ouvrir sur la lumière.

Au plus fort grossissement ces glandes sont proches de l'épithélium de l'endomètre) (**Fig.14a, b**) et sont parfois pelotonnées (**Fig.14c**). Elles possèdent un épithélium prismatique (**Fig.14d**).

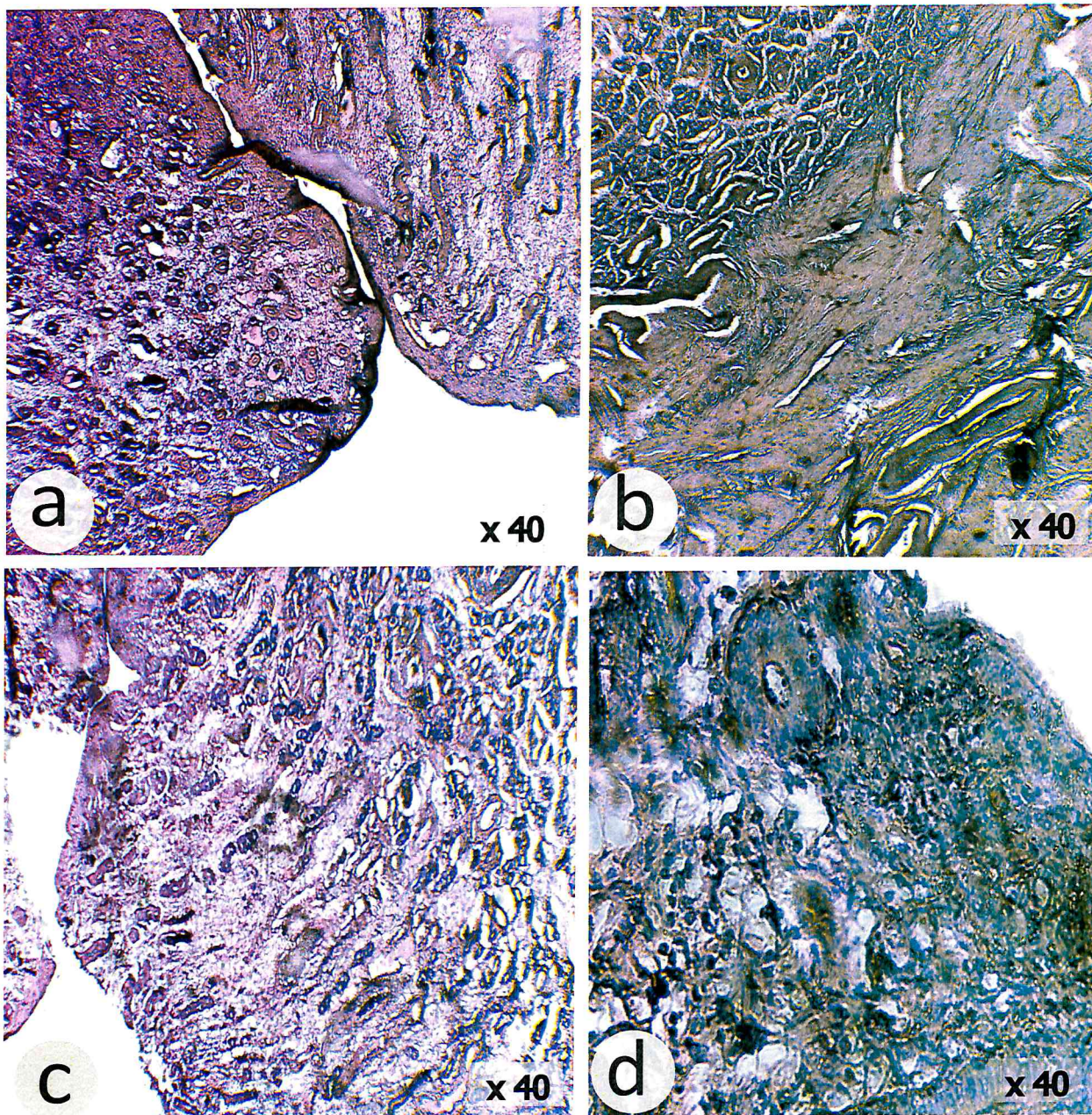


Figure 13. Endomètre et myomètre de la corne utérine

a, b. L'endomètre renferme une multitudes de glandes et se repose sur une large couche musculaire: Myomètre

c, d. distribution des glande dans l'endomètre

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine.

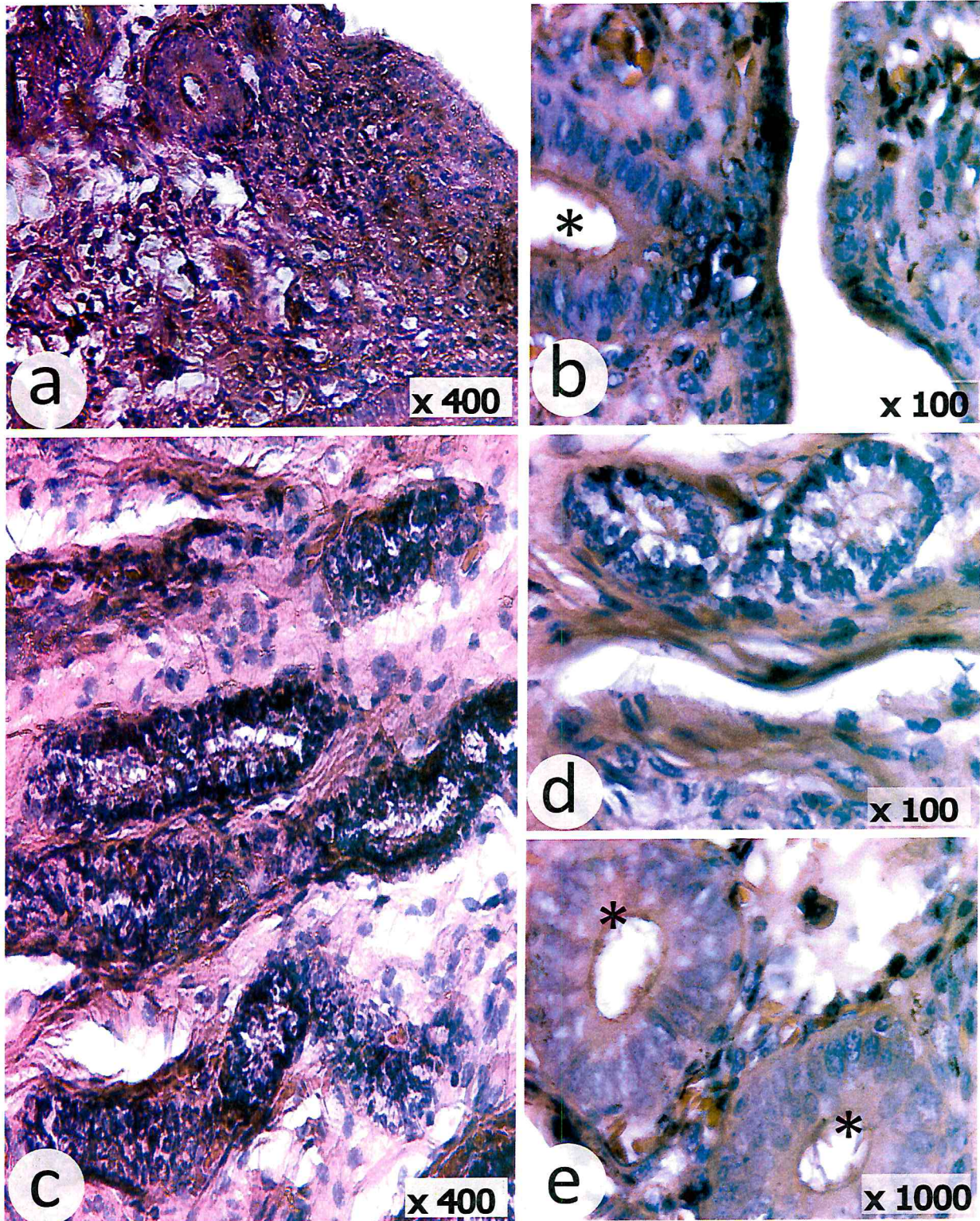


Figure 14. Aspect des glandes endométriales

- a,b. les glandes endométriales semblent s'ouvrir vers la lumière de la corne
- c. les glandes sont nombreuses
- d. l'épithélium des glandes semble être pseudostratifié (asterisk)

Technique: coloration Hematoxyline & Eosine.

Discussion

Dans notre travail, nous avons tenté de réaliser une étude anatomo-histologique de l'appareil génital de la chamelle.

Nos résultats montrent sur le plan anatomique, l'appareil génital de la chamelle n'est pas différent de celui des autres mammifères.

Concernant l'ovaire, plusieurs petites vésicules émergentes de 2-5 mm de diamètre apparaissent sur sa surface et correspondent aux follicules. Ceci est à l'origine de son aspect granuleux (Osman, 1965).

Dans notre étude, la longueur de l'ovaire est de 4 à 5 cm chez l'adulte est bien mois chez la femelle jeune. En effet d'après Abdo et collaborateurs (1969), il mesure de 2,6 à 6 cm de longueur.

Sur le plan macroscopique, les différences entre un ovaire d'une femelle pubère est impubère et une gestant et non gestant sont nette. La période de reproduction, les follicules matures et les corps jaunes en formation apparaissent sur le contour, donnant aux ovaires matures, l'aspect lobulé.

L'oviducte est très sinueux, il mesure environ 28 cm en effet, d'autre travaux rapportent un paramètre semblable (25-28 cm) (Mukasa-Mugerwa, 1985). Il est noté que les flexuosités réduisent le trajet à une dizaine de cm

Chez les autres mammifères domestique comme la vache, l'oviducte est très mobiles, flexueux et sa longueur est de 20 à 30 cm, (Louise, 2002). Chez la jument, ce conduit est long de 20 à 30 cm et pelotonné, (Barone, 1978). Chez la brebis, l'oviducte est de 15 à 19 cm de long (Educagri, 2005). Chez la truie, il est long et sinueux, chaque trompe utérine mesure une quarantaine de cm (Françoise Martinal Botté, 1998).

Microscopiquement, comme nous l'avons observé dans notre étude, l'ovaire présente, au-dessous d'un mince revêtement, une faible albuginée conjonctive, et un parenchyme nettement divisé en deux zones: une zone médullaire (le stroma) ou la zone centrale vasculaire qui comprend des fibroblastes, des nerfs et des vaisseaux sanguins, et une zone périphérique ou le cortex dans lequel les différents types de follicules se développent. C'est dans ce dernier que se déroule la folliculogénèse (Bressou, 1978).

En effet, l'ovaire de la chamelle semble très actif du fait de l'existence d'un grand nombre de follicules à différents stades de croissance. Joshi et al, 1978 ont observé que l'appareil génital de la chamelle présente des similarités avec celui de la jument qui n'est pourtant pas un ruminant mais l'ovaire de la jument a une disposition particulière, inverse de celle de la chamelle. En effet, la médulla est externe et le cortex est interne.

L'oviducte de l'appareil génital de la chamelle est très sinueux, et semble être très complexe, il présente de nombreux replis longitudinaux qui constituent un environnement favorable à la fécondation. Il joue un rôle important dans le stockage de la semence (spermatozoïdes) comme chez tous les mammifères et cela se vérifie encore plus chez les camélidés (Stekleneve, 1968).

Nous avons observé dans ce travail la structure histologique complexe de l'oviducte de la chamelle ainsi que la nature de son épithélium qui est prismatique pseudostratifié et cilié. Chez pratiquement la majorité des mammifères, il est composé d'un tissu épithélial formé de cellules ciliées, de cellules sécrétoires et d'un tissu musculaire. La muqueuse est dépourvue de muscularismucosae et sa propria tient lieu de la sous-muqueuse par sa partie profonde, qui s'adhère à l'intima de la musculature. Cette dernière est modifiée par les adaptations fonctionnelles de chaque segment. Elle est formée d'une couche superficielle de fibres longitudinales et une couche profonde de fibres circulaires entre les deux se trouve une couche conjonctivo-vasculaire. La séreuse est représentée par les deux lames péritonéales qui constituent le mésosalpinx. La sous-séreuse est formée d'un tissu conjonctif riche en fibres collagènes et mêlées de fibres musculaires lisses (Barone, 2001). Cette composition complexe constitue un environnement favorable à la fécondation, au stockage et la mobilité de la semence.

Enfin, l'utérus de la chamelle est bicorné, il se compose de trois parties: les deux cornes utérines, le corps utérin, et le col de l'utérus. Comme chez tous les mammifères, l'utérus est le lieu de nidation du fœtus lors de gestation.

La paroi de l'utérus est composée de trois tuniques : une séreuse, une musculature et une muqueuse respectivement nommées périmétrium, myomètre et l'endomètre. L'endomètre est la muqueuse de l'utérus, il comprend un épithélium cylindrique simple fait de cellules ciliées et de cellules sécrétrices et il est pseudostratifié par endroits. Un chorion de tissu conjonctif, logeant les invaginations glandulaires ceci est de même par ce qu'a été rapporté par Barone (2001).

On remarque qu'il n'y a pas de grandes différences, sur le plan anatomo-histologique, entre l'appareil génital de la chamelle et celui d'autres mammifères domestiques, sauf pour la taille, le poids et la couleur qui sont des paramètres qui varient dans la même espèce en fonction de l'âge, et de l'état physiologique de l'animal.

Conclusion

Notre travail a consisté d'étudier l'anatomie et l'histologie générale de l'appareil génital de la chamelle.

Les résultats obtenus à partir de la méthode de coloration l'hématoxyline éosine (HE), nous ont permis de conclure que :

- L'appareil génital de la chamelle présente le même schéma que les autres mammifères domestiques, sur le plan anatomique, composé par : deux gonades (les ovaires), les oviductes, l'utérus, et le vagin.
- L'utérus de la chamelle est bicornue, il se compose de trois parties : les deux cornes utérines, le corps utérin et le col de l'utérus. Il est composé de trois tuniques : le périmètre, le myomètre et l'endomètre qui englobe les glandes endométriales.
- Les ovaires de la chamelle sont composés de deux couches : l'une centrale et riche en vaisseaux et forme la médulla (zone vasculaire) ; l'autre périphérique est le cortex ou zone parenchymateuse qui contient les organites ovariens : follicules, kystes folliculaires...etc.
Donc l'activité folliculaire prend place au niveau du cortex et l'ovulation peut se produire à n'importe quel point de la surface.
- L'oviducte de l'appareil génital de la chamelle est très sinueux, et semble être très complexe, il présente de nombreux plis longitudinaux qui constituent un environnement favorable à la fécondation.

**Références
bibliographiques**

1. **Abdallah O, 1965** ; anatomical study of the genital system of the one humped camel the ovaries.sud. J vet.Sci.anim-Husb. 6, (41 – 52).
2. **Abdel-Rahim, S.E.A. and El-Nazier, A.T., 1990.** Factors affecting camel reproductive performance in the tropics. in: G. Saint-Martin (Ed.) Proc. Workshop: “Is it Possible to Improve the Reproductive Performance of the Camel?”. CIRAD-EMVT, Paris.
3. **Abdo M.S., Al-Janabi A.S., Al-Kafawi A.A., 1969.** Studies of the ovaries of the female camel during the reproductive cycle and in conditions affected with cysts. CornellVet., 59, 418-425.
4. **Acoine.A, 1985.** Le dromadaire au Maroc Ecole nationale vétérinaire d’Alfort.
5. **Anouassi, A., Tibary, A., Adnani, M., and Sghiri, A, 1994.** Characterization of the preovulatory phase characterization inCamelusdromedarius female and induction of ovulation. in: Proceeding of International Foundation for Science Conference.
6. **Arthur, G.H;Noake, De And Pearson, H, 1985.** Veterinary reproduction and obstetrics 5th edition. Bailliere et thyndall (publ) Eastbourn, UK.
7. **Atigui M; Hammadi M, 2010.** Induction d'oestrus et détection des chaleurs chez la chamelle laitière (camelusdromedarius) en tunisie. Source / congrès franco-maghrébin de zoologie, zarzis , Tunisie.
8. **Badinand F, 1981.** L’involution utérine in : l’utérus de la vache. Société française de buiatrie. Maison Alfort.
9. **Barone R, 1978.** Anatomie comparée des mammifères domestiques : appareil uro-génital, fœtus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale. EdsVigot, Lyon.
10. **Barone R, 1984.** Anatomie comparée des mammifères domestiques. Editions Vigot, 1984.
11. **Barone R, 2001** Anatomie comparée des mammifères domestiques Tome 4 Splanchnologie II Appareil uro-génital Foetus et ses annexes Péritoine et topographie abdominal (3^{ème} éd).
12. **Bill Forse, 1999.** Que faire sans veterinaire?
13. **Bono G, DA.Moallim, A.Comin, JM Ahmed 1990.** Seasonal effects on the endocrine reproductive activity of the dromedary camels. “proceedings of the workshop” “it is possible to improve the reproductive performance of the camel” Paris.
14. **Bouissou.M.F. 1995.** Relations sociales, conduites agressives et réactivité émotionnelle chez les ongulés : influence des stéroïdes sexuels. INRA Laboratoire du Comportement Animal, reproduction animale.
15. **Bressou.C, 1978.** Anatomie régionale des animaux domestiques. Tome II, les ruminants. 2^{ème} édition J-B Baillière.
16. **Burgemeister.R, 1975.** Elevage de chameaux en Afrique du nord.

17. **Caussins, N. J. 1971:** A study of the Somali camels in the jijiga area of Ethiopia. Cité par GUERRADI, In Contribution à la détermination de composition et la caractérisation du lait de la chamelle (nagga). thesing agro saha, INFS/AS Ourgla.
18. **Chatelain E, 1995.** Appareil uro-génital des mammifères domestiques. Laboratoire d'anatomie ENVL.
19. **Chatty, D. 1972.** Structural forces of pastoral nomadism with special reference to camel pastoral nomadism. Occasional paper, The Hague, Institute of Social Studies.
20. **Chaves MG, Aba M, Agüero A, Egey J, Berestin V, Rutter B, 2002.** Ovarian follicular wave pattern and the effect of exogenous progesterone on follicular activity in non-mated llamas.
21. **Chen BX, Yuen Z.X, 1979.** Reproductive pattern of the bactrian camel. In cockrill, WR (Ed). the camelid. An all-purpose animal. Scan dinavian institute of the african studies. Uppsala, pp.
22. **Cherfi. M, 2003** Potentialités laitières des chameles (*Camelus dromedarius*) de la population sahraoui, these Ing, Agro, Inst, Nati, For, Sup., agro, Sah.
23. **Crevier N, 1995.** Anatomie topographique de l'appareil génital de la vache appliquée à l'ovariectomie. In polycopié de l'ENVA, EPU de chirurgie bovine. Maisons-Alfort.
24. **Christian Dudouet , 2003.** La production du mouton. France Agricole Editions.
25. **Dahl G. et Hjort A., 1976.** Having herds. Pastoral herd growth and household economy. Stockholm Studies in social antropology, Stockholm.
26. **Diolli M., Schwartz H.J., Eds., 1992.** The one-humped camel in Eastern Africa. A pictorial guide to diseases, health care and management. Berlin, Germany, Verlag Josef Margraf.
27. **Djang K.T., Harun B.A., Kumi-Diaka J., Yusuf H.I., Udomah M.G., 1988.** Clinical and anatomical studies of the camel (*Camelus dromedarius*). genitalia. Theriogenol.
28. **Djazouli Alim, F.Z., 2012.** Exploration du système hypothalamo-neurohypophysaire et recherche des particularités adaptatives au milieu aride chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*). Analyses immunohistochimiques et ultrastructurales en microscopie électronique en transmission. Thèse de Doctorat, École Normale Supérieure (ENS) de Kouba, Alger. pp. 170.
29. **Djellouli M.S., 1991.** Productivité et socio-économie des élevages camelins en Tunisie. Thèse: Méd-vét.
30. **Driancourt MA, 2001.** Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implications for manipulation of reproduction.
31. **Dr. S. Kohler, 2004.** Anatomie et physiologie de l'appareil reproducteur femelle. Haute école spécialisée bernoise. Haute école agronomiques forestière et alimentaire.

32. **E. Mukasa-Mugerwa 1985.** Le chameau (*Camelus dromedarius*): étude bibliographique. ILRI (aka ILCA and ILRAD).
33. **Educagri, 2005.** Reproduction des animaux d'élevage Educagri Editions, 2005.
34. **EL AMIN F.M, 1980.** The dromedary camel of the Sudan. (35-53). In: camels-workshop held in Khartoum. Stockholm: IFS.
35. **El wishy, 1987.** Reproduction in the female dromedary (*Camelus dromedarius*): a review. Anim. Reprod. Sci.
36. **Elanka M 2003** la reproduction cameline tom 01.
37. **Elias E, Cohen D, 1986.** Parturition in the camel (*Camelus dromedarius*) and some behavioral aspects of their newborn.
38. **El-Wishy A.B., 1988.** A study of the genital organs of the female dromedary (*Camelus dromedarius*). J. Reprod. Fert., 82, 587-593.
39. **El-Wishy, A. B. 1992.** Functional morphology of the ovaries of the dromedary camel. Proc. 1st Camel Int. Conf. Dubai, UAE.
40. **Ennassiri, 1985.** Activité folliculaire chez la chamelle non gestante (*Camelus dromedarius*) : Institut agronomique et vétérinaire Hassan II.
41. **Fao, Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1995.** Manuel Pour Les Agents Vétérinaires Communautaires.
42. **Farah M, 1992.** Contribution à l'étude des performances de reproduction chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) : post-partum et productivité. Institut agronomique et vétérinaire Hassan II. Rabat. Maroc.
43. **Faye B., Saint-Martin G., Bonnet P., Bengoumi M., Dia M.L., 1997** Guide de l'élevage du dromadaire Animale Sanofi Santé Nutrition, Libourne, 33, 1e ed.
44. **Françoise Martinat-Botté, Quensel H, Prunier A, 1996.** Echographie et reproduction chez la truie : bases physiologies et maîtrise.
45. **Françoise Martinat-Botté. Editions Quae, 1998.** Echographie et reproduction chez la truie: bases et applications pratiques.
46. **Guerradi M. 1998.** Contribution à la détermination de la composition et la caractérisation physico chimique de lait de chamelle (nagga), mémoire d'ingénieur INFSAS, OUARGLA.
47. **Hammadi. M, (1996).** Effets d'une supplémentation par un aliment concentré sur les performances de production et de reproduction en période post-partum chez la chamelle (*Camelus dromedarius*) élevée sur un parcours du sud tunisien ; mémoire de fin d'étude du cycle de spécialisation de l'I.N.A.T.

48. **Hanzen C, 1995.** Etude des facteurs de risque de l'infertilité et des pathologies puerpérales et du postpartum chez la vache laitière et la vache viandeuse. Thèse de doctorat, Université de Liège.
49. **Hartley B. O., (1980).** Cité par RICHARD, le dromadaire et son élevage 1984.
50. **Homeida A.M., KhaliL G.R., Taha A.A.M., 1988.** Plasma concentrations of progesterone, oestrogens, testosterone and LH-Like activity during the oestrus cycle of the (*Camelusdromedarius*).
51. **Joshi C.K., Yvas K.K., Pareek P.K., 1978.** Studies on the oestrus cycle in Bikaneri she-camels. Indian J. Anim. Sci.
52. **Joshi C.K., Yvas K.K., Pareek P.K., 1978.** Studies on the oestrus cycle in Bikaneri she-camels. Indian J. Anim. Sci.
53. **Khorchani. T,(1993).** Analyse des facteurs zootechniques et adaptation des systèmes d'élevage du dromadaire ; cours spécialisé du ciheam « développement des zones arides et désertiques », du 8/11 au 3/12/1993. I.R.A-Medenine.
54. **Krishnamurthi S.A., 1970-** The wealth of India. A dictionnaire of Indian raw materials and industrial products. Public. Informat. Directorate, C.S.I.R., New Delhi, vol. VI, suppl.
55. **Larousse agricole, 2002.** 4^{ème} édition sous la direction de Marcel Mazoyer. Edition Mathilde majorel.
56. **Lasnami. K, 1986.** Le dromadaire en Algérie, perspectives d'avenir. Thés Magis.Agro.INA. El-Harrach. Alger.
57. **Le Roux-Kouman Louise, 2002.** Pratique et intérêt de l'échographie chez les animaux de rente.
58. **Leese, A.S. 1927.** A treatise on the one-humped camel in health and disease. Stamford (Lincs.).
59. **Leupold, J: 1968.** Le chameau: Important animal domestique des pays sub-tropicaux. In Les cahiers bleus vétérinaires 1968.
60. **M. Moslah, M. Hammadi, T. Khorchani, 2004.** Productivité de l'élevage camelin dans les parcours du Sud tunisien.
61. **Mares, R.G. 1954.** Animal husbandry, animal industry and animal disease in the Somaliland Protectorate. Parts 1 and 2. Brit. Vet.
62. **Marie M &Anouassi A 1986** Mating induced luteinising hormone surge and ovulation in the female camel (*Camelus dromedaries*). Biology of Reproduction.
63. **Matharu, B.S. 1966.** Animal management: Camel care. Offprint from Indian Farming.

64. **MehriaTahar, 2011.** Situation de l'élevagecamelindans la région du Souf. UniversitéKasdimerbah, Ouargla, Algérie.
65. **MerkteH ;Rath D ; Musa B ; El Nagger H A, 1990.** Reproduction in camels: a review FAO Rome.
66. **Minoia P, M.Moslah G, M Lacaland RA T, Khorchani et Zarrill A, 1992.** Induction of œstrus and management of reproduction in the female dromedary camel. Proc. 1stINT.camel.conf.
67. **Mobarak A.M., El-Wishy A.B., 1971.** Uterus of the one-humped camel (*Camelusdromedarius*) with reference to rectal palpation. Indian J. Anim. Sci.
68. **Monniaux D, Mariana JC, Cognie Y, Rbahi F, Monget P, Mermillod P, Bril G, Tomanek M, Pisselet C, Chupin D, Poulin N, Brebion P, Bosc 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.
69. **Moslah M., HammadI M., Khorchani T. (2002),** « Productivité de l'élevage camelin dans les parcours du Sud tunisien ». Options Méditerranéennes - Série Séminaires.
70. **Moslah, M. (1998).** La production laitière du dromadaire en Tunisie. Actes du colloque "Dromadaires et chameaux, animaux laitiers", 24-26 octobre 1994, Nouakchott, Mauritanie.
71. **MOSLAM E. et MEGDICHE f., 1989.** L'élevage camelin en Tunisie, option méditerranéenne.
72. **Musa B.E.; Abusineina M.E., 1978.** The oestrus cycle ofthe camel. Vét. Rec.
73. **Novoa, C. 1970.** Reproduction in Camelidae: A review. J. Reprod. Fertil.
74. **OsmanA., 1965 ;** Anatomical study of the female genital system of the one-humped camel (*Camelusdromedarius*): 1. The ovaries. Sudan J. Vet. Sci. Anim. Husb., 6, 41-52.
75. **OsmanA., 1967.** Anatomical study of the female genital system of the one-humped camel (*Camelusdromedarius*): 2. The oviducts. Sudan J. Vet. Sci. Anim. Husb.
76. **Panchenaut D, 1984.**Projet de développement d'élevage dans Niger : centre Est. Production cameline résultats zootechniques IEMVT. Maison Alfort.
77. **Pauline Agoutin, 2004.** La reproduction chez le cheval. Etablissement National d'Enseignement Supérieur Agronomique de Dijon Centre de Formation SVT.
78. **Pierre Denis, 2000.** Etude sur le comportement du dromadaire au Sahara.
79. **Projoosh A., Raji A.R.,Nabipour A., Farzaneh N., 2010.** Gross and histological study on the uterus of camels (*Camelusdromedarius*). J. Camel Pract. Res.

80. **R. Hamon, Nathalie Thépot, G. Salaun, M. Asdrubal, CarolleDrogoul, Bruno Lebatteux, 1999** Biologie de la reproduction des mammifères d'élevage. Educagri Editions.
81. **Richard D., 1985-** Le dromadaire et son élevage, Institut d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des pays Tropicaux.- Paris : Ed Maisons-Alfort.
82. **S.Halter ; K.Reynaud ; Z.TahiR; S.Thomire; S.Chastant-Maillard; M.Saint-Dizier, 2011.** L'oviducte des mammières: un organe revisité.
83. **SengerP, 2003.** Puberty : in pathway to pregnancy and parturition (II EDS).
84. **Sghiri.A (1988).** Evaluation des performances de reproduction d'un troupeau camelin à laayoune (*camelusdromadarius*).
85. **ShalashM.R., 1965.** Some reproductive aspects in the female camel. World Rev. Anim. Prod., 4, 103-108.
86. **ShalashM.R., 1981.** Reproduction in camels. Egypt.J. Vet Sci.
87. **ShalashM.R., 1987.** Review article: reproduction in camels. Egypt J. Vet. Sci., 24, 1-25.
88. **ShalashM.R., 1987.** Review article: reproduction in camels. Egypt J. Vet. Sci., 24, 1-25.
89. **Skidmore J.A., Billah M., Allen W.R., 1995.** The ovarian follicular wave pattern in the mated and non-mated dromadery camel (*Camelusdromedarius*). J. Reprod. Fertil.
90. **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 (*Camelusdromedarius*). J. Reprod. Fertil.
91. **Smuts M.M.; Bezuidenbout A. J., 1987.** Anatomie du dromadaire. - Oxford: Oxford University Press.
92. **Steklenev E.P., 1968.** Anatomical-morphological characters and physiological functions of the oviducts in the genera Lama and Camelus. In: VIe Conférence sur la reproduction et l'insémination artificielle, Paris, France.
93. **Stéphanie, Marie Francony, 2011.** comparaison de l'intérêt diagnostique des différentes techniques d'examen de l'ovaire de la vache, école nationale vétérinaire d'Alfort).
94. **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.
95. **Tayeb M.A., 1953 ;** Les organes génitaux de la chamelle. Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop., 6, 17-21.
96. **Tayeb MAF, 1950 ;** étude de l'anatomie de l'ovaire et du corps jaune de la chamelle. Vet.J.P.177-182.

97. **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.
98. **Tibary A., Anouassi A. 1997 /1** ; Theriogenology in camelidae. Anatomy, physiology, pathology and artificial breeding. Actes Editions Publ., IAV Hassan II, Rabat, Maroc, 489 p.
99. **Tibary A., Anouassi A. 1997 /2**. Reproductive disorders in the female camelidae: A tibary. Ed. Thenogenology in camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut agronomique et vétérinaire Hassan II.
100. **Tibary et Anouassi, 1997/3**. Management of camelidae: A tibary. Ed. Thenogenology in camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut agronomique et vétérinaire Hassan II.
101. **Tibary et Anouassi, 1997/4**. Reproductive physiology in the female camelidae: A tibary. Ed. Thenogenology in camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut agronomique et vétérinaire Hassan II.
102. **Tibary et Anouassi, 1997/5**. Pathology and surgery of the reproductive tract and associated organs in the male camelidae: A tibary. Ed. Thenogenology in camelidae: anatomy, physiology, BSE, pathology and artificial breeding. Actes Editions: Institut agronomique et vétérinaire Hassan II.
103. **Gayrard V, 2005**. Mémento des critères numériques de reproduction des mammifères domestiques. Ecole nationale vétérinaire. Toulouse.
104. **Gayrard V., 2007**. Physiologie de la reproduction des mammifères. Ecole nationale vétérinaire. Toulouse
105. **Vallet A, 1987**. Les différents stades physiologiques de l'ovaire.
106. **Wardeh M.F, 1989**. Arabian Camels: Origin, Breeds and Husbandary. Al-Mallah Publ., Damascus.
107. **Wattiaux A. M., 2006**. Détection des chaleurs, saillie naturelle et insémination artificielle ; Reproduction et sélection génétique, Babcock Institute. L'Institut Babcock pour la Recherche et le Développement International du Secteur Laitier, Université du Wisconsin à Madison.
108. **Williamson G. et Payne W.J.A., 1978**. An introduction an animal husbandary in the tropics. Cité par RICHARD (1985), in *Le dromadaire et son élevage*. Editions IEMVT collection « Etudes et synthèse », CIRAD-Montpellier.
109. **Wilson R. T., (1984)**: The camel longan. London and New york. 223. Cité par CHERIFI, in *Potentialité laitière de chamelle (Camelus dromedarius) de la population sahraoui*. Thèse. Ing. Agro. Sah. INFS/AS Ouargla. 2003.
110. **Wilson RT, 1989**. Reproductive performance of the one humped camel empirical base RT. *Revue Elev.méd. vet.pay trop.*

111. **Wiltbank, J. 1974.** Animal reproduction: Class notes for the animal science course: Course No. AN 428, Fort Collins, Colorado State University.
112. **X.U, Y.S, Gac, Y.Het 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 « proceeding of the workshop is it possible to improve the reproductive performance of the camel » Paris.
113. **Yagil R., 1985-** The desert camel: Comparative physiological adaptation. Comparative animal nutrition. Basel (CHE), Karger.
114. **Yagil, 1986.** Reproduction in the desert camel.
115. **Yasin S. A., et Wahid A., 1957-** Pakistan camels. Cité par RICHARD 1985, Le dromadaire et son élevage. Editions IEMVT collection «Etudes et synthèse », CIRAD Montpellier.
116. **Zarrouk. A, Souilem.O, Beckers J. F., 2003.** Actualités sur la reproduction chez la femelle dromadaire (*Camelus dromedarius*).
117. **Zhao XX, 1994** MILK production of chinese bactrian camel (*Camelus dromedarius*) actes du colloque 1994 Nouakchout Mauritanie.

Sites internet

Anonyme01 : www.wikipedia.com

Anonyme02: www.futura-science.com

Anonyme03 : <http://camelides.cirad.fr/fr/science/anatomie11.html>

Anonyme04: <http://www.ma.auf.org/ovirep/cours2/reprofemelle.htm>

Anonyme05: <http://techniques-elevage.over-blog.com/article-la-reproduction-chez-le-cheval-la-puberte-87237358.html>

Anonyme06: <http://www.over->

[blog.com/La_reproduction_dun_animal_de_la_saillie_a_la_mise_bas-1095204432-art373374.html](http://www.over-blog.com/La_reproduction_dun_animal_de_la_saillie_a_la_mise_bas-1095204432-art373374.html)

Anonyme07: <http://www.cnrtl.fr/definition>