



N série:.....

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 الشهيد حمة لخضر الوادي
Université Echahid Hamma Lakhdar - El OUED
كلية علوم الطبيعة والحياة
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
قسم البيولوجيا الخلوية والجزيئية
Département de biologie Cellulaire et Moléculaire

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

En vue de l'obtention du diplôme de Master Académique en Sciences
biologiques
Spécialité : Biochimie appliquée

THEME

*Aspect biochimique et hormonale de la reproduction chez
la chamelle en Algérie (effet de la rac, Age et saison)*

Présentés Par :

M^{elle} CHEKIMA Yamina

M^{elle} KEDDOUDA Zineb

Devant le jury composé de :

| | | |
|------------|------------------------------|-----------------------------|
| Présidente | M ^{me} .Medila I | M.A.A, Université d'El Oued |
| Examineurs | Mr. Derouiche S | M.A.A, Université d'El Oued |
| Promoteur | M ^{me} .Bekkouche A | M.A.A, Université d'El Oued |

- Année universitaire 2016/2017-



Dédicace

*Nous dédions ce modeste travail à ceux qui nous ont soutenu, nous
ont encouragé durant toute notre
période d'étude, et pour leurs sacrifices consentis. A ceux qui ont
toujours voulu que nous soyons le
meilleur : A notre mères et notre pères.*

A tous notre chers frères

A toutes notre soeurs

*A tous nos chers amis : Sara, Zohra, Ali, Chaima, Safia, Radhia et
Kamel*

A tous les étudiants de notre promotion

Yamina Zineb



Remerciement

*« Avant toute chose, nous remercions DIEU qui a nous
a donné la force, la volonté et le courage pour accomplir ce modeste
travail » .*

*Nous remercions notre encadreur M^{me} BEKKOUCHE Amel pour ces
conseilles et son aide.*

*Nous tenons présents nos vifs remercient à Mr BEN AISSA
Mouhemed*

Nous exprimons toute notre gratitude aux membres du jury :

M^{me} Medila Ifriqya , pour avoir bien voulu présider notre jury.

Mr Derouiche Samir, pour avoir bien voulu examiner ce travail.

*Nous remercions tout le personnel du laboratoire de El-Medjed pour
tout le soutien, l'aide, la guidance durant la période d'étude.*

*Nous remerciments vont également à les personnels d'abattoir royal
pour toutes leur informations et leur aide.*

*Enfin, nous remerciments vont également à toutes les personnes qui,
ont participé à de près ou de loin l'élaboration de ce mémoire.*

Résumé

La présente étude visait à caractériser certains constituants biochimiques et hormonaux dans le sérum sanguin et le liquide folliculaire des femelles dromadaires féminins, et de comparer notre résultats avec d'autre étude réalisée soit pour la femelle dromadaire soit pour autre espèce.

Les échantillons du sérum sanguin et du liquide folliculaire ont été analysés pour les différents compositions biochimiques et hormonales comprenant: glycémie, urée, créatinine, protéine totale, triglycéride, cholestérol, GGT, ALAT, ASAT, insuline et progestérone. Les résultats de la présente étude ont révélé qu'il y a une différence très hautement significative de glycémie, urée, créatinine, cholestérol, ALAT, ASAT, insuline et progestérone ($p < 0.001$), différence hautement significative de protéine totale ($p < 0.01$) et aucune variation significative de triglycéride et GGT ($p > 0.05$). Dans notre étude le moyen de glycémie pour le sérum sanguin est de 4,99 (mmol/l) et pour le liquide folliculaire est 2,49 (mmol/l). Concernent l'urée le concentration de sérum sanguin est 2.911 (mmol/l), le moyen de liquide folliculaire est 1,796 (mmol/l). Toutefois, le moyen de créatinine pour le sérum est 107,958 ($\mu\text{mol/l}$) et pour le liquide folliculaire est 76.076 ($\mu\text{mol/l}$). Ce qui concerne le concentration de protéine totale dans le sérum est 69,064 (g/l) et dans le liquide folliculaire est 63.467 (g/l). Le moyen de cholestérol dans le sérum sanguin est 2,314 (mmol/l), dans le liquide folliculaire est 0,215 (mmol/l). Pour le triglycéride le concentration de sérum sanguin est 0.55 (mmol/l) et de liquide folliculaire est 0,459 (mmol/l). Le GGT ayant une concentration de 20,031 (UI/l) dans le sérum sanguin et 20,604 (UI/l) dans le liquide folliculaire. Concernent l'ALAT leur moyen est 19,254 (UI/l) de sérum sanguin et 32 (UI/l) de liquide folliculaire. Le moyen d'ASAT dans le sérum sanguin est 87,395 (UI/l) et dans le liquide folliculaire 105,604 (UI/l). Pour l'insuline le concentration de sérum sanguin est 5,573 ($\mu\text{UI/ml}$) et dans le liquide folliculaire est 1,385 ($\mu\text{UI/ml}$). Enfin le concentration de progestérone dans le sérum sanguin est 0,966 (ng/ml) et dans le liquide folliculaire 90,808 ($\mu\text{UI/ml}$).

Mots clé: le sérum sanguin, le liquide folliculaire, compositions biochimiques, compositions hormonales, dromadaires féminins.



Sommaire

Sommaire

| |
|---------------------------|
| Dédicaces |
| Remerciements |
| Liste des figures |
| Liste des tableaux |
| Résumé |

| | |
|---|----|
| Introduction..... | 1 |
| Chapitrrer I : Généralités sur le camelin..... | |
| I 1.Origine de la domestication du dromadaire | 3 |
| I 2.Histoire du dromadaire..... | 3 |
| I 2.1.Origine des camélidés..... | 3 |
| I 2.2.Systématique..... | 4 |
| I 3.Répartition géographique du dromadaire | 5 |
| I 3.1.Distribution en monde | 5 |
| I 3.2.Distribution en Afrique..... | 7 |
| I 3.4.Distribution en Algérie | 7 |
| I 3.4.1.Regard sur les dromadaires d’Algérie..... | 7 |
| I 3.4.2.Evolution des effectifs camelins en Algérie | 7 |
| I 3.4.3.Races camelines en Algérie | 8 |
| I 4. Élevage du dromadaire..... | 12 |
| I 5.Importance du dromadaire dans les régions arides | 12 |
| I 6. Production de lait par le dromadaire | 13 |
| I 6.1.Les facteurs influençant la production laitière | 13 |
| I 6.2.Facteurs climatiques et alimentaires..... | 14 |
| I 6.2.3.Type d’alimentation..... | 14 |
| I 6.4.Rang et stade de lactation | 15 |
| I 6.5.La pratique de traite..... | 15 |
| I 6.6.La race | 15 |

| | |
|---|----|
| Chapitre II : Physiologie de la reproduction chez le dromadaire..... | |
| II 1.Le système reproducteur femelle | 16 |
| II 1.1.Rappel Anatomique sur l'appareil génital femelle du dromadaire | 16 |
| II 1.1.1.Les ovaires..... | 17 |
| II 1.1.2.Voies génitaux | 18 |
| II 1.1.4.Mamelles | 20 |
| II 1.2.Histologie | 20 |
| II 2.Physiologie de la reproduction..... | 20 |
| II 2.1.Puberté..... | 20 |
| II 2.2.La période d'activité sexuelle | 20 |
| II 2.3.Les événement ovariens | 21 |
| II 2.3.1.Le cycle œstral..... | 21 |
| II 2.3.2.Phases folliculaires | 21 |
| II 2.3.3.Ovulation | 22 |
| II 2.3.4.Œstrus | 22 |
| II 2.3.5.Corps jaune | 23 |
| II 2.3.6.Variation hormonale au cours du cycle | 24 |
| II 2.3.7.Saillie | 24 |
| II 2.3.8.La gestation..... | 25 |
| II 2.3.9.La parturition | 26 |
| II 2.3.10.Intervalle entre deux mise-bas | 26 |
| II 2.3.11 La longévité | 26 |
| II 2.3.12.La durée moyenne de carrière de la reproduction | 26 |
| II 2.3.13.Le nombre de naissance par carrière | 27 |
| II 3.Aspect biochimique et hormonale de liquide folliculaire et sérum | 27 |
| II 3.1.Aspect hormonale..... | 27 |
| II 3.1.1.La progestérone | 27 |
| II 3.1.2.Estradiols | 28 |
| II 3.1.4.Cortisol | 28 |

| | |
|--|----|
| II 3.2.Aspect biochimique..... | 29 |
| II 3.2.1.Le glucose..... | 29 |
| II 3.2.2.Le cholestérol | 29 |
| II 3.2.3.Albumine | 30 |
| II 3.2.4.Globuline | 30 |
| II 3.2.5.Urée | 30 |
| II 3.2.6.Protéines totales..... | 30 |
| II 3. 2.7.Triglycérides..... | 31 |
| Chapitre III: Matériels et méthodes..... | |
| III 1. Problématique..... | 32 |
| III 2. Présentation de zone d'étude..... | 32 |
| III 2.1. Situation géographique de wilaya d'El-oued | 32 |
| III 2. 2. Présentation de l'abattoir royale « El Malika » | 33 |
| III 2. 2.1.Emplacement géographique | 33 |
| III 3.Matériels et Méthodes | 35 |
| III 3. 1.Matériels | 35 |
| III 3.2.Méthode | 36 |
| III 3.2.1.Mode d'échantillonnage..... | 36 |
| III 3.2.2.Méthodes d'analyse biochimique et hormonale | 38 |
| III 4-Analyse statistique..... | 41 |
| Chapitre IV: Résultats et discussion..... | |
| IV 1. Résultats des analyses biochimiques et hormonales de sérum sanguin et de liquide folliculaire chez les femelles dromadaires..... | 42 |
| IV 1.1. Résultats des analyses biochimiques et hormonales de sérum | 42 |
| IV 1.1.1. Résultats des analyses biochimiques de sérum.....خطأ! الإشارة المرجعية غير معرفة. | |
| IV 1.1.2. Résultats des analyses hormonales du sérum.....خطأ! الإشارة المرجعية غير معرفة. | |
| IV 1.2. Résultats des analyses biochimiques et hormonales du liquide folliculaire | 43 |
| IV 1.2.2. Résultats des analyses hormonales du liquide folliculaire . خطأ! الإشارة المرجعية غير معرفة. | |

خطأ! الإشارة المرجعية غير معرفة.
IV 1.2.2. Résultat des analyses hormonales de liquide folliculaire...
معرفة.

| | |
|--------------------------------|----|
| IV.2.Discussion | 45 |
| IV.2. 1. La glycémie | 45 |
| IV .2.2.L'urée..... | 46 |
| IV.2. 3.Créatinine..... | 47 |
| IV.2. 4.Protéine totale | 47 |
| IV.2.5.Cholestérol | 47 |
| IV.2.6.Triglycéride | 48 |
| IV.2.7. Enzymes sériques | 49 |
| IV.2.7.1. ALAT | 49 |
| IV.2.7.2. ASAT | 49 |
| IV.2.7.3. GGT | 49 |
| IV.2.8.L'insuline..... | 50 |
| IV.2.9.Progestérone..... | 50 |
| Conclusion..... | 52 |
| Référence bibliographique..... | 55 |
| Annexe..... | 66 |



Liste d'abréviation

Liste d'abréviation

ALAT : Alanine aminotransférase

ASAT: Aspartat aminotransférase

CBG: Globuline Liant le Cortisol

E2 : Œstradiol

EDTA: Éthylène Diamine Tétra-Acétique

FAO: Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

FSH: Hormone folliculostimulante

GGT: Gamma-Glutamyl Transférase

GnRH : Hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires

HRP: Peroxydase de raifort

IGF-1: Facteur de croissance 1 ressemblant à l'insuline

LH : Hormone lutéinisante

NADH : Nicotinamide Adénine Dinucléotide

P4 : Progestérone

PH : Potentiel d'hydrogène



Liste des figures

Liste des figures

| Numéro | Titre | Pages |
|------------------|--|--------------|
| Figure 01 | Aires de distribution des espèces de la famille des camélidés | 06 |
| Figure 02 | Dromadaire Chaambi | 08 |
| Figure 03 | Ouled sidi cheikh | 09 |
| Figure 04 | Dromadaire Sahraoui | 09 |
| Figure 05 | Dromadaire Targui dans l'Adrar en | 10 |
| Figure 06 | Dromadaire Berberi | 11 |
| Figure 07 | Répartition géographique des principales races de dromadaire en Algérie | 11 |
| Figure 08 | Anatomie de l'appareil génital femelle du dromadaire | 16 |
| Figure 09 | Ovaire de chamelle | 18 |
| Figure 10 | Corps jaune de chamelle | 23 |
| Figure 11 | L'accouplement chez les dromadaires | 25 |
| Figure 12 | Situation géographique d'EL-OUED | 33 |
| Figure 13 | Abattoir royale « El Malika » | 33 |
| Figure 14 | Salle de réception des animaux | 34 |
| Figure 15 | Salle d'abattage | 34 |
| Figure 16 | LIAISON® CLIA DiaSorin | 35 |
| Figure 17 | COBASE411 | 35 |
| Figure 18 | Centrifugeuse | 35 |
| Figure 19 | COBAS INTEGRA® 400 plus | 35 |
| Figure 20 | méthode de prélèvement de sang | 36 |
| Figure 21 | Les différentes étapes d'aspiration des liquides folliculaires | 37 |



Liste des tableaux

Liste des tableaux

| Numéro | Titre | Pages |
|-------------------|--|--------------|
| Tableau 01 | Évolution de l'effectif camelin en Algérie (2002-2010) | 07 |
| Tableau 02 | Identification des échantillons | 37 |
| Tableau 03 | Résultats des analyses biochimiques et hormonale de sérum sanguin | 42 |
| Tableau 04 | Résultats des analyses biochimiques et hormonale du liquide folliculaire | 43 |
| Tableau 05 | Coefficient de corrélation entre les paramètres biochimique et hormonale de sang et liquide folliculaire | 44 |



Introduction

Introduction

Le dromadaire est un animal sobre, rustique et parfaitement adapté au climat désertique et chaud. Il présente des particularités physiologiques et biochimiques qui lui permettent de lutter contre les contraintes du milieu (fort écart thermique nyctéméral, faible valeur nutritive et dispersion des ressources alimentaires). Tout ceci fait que les finalités de l'élevage de cet animal sont multiples et plus variées par rapport aux autres espèces de ruminants domestiques (Ben Romdhane et al., 2003). Il répond en effet aux multiples besoins des ces population en leur fournissant en plus des poils, de la peau de la viande et du lait (Siboukeur, 2011), le dromadaire joue un rôle capital comme animal de bât ou de travail. C'est aussi un animal de selle, et à ce titre, il représente un auxiliaire important pour l'utilisation et la valorisation des espaces et de la flore désertique ou semi-désertique (Ben Romdhane et al., 2003).

Avant l'avènement du moteur à explosion, les effectifs camelins étaient considérables en Afrique et à degré moindre en Asie (Ben Amor, 2007). Ijaz et al (2008) montre qu'il y a environ 27 096 millions de têtes de chameaux dans le monde. La plupart de ces chameaux sont en Afrique, Moyen-Orient et Asie du Sud-Est.

Le dromadaire, ne serait-ce que de par sa physiologie unique, devrait faire l'objet d'une attention particulière car c'est un animal particulièrement adapté aux climats arides. Il est par conséquent utile pour la socio économie du sud algérien (Ben Amor, 2007).

En raison de cette importance économique et sociale, plusieurs travaux sur la biochimie, l'anatomie, la physiologie et la pathologie de cet animal ont été réalisés. L'étude des paramètres biochimiques du dromadaire a été abordée il y a déjà une quinzaine d'années, mais elle a concerné un nombre limité de constituants et n'a pas tenu compte des variations physiologiques susceptibles d'influencer les valeurs des paramètres sanguins (Ben Romdhane et al., 2003).

Les changements dans les constituants biochimiques du sang sont indicateurs importants de l'état physiologique de animal (Arshad et al., 2005) et peuvent influence sur la reproduction et la cyclicité de l'animale, ainsi les changements métaboliques dans le sérum sanguin peuvent se refléter dans la composition biochimique du liquide folliculaire et peuvent influencer indirectement la qualité des ovocytes (Albomohsen et al., 2012).

De ce fait, nous sommes proposés de réaliser ce travail qui vise à l'étude l'aspect biochimiques et hormonales chez les femelles dromadaires.

La présente étude s'articule autour de deux volets d'investigations complémentaires:

1-Déterminer les paramètres biochimiques et hormonales à partir de leur sang (sérum) et liquide folliculaire.

2-Comparaison entre les compositions de sérum et de liquide folliculaire.



Chapitre I
Généralités sur le camelin

Chapitre I : Généralités sur le camelin

I 1. Origine de la domestication du dromadaire

Les espèces du genre *Camelus* étaient probablement parmi les dernières des principales espèces domestiques qui avaient été mises à une utilisation régulière par l'homme (Khan et al., 2003). Le chameau était domestiqué vers 2500 - 3000 avant J.C. (Yagil, 1982; Jasra et Mirza, 2004; Haddadin et al., 2008).

Depuis le début les chameaux ont été domestiqués par des nomades (Khan et al., 2003 ; Jasra et Mirza, 2004). Alors que la première utilisation du dromadaire relève de l'activité de bât et demeure sans doute associée au commerce des épices, fort florissant à cette époque entre le Sud de la péninsule arabique et le pourtour méditerranéen. Ce commerce caravanier a permis la naissance de quelques glorieuses civilisations. L'histoire retient d'ailleurs que la visite de la reine de Saba au roi Salomon (955 avant J.C.) se fit grâce à une imposante caravane de dromadaires portant les effets de la suite royale à travers le désert d'Arabie (Ould, 2009). Cependant, le plus grand impact culturel sur la distribution récente des chameaux a été l'avènement de l'Islam. Les Arabes ont pris leurs dromadaires avec eux vers le nord-est de l'Asie et de la Méditerranée. Progressivement le dromadaire est devenu un animal de sécurité alimentaire dans les conditions extrêmement rudes : sécheresse, déserts et montagnes...etc (Jasra et Mirza, 2004).

I 2. Histoire du dromadaire

I 2.1. Origine des camélidés

D'après (Wilson, 1998), l'histoire des camélidés remonte à l'Eocène moyen. Le chameau est historiquement connu pour être le compagnon de l'Homme dans les environnements désertiques sévères. Avec ses caractéristiques anatomiques et physiologiques particulières, il permet la conversion de la matière végétale en travail, lait et viande dans les régions arides chaudes (Yagil et Etzion, 1980 ; Karray et al., 2004).

Le nom dromadaire est dérivé du dromos (route ou chemin en grec) pour ce qui concerne son utilisation dans le transport (Souilem et Barhoumi, 2009) ou course selon le dictionnaire étymologique de la langue Française (1829). Il est donné à l'espèce de chameau à une seule bosse, appartenant au genre *Camelus* de la famille des Camelidés et dont le nom scientifique est *Camelus dromedarius* (Medjour, 2014).



Cependant, le genre considéré comme l'ancêtre en ligne directe des camélidés actuels est le protomeryx apparu à l'Oligocène supérieur dans ce qui est aujourd'hui l'Amérique du Nord. Aujourd'hui, il est admis que l'ancêtre des Camélidés actuels existe depuis le pléistocène supérieur, au début de la période glaciaire (Faye, 1997).

A signalé que les camélidés occupèrent rapidement les zones arides de l'hémisphère Nord et plusieurs représentants du genre *Camelus* sont répertoriés en divers point de l'Ancien Monde.

Ainsi, ont peut être identifiés un *C. knoblochi* dans le Sud de la Russie et un *C. alutensis* en Roumanie. L'espèce apparemment la plus répandue à l'époque en Europe et en Asie semble être cependant le *C. Thomasi*. Dans le Nord de l'Inde, dès le Pliocène, on trouve un *C. siwalensis* et un *C. antiquuus*. Ce sont ces deux dernières espèces qui sont considérées comme étant les plus proches des espèces actuelles. Le dromadaire aurait pénétré en Afrique par le Sinaï jusqu'au Corne de l'Afrique, puis en Afrique du Nord jusqu'à l'Atlantique, il y a 2 ou 3 millions d'années. Cependant, d'après les données actuelles, il aurait disparu du continent africain pour n'y être réintroduit que beaucoup plus tard, à la faveur de la domestication.

I 2.2. Systématique

Le dromadaire appartient à l'embranchement des vertébrés (Medjour, 2014). Les camélidés sont classés en deux espèces : *Camelus dromedarius* (dromadaire à une bosse) et *Camelus bactrianus* (chameau de Bactriane ou chameau à deux bosses). Les deux espèces appartiennent à la famille des camélidés et sont dépourvus de cornes et de vésicule biliaire. Le nom « dromadaire » dérive du terme grecque « dromados » qui veut dire course. Il est donné à l'espèce de chameau à une seule bosse (Siboukeur, 2007).

Les dromadaires d'Algérie appartiennent à la famille des camélidés, qui sont des mammifères artiodactyles d'origine nord-américaine, mais ils ont disparu de ce continent alors qu'ils serépanaient en Amérique du Sud, en Asie, puis en Afrique, continents où ils ont survécu pour donner naissance aux espèces modernes (Chethouna, 2011).

La famille des camélidés comprend, actuellement, 3 genres et 7 espèces vivantes:

- genre *Camelus*
 - ✓ *Camelus dromedarius* (dromadaire)
 - ✓ *Camelus bactrianus* (chameau de Bactriane)



-
- ✓ *Camelus ferus* (chameau sauvage de Tartarie) qui depuis peu, est reconnu comme une espèce sensiblement différente de l'espèce domestique du Bactriane:
 - genre *Lama*
 - ✓ *Lama glama* (lama)
 - ✓ *Lama guanicoe* (guanaco)
 - ✓ *Lama pacos* (alpaga ou alpaca)
 - genre *Vicugna*.

Selon les statistiques de la FAO (2003), la population cameline mondiale s'élève à environ 19 millions de têtes dont plus de 15 millions sont recensées en Afrique et 3,6 millions en Asie. La grande majorité de cette population (84%) sont des dromadaires (*Camelus dromedarius*) qui vivent dans les régions arides du nord et du nord-est de l'Afrique. Le reste (6%) sont des « bactriens » (*Camelus bactrianus*) qui sont des chameaux à deux bosses peuplant les régions froides de l'Asie (Siboukeur, 2007). La taxonomie du dromadaire selon Wilson (1984) est la suivante :

- **Règne** Animalia
- **Embranchement** Chordata
- **Classe** Mammalia
- **Ordre** Artiodactyla
- **Sous ordre** Tylopoda
- **Famille** Camelidae
- **Sous famille** Camelinae
- **Genre** Camelus
- **Espèce** *Camelus dromedarius*

I 3. Répartition géographique du dromadaire

I 3.1. Distribution en monde

En général, le dromadaire est considéré comme animal tropical mais actuellement sa zone est plutôt extra-tropicale (Richard, 1985). Il est présent dans des zones à faible pluviométrie, d'une période relativement courte suivie par une longue saison sèche qui est souvent chaude. L'humidité excessive est défavorable pour la survie du dromadaire. La population mondiale est confinée dans la ceinture désertique et semi-aride d'Afrique et d'Asie (Anonyme 1, 1998).



Il est difficile de connaître avec exactitude la population caméline mondiale, cela est lié à plusieurs facteurs comme l'absence de vaccination obligatoire pour cette espèce et la nature même des écosystèmes dans lesquels elle évolue, ce qui rend difficile le recensement de ces effectifs. Les chiffres proposés par la FAO s'appuient sur des estimations qu'un recensement exhaustif. La répartition mondiale de l'espèce caméline est fortement inégale, et elle est confinée dans la ceinture désertique et semi-aride d'Afrique et d'Asie. L'effectif mondial des dromadaires est d'environ 19 millions (Faye, 2002) dont 60 % se trouvent dans les pays de la Corne d'Afrique (Somalie, Ethiopie, Djibouti, Kenya et Soudan).

La Somalie contient environ 6,5 millions de dromadaires, ce qui est proche de 50% du cheptel africain (Faye, 1997).

Une implantation massive de dromadaires a été faite au siècle dernier en Australie, des introductions très ponctuelles ont également été réalisées aux Etats- Unis, en Amérique Centrale, en Afrique du Sud et en Europe (Wilson et al., 1989).

Le dromadaire est répertorié dans 35 pays "originaires" qui s'étendent du Sénégal à l'Inde et du Kenya à la Turquie (Faye, 1997; Corraera, 2006). Par la suite nous ne nous intéresserons plus qu'au dromadaire, c'est-à-dire *Camelus dromedarius*. 80 % du cheptel mondial se concentre en Afrique. L'effectif total des dromadaires dans le monde est estimé à 17 millions de têtes (Anonyme 1, 1998).

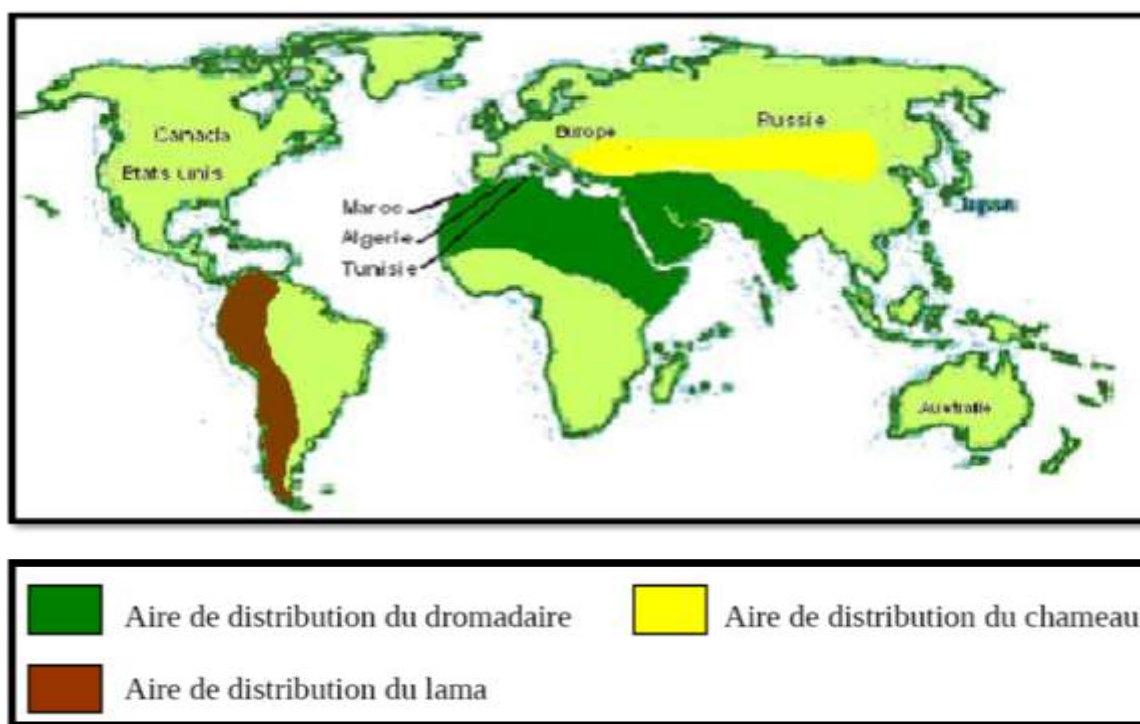


Figure 1: Aires de distribution des espèces de la famille des camélidés (Anonyme1, 1998)



I 3.2. Distribution en Afrique

La population cameline en Afrique est confinée dans la ceinture désertique aride et semi-aride d'Afrique et d'Asie à faible pluviométrie (Bechir, 1983; Richard, 1985).

L'aire de distribution du dromadaire occupe toutes les zones désertiques de l'Afrique du Nord et leurs bordures septentrionales : le Sahel en constitue la limite méridionale. Pour l'Afrique de l'Ouest et Centrale, cette limite peut être assimilée grossièrement à la latitude 14° N ou plus précisément à l'isohyète 400 mm. En Afrique orientale, la corne de l'Afrique abrite près de 35 % de la population cameline mondiale. Compte tenu des conditions particulièrement arides de cette zone, l'aire de distribution des camelins descend jusqu'à 3° de latitude Sud (Bourzat et al., 1987).

I 3.4. Distribution en Algérie

I 3.4.1. Regard sur les dromadaires d'Algérie

L'Algérie, avec ses 2.381.741 km² de superficie totale (deuxième plus grand pays d'Afrique), partageant sa frontière occidentale avec le Maroc et le Sahara-Occidental, sa frontière méridionale avec le Niger, le Mali, la Mauritanie et sa frontière orientale avec la Libye et la Tunisie. Ses 1.200 km de littoral septentrional courent le long de la Mer Méditerranée. Peuplée de 33 millions d'habitants en 2005, sa population est répartie dans 48 wilayat. Le dromadaire est présent dans 17 de ces wilayat (8 sahariennes et 9 steppique) avec 268.560 têtes en 2005 (Anonyme 2, 2006), 75% du cheptel dans les Wilayat saharienne (Ouargla Ghardaia, El-Oued, Tamanrasset, Illizi, Adrar, Tindouf, Béchar et 25% du cheptel dans neuf wilayat steppiques (Biskra, Tebessa, Khenchela, Batna, Djelfa, El-Bayad, Naâma, Laghouat et M'sila) (Ben Aissa, 1989).

I 3.4.2. Evolution des effectifs camelins en Algérie

En Algérie, l'effectif camelin n'a pas évolué au cours de ces dernières décennies (150 000 têtes en moyenne). Bien au contraire, il a diminué d'environ 40 pour cent au cours du siècle. En 1890, un effectif de 159 000 têtes a été enregistré, de 194 000 en 1910, de 158 000 en 1962, de 141 000 en 1985, et de 135 000 en 1990 (Medjour, 2014).

Tableau 1: Évolution de l'effectif camelin en Algérie (2002-2010) (MADR, 2011)

| Année \ Tête | 2002 | 2003 | 2004 | 2005 | 2006 | 2007 | 2008 | 2009 | 2010 |
|------------------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|
| Effectif camelin | 249690 | 253050 | 273140 | 279004 | 286670 | 292851 | 299327 | 306231 | 315849 |



I 3.4.3. Races camelines en Algérie

La notion de « Race » dépend des critères étroitement pilotés par l'homme en fonction des objectifs fixés à l'animal. Les noms des races sont attribués à des groupes d'animaux dont telle ou telle région susceptible de varier selon les pays et les ethnies qui se partagent la zone (Faye, 1997). Les mêmes races sont rencontrées dans les trois pays du Maghreb et sont utilisées pour la selle, le bat et le trait (Lasnami, 1986; Ben Aissa, 1989).

I 3.4.3.1. Chaambi

C'est une race fortement croisée avec du sang de dromadaire arabe. Animal medio ligne, musclé qui se caractérise par diverses variantes de taille et de pelage, il est utilisé comme moyen de transport et de selle. Sa robe va de bai à cendre avec des touffes de poils très fournies particulièrement au niveau de la bosse et dans la région de l'auge et des parotides (Messaudi, 1999). Sa présence est très répandue, notamment du grand erg occidental au grand erg oriental (lieu de pré dilection Metlili de chaamba). Il est rencontré dans les hauts plateaux au nord du grand erg occidental (Sud Oranais) (Iabidi et al., 2014).



Figure 2: Dromadaire Chaambi (Cirad cité par Ghedir et Arwa, 2007)

I 3.4.3.2. Ouled sidi cheikh

C'est un animal de selle. On le trouve dans les hauts plateaux du grand ERG occidental (Medjour, 2014).





Figure 3: Ouled sidi cheikh (Photo Meyer cite par Ghedir et Arwa, 2007)

I 3.4.3.3.Sahraoui

Est issu du croisement Chaambi et Ouled Sidi Cheikh. C'est un excellent méhari. Son territoire va du grand ERG Occidental au Centre du Sahara (Medjour, 2014).

Les valeurs moyennes traduisent des animaux dans le standard de la race Sahraoui, avec des dromadaires adultes avoisinant les 460 kg pour une hauteur au garrot d'un peu plus de 182 cm (Anonyme 1, 1998).

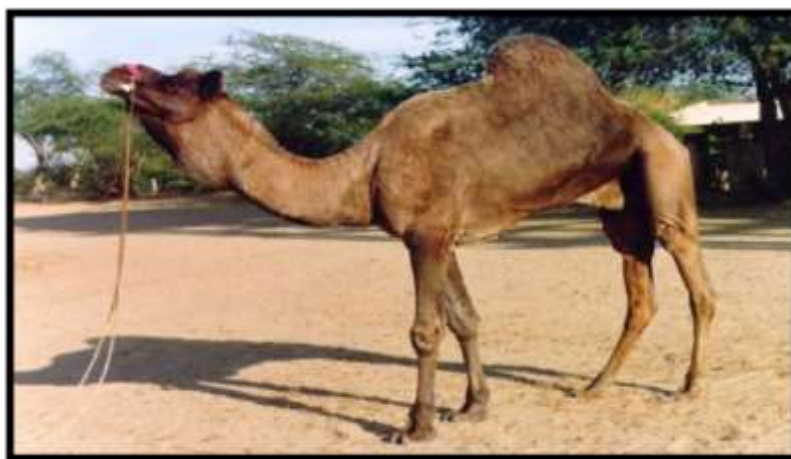


Figure 4: Dromadaire Sahraoui (Photo Saint- Martin ,cité par Ghedir et Arwa, 2007)

I 3.4.3.4.Targui

Il est de qualité supérieure. Les dromadaires targuis sont des animaux habitués aussi bien au rude climat du tassili et du massif central du Hoggar, qu'au sable et aux Tanezrouft qui entourent leurs montagnes (Ben Aissa, 1989).

C'est un animal longiligne, de deux mètres de haut, énergétique, noble et élégant .Il a une robe claire ou pie, avec des poils ras et une peau très fine. Il est excellent méhari, animal



de selle par excellence souvent recherché au Sahara comme reproducteur. Réparti dans le Hoggar et le Sahara Central (Barka, 2005).



Figure 5: Dromadaire Targui dans l'Adrar en Algérie (Photo Le Gal Ghedir et Arwa, 2007)

Il est très bon méhari. Il est réparti dans le Sahara Occidental, le Sud Orannais (Béchar, Tindouf). Son berceau : Oum El Assel (Reguibet).

I 3.4.3.5.L'Ait Khebbach

Est un animal de bât. On le trouve dans l'aire Sud-Ouest (Medjour, 2014).

I 3.4.3.6.Le Chameau de la Steppe

Il est utilisé pour le nomadisme rapproché. On le trouvent limites Sud de la steppe (Medjour, 2014).

I 3.4.3.7.L'Ajjer

Il est bon marcheur et porteur. Se trouve dans le Tassili d'Ajjer (Medjour, 2014).

I.3.4.3.8.Le Berberi

Animal de forte fine, avec une arrière main musclée, rencontré surtout entre la zone Saharienne et tellienne. Il est très proche du Chaambi et de l'Ouled Sidi Cheik (Ghedir et Arwa, 2007).





Figure 6: Dromadaire Berberi (Photo Schwartz cité par Ghedir et Arwa, 2007)

I 3.4.3.9. Le Chameau de l'Aftouh

Utilisé comme animal de trait et de bât. On le trouve aussi dans la région des Reguibet (Tindouf, Bechar) (Ben Aissa, 1989). Le dromadaire de l'Aftout peuple le centre et le sud du territoire. Il est caractérisé par sa forme ramassée, son encolure en D, sa robe brunâtre et ses poils longs. Il présente des touffes sur les cuisses et la croupe.

La femelle du dromadaire de l'Aftout est considérée comme la meilleure laitière du pays. Le dromadaire de l'Aftout a ainsi un rendement carcasse de l'ordre de 55% et sa viande est très appréciée. Il est utilisé dans le transport des marchandises et par l'armée mauritanienne dans les zones difficiles d'accès (Ague, 1998).



Figure 7: Répartition géographique des principales races de dromadaire en Algérie (Ben Aissa, 1989)



Selon (Ben Aissa, 1989): le cheptel camelin est réparti sur trois principales zones d'élevages, le Sud-est, le Sud-Ouest et l'extrême Sud.

I 4. Élevage du dromadaire

Les zones d'élevage du dromadaire sont les régions arides et semi-arides tropicales et subtropicales de l'Afrique et de l'Asie (Karray et al., 2005).

L'élevage représentait autrefois l'activité exclusive des habitants des régions rurales dont la survie dépendait du tapis végétal. Il représente l'ensemble des opérations qui permettent la reproduction et la vie des animaux pour les besoins de l'homme.

Les élevages sont la plupart du temps de type extensif traditionnel, mais l'élevage intensif est pratiqué aussi dans certaines régions du monde, notamment dans le golf persique.

La durée de lactation varie entre 9 et 18 mois et le rendement en lait entre 600 et 3600 kg (Boudjenah –Haroun, 2012).

I 5.Importance du dromadaire dans les régions arides

Le dromadaire est utilisé à des fins multiples d'où son rôle essentiel, il est exploité principalement pour le transport des marchandises, des personnes et pour la fourniture de lait, celui-ci représente souvent la seule ressource alimentaire régulière. Sa viande, sa laine et son cuir sont également largement utilisés. Ce rôle majeur du dromadaire découle directement de sa remarquable adaptation aux conditions de milieux très difficiles, elle lui permet de prospérer là où aucun autre animal domestique ne peut simplement survivre.

Cette exceptionnelle résistance résulte de plusieurs particularités anatomiques et physiologiques (Chethouna, 2011).

Ainsi lorsque l'animal dispose de fourrages verts, il peut rester en saison tempérée plusieurs mois sans s'abreuver, en période très chaude, il peut ne pas boire pendant 8 à 10 jours et perdre jusqu'à 30 % de sa masse corporelle par déshydratation (Yagil et Etzion, 1980; Yagil, 1982; Wilson, 1984; Yagil, 1985; Ramet, 1987).

Par ailleurs, ses pertes en eau par respiration et transpiration sont très faibles en proportion de la masse de l'animal, l'excrétion d'eau par voies fécale et urinaire est également très limitée (Wilson, 1984; Yagil, 1986). La morphologie de l'animal caractérisée par la longueur des membres et du cou et par la forme cylindro-conique de l'abdomen, crée une grande surface favorable aux échanges thermiques, la conductivité thermique générale du corps semble également être favorisée par la localisation des réserves adipeuses au niveau de



la bosse (Wilson, 1984; Yagil, 1986). Une seconde contrainte imposée par le milieu aride est la rareté et la médiocre qualité alimentaire de la flore végétale rencontrée sur les parcours.

Le dromadaire se caractérise parmi les autres ruminants par la variété de son régime alimentaire: il peut indifféremment se nourrir de plantes herbacées, d'arbustes, de pousses d'arbres et même de cactées et de noyaux de dattes. Pendant la saison sèche, il ne dispose le plus souvent que de plantes desséchées ou épineuses, pauvres en protéines mais très riches en fibres et en cellulose (Peyer De Frabregues, 1989).

I 6. Production de lait par le dromadaire

La population mondiale de dromadaires est estimée à 20 millions de têtes dont les femelles laitières représentent 18 % avec une production moyenne de 1500 litres par an, la production mondiale en lait de chamelles serait de l'ordre de 5.4 millions de tonnes dont 55 % environ est prélevée par les chamelons, les productions individuelles varient entre 1000 et 2700 litres par lactation en Afrique, mais peuvent atteindre 7 000 à 12 000 litres selon certaines sources en Asie du Sud (Faye, 2003).

Les études sur les capacités de production du lait par la chamelle datent de la fin des années cinquante avec les travaux de (Rosetti et al., 1955) cités par (Yagil, 1982; Yasin et al., 1957) qui marquent véritablement le point de départ du mouvement d'exploration de ce produit dont la visée première était sa valorisation. Par la suite, d'autres investigations ont été réalisées sur cette production en liaison avec les populations et races inventoriées et leur biotope. Les résultats de ces études peuvent être répartis en deux lots reflétant deux populations de dromadaires qui diffèrent par le type d'élevage pratiqué :

- les dromadaires soumis à un élevage traditionnel type extensif, dont la production varie de 4 à 14 kg avec un maximum de 19 kg par femelle laitière et par jour.
- les dromadaires soumis à un élevage de type intensif, dont la production varie de 15 à 35 kg, avec un maximum estimé selon (Field, 1979), à 50 kg par chamelle et par jour. La durée de la lactation varie de 9 à 18 mois (avec une moyenne de 14 mois), alors que la production totale par lactation est estimée à 3931kg par chamelle en élevage extensif contre 7869 kg en élevage intensif (Yagil, 1982).

I 6.1. Les facteurs influençant la production laitière

Les facteurs de variation de la production sont bien sûr les mêmes que pour les autres espèces et on dispose sur ces aspects de quelques éléments d'analyse (génétique, qualité et



quantité de l'alimentation disponible, conditions climatiques, fréquence de la traite, rang de mise bas, état sanitaire) (Gilles, 2003).

La composition des différents laits d'animaux varie considérablement d'une espèce à l'autre, mais aussi à l'intérieur d'une même espèce, voire à l'intérieur des types ou des races d'espèces identiques (Siboukeur, 2008). Cette variabilité peut dépendre de la nutrition, du stade de lactation, de l'âge, de l'époque de l'année et du débit lacté (Gaucher et al., 2008).

Dans beaucoup de travaux cités dans la littérature, le nombre d'échantillons analysés sont limités, ce qui entraîne une certaine marge d'erreur, mais suffit pour affirmer des différences inter espèces marquées (Ramet, 1993; Mehaia et al., 1989; Moslah, 1994).

Le lait proposé à la consommation est toujours un mélange, obtenu de la traite de plusieurs animaux. Cette pratique tend à réduire fortement l'importance des variations individuelles mais, des fluctuations notables subsistent. Ces fluctuations sont sous la dépendance de facteurs d'ordre génétique (Barillet et Boichard, 1987), physiologique (nombre de vêlages, époque de lactation, moment de la traite), et zootechnique (mode de traite, fourrage) (Bocquier et al., 1997).

I 6.2.Facteurs climatiques et alimentaires

La variabilité des rendements laitiers observés est liée à divers facteurs dont: la variabilité saisonnière du disponible fourrager, associée aux facteurs strictement climatiques (chaleur, aridité), joue évidemment sur les performances lactières de la chamelle. La différence selon la saison de mise bas des jeunes (élément essentiel pour déclencher la production) peut jouer sur plus de 50 % de la production: les performances lactières sont plus faibles en fin de saison sèche qu'en saison des pluies (Khanna et al., 1998).

I 6.2.3.Type d'alimentation

Comme pour le bovin, l'alimentation du dromadaire reste le facteur le plus déterminant (Ramet, 1993; Mehaia et al., 1995; Wangoh et al., 1998). En effet, selon plusieurs auteurs (Knoess et al., 1986; Richard et Gerard, 1989), l'amélioration des conditions alimentaires (régimes riches en fourrages verts renfermant de la luzerne, du mélilot ou du chou) prolonge la période de lactation et augmente la quantité de lait produite jusqu'à atteindre parfois le double. Par ailleurs, la disponibilité ou non de l'eau n'influence presque pas cette production qui n'est que faiblement diminuée en période de sécheresse. Une privation d'eau de 7 jours reste sans effet sur le niveau de production du lait (Yagil et Etzion, 1980; Yagil, 1982; Farah, 1993; Yagil et al., 1994).



La privation d'eau n'affecte pas la production laitière sur le plan quantitatif. En Israël, on a pu en effet montrer qu'après 10 jours de déshydratation, suivis d'un abreuvement à volonté pendant une heure, puis suivis à nouveau de 10 jours de privation d'eau, la chamelle maintenait la quantité de lait produite (Yagil et Etzion, 1980).

I 6.4.Rang et stade de lactation

Une fluctuation de la production laitière est observée entre le début et la fin de la lactation. La plus grande partie du lait est produite durant les sept premiers mois (Ellouze et Kamoun, 1989; Richard et Gerard, 1989).

Comme pour les autres herbivores allaitants, la production laitière chez la chamelle tend à augmenter avec le rang de mise bas mais, compte tenu de la longueur des intervalles entre mises bas, les données sont rares et limitées à quelques parités consécutives. D'après les quelques informations disponibles dans la littérature (Ismail et Al-Mutaïri, 1998).

I 6.5.La pratique de traite

Généralement, le chamelon est mis à téter pendant quelques minutes en début de traite pour favoriser la montée du lait, puis il est écarté pour la suite de la traite qui est faite manuellement. Une traite conduite sans stimulation mécanique préalable donne des rendements inférieurs en lait. La traite doit être exécutée par une personne acceptée par le dromadaire, le changement du trayeur habituel entraîne très souvent une importante rétention lactée (Ramet, 1993). Enfin il apparaît également que le nombre de traites influence la production laitière journalière. Généralement les animaux sont traités de deux à quatre fois par jour (Hartely, 1980; Ramet, 1987; Martinez, 1989), parfois jusqu'à six à sept fois (Knoess, 1977).

I 6.6.La race

Concernant l'effet de race, il est rapporté une production annuelle moyenne 2,6 fois plus élevée chez les races asiatiques que chez celles provenant du continent africain (Ramet, 1993). Parmi les races africaines, nous pouvons citer à titre d'exemple la race Hoor (somalienne) produisant en moyenne 8 litres par jour pendant huit à 16 mois, soit une production de l'ordre de 2000 litres par lactation. Un maximum de production laitière journalière de 18,3 et 14 kg par tête a été observé respectivement chez les races Malha et Wadha (Ismail et Al-Mutairi, 1998). Ben-Aissa (1989) note que les populations camelines algériennes, (population Sahraoui en l'occurrence) peuvent être considérées comme bonnes laitières (6 à 9 l/j) (Chethouna, 2011).





Chapitre II
Physiologie de la reproduction
chez le dromadaire

Chapitre II: physiologie de reproduction chez le dromadaire

II 1.Le système reproducteur femelle

Le système reproducteur comprend un ensemble d'organes dont la finalité est la reproduction de l'espèce. Comme pour les autres mammifères (Osman, 1965), le tractus reproducteur (ou tractus génital) de la chamelle comprend les ovaires, les oviductes, l'utérus, le col de l'utérus ou cervix, et le vagin (El-Wishy, 1988). Les glandes mammaires ne sont pas en connexion anatomique directe avec l'appareil reproducteur, mais contribuent à la synthèse du lait après la parturition (Tayeb, 1953).

II 1.1.Rappel Anatomique sur l'appareil génital femelle du dromadaire

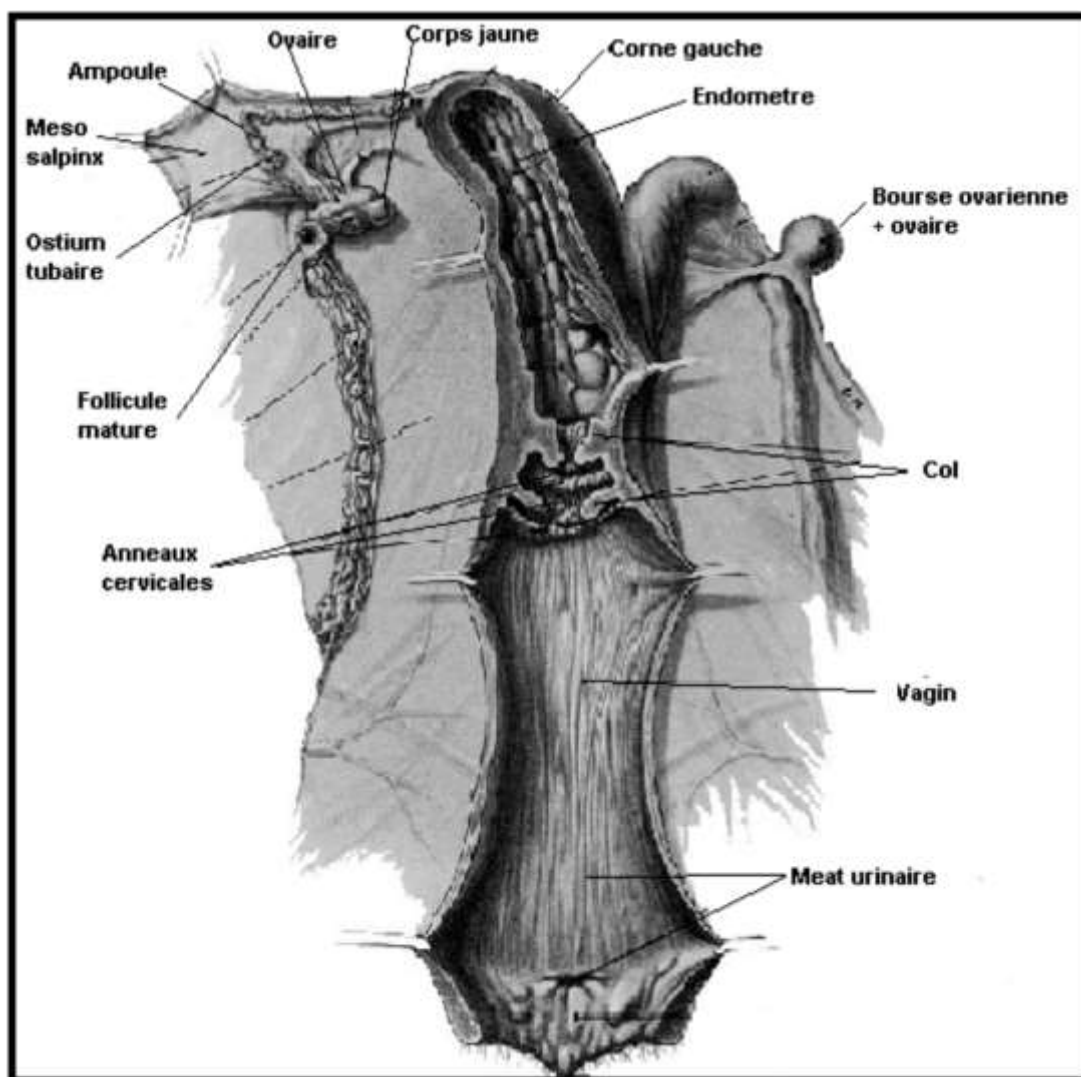


Figure 8: Anatomie de l'appareil génital femelle du dromadaire (Guerrida, 2009)

II 1.1.1. Les ovaires

Les ovaires sont sujets à de nombreux changements suivant le stade physiologique (Zarrouk et al., 2003). Ils sont dissimulés dans une niche formée sur le bord antérieur du ligament large (Ben Amor, 2007). En général, les ovaires mesurent environ 3 cm de longueur, 2 cm de largeur et de quelques moins de 1 cm d'épaisseur (Merkt et al., 1990). L'ovaire gauche est généralement situé cranio-ventralement par rapport à l'ovaire droit (Zarrouk et al., 2003). L'ovaire est un corps lobulé, plus ou moins ovoïde, aplati d'un côté à l'autre. On le grosseur d'un petit pois, les ovaires sont relativement petits de 10g en forme de grappe de raisin (Barka, 2005). Son poids varie au cours du cycle en fonction du nombre et de la taille des follicules, et peut ainsi passer du simple au double voire au triple (Zarrouk et al., 2003).

Chez la femelle non gravide et au repos-sexuel, l'ovaire est ovale ou circulaire et aplati latéralement. A sa surface, on trouve des petits follicules de 3 à 5 mm de diamètre (Ben Amor, 2007). Pendant les stades avancés de gravidité, les ovaires descendent avec l'utérus dans la cavité abdominale et sont difficilement palpables (Zarrouk et al., 2003).

L'ovaire est formé des deux parties: le cortex et la médulla. L'activité folliculaire prend place au niveau du cortex et l'ovulation peut se produire à n'importe quelle point de la surface du cortex.

L'activité folliculaire est dominée par la présence de quatre types de follicules :

- ✓ Les follicules en croissance (2-4 mm)
- ✓ Les follicules mûrs (13-20 mm)
- ✓ Les follicules en régression opaques
- ✓ Les follicules anovulatoires (25-60 mm) à paroi mince ou épaisse à contenu variable (Zarrouk et al., 2003).

Les follicules mûres et les corps jaunes actifs apparaissent à la surface de l'ovaire et lui donnent un aspect intense de courbe (Ben Amor, 2007).



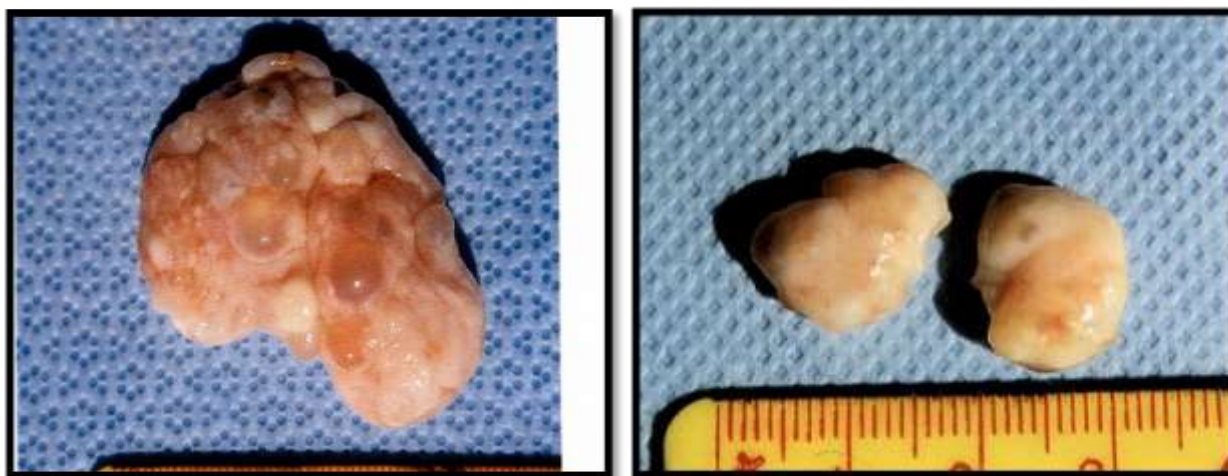


Figure 9: Ovaire de chamelle (Al-Juboori, nd)

II 1.1.2. Voies génitales

II 1.1.2.1. Les oviductes

Jouent un rôle dans le stockage des spermatozoïdes comme chez tous les mammifères et cela se vérifie encore plus chez les camélidés (Zarrouk et al., 2003).

L'oviducte dans le chameau est de 17 - 28 cm de long (Merkt et al., 1990). L'isthme est moins enroulé que l'ampoule et le fimbria se trouve dans la bourse à une courte distance de l'ovaire (Al-Juboori, nd). Ouvre au fond des cornes utérines sur une grosse papille conique de consistance cartilagineuse (Ben Amor, 2007).

II 1.1.2.2. L'utérus

L'utérus de chamelle est plus petit que celui de la vache (Barka, 2005), il a la forme d'un T plutôt qu'un Y (Ben Amor, 2007) des camélidés est bicolore avec la corne gauche légèrement plus grande que la droite. L'endomètre montre irrégulièrement soulevée plis essentiellement longitudinaux qui sont plus visibles dans la corne droite et à l'intérieur il y a une cloison médiane claire, les trompes utérines sont de 22 - 24 cm de long (Merkt et al., 1990). Chez les femelles nullipares, l'utérus est très petit et localisé dans la cavité pelvienne, alors que chez la femelle pubère non gravide, il se situe dans la cavité abdominale à la hauteur des 5, 6 et 7^{es} vertèbres lombaires (Zarrouk et al., 2003). L'utérus non gravide a un corps court de seulement 2 - 3,5 cm de longueur et les cornes varient entre 6 - 10 cm (à droite) et 8 - 15 cm (à gauche) (Al-Juboori, nd).



II 1.1.2.3. Le corps de l'utérus

Le corps de l'utérus des femelles non gravides fait 2 à 3,5 cm de long (Ben Amor, 2007).

II 1.1.2.4. Les cornes

Les cornes font 6 à 10 cm de longueur à droite et 8 à 15 cm à gauche (Zarrouk et al., 2003).

II 1.1.2.5. L'endomètre

Est constitué d'un revêtement épithélial et des glandes endométriales qui subissent des modifications au cours de chaque cycle menstruel (Bouldjib, 2015). L'endomètre est dépourvu de caroncules et les glandes utérines sont simples (Ben Amor, 2007), tubulaires et en nombre réduit par rapport à celles de la jument (Zarrouk et al., 2003).

II 1.1.2.6. Le col

Le col a 3 à 4 plis annulaires muqueuses (Al-Juboori, nd). Est court et a tendance à s'imbriquer dans le vagin. La taille et le diamètre sont respectivement de 4-6 cm et de 3,5-6,1 cm en période d'activité folliculaire (Zarrouk et al., 2003).

II 1.1.2.7. Vagin

Le vagin est un organe élastique de 30,5cm de long (Ben Amor, 2007), est très vaste et très extensible de 30 à 35cm, sa muqueuse forme en arrière des plis très accentués qui se terminent à la limite entre les deux cavités (Barka, 2005). Il est bordée de nombreux plis longitudinaux. Le vagin antérieur et le vestibule sont séparés par une forte bande de tissu (vestibulum muscle sphincter) et l'hymen (Al-Juboori, nd).

II 1.1.2.8. Vulve

Le vulve située immédiatement au-dessus de l'anus et bordée de lèvres épaisses (Barka, 2005). Son orifice d'entrée est petit et les lèvres apparaissent saillantes et velues, leur longueur est environ 8 cm (Ben Amor, 2007).

II 1.1.3. Placenta

Il se distingue de celui des autres ruminants par le fait qu'il est diffus et généralisé surtout la surface du charion comme chez les juments (Barka, 2005). Les études structurales ont montré qu'il s'agit d'un placenta de types épithélio-chorial diffus (Ben Amor, 2007).



II 1.1.4.Mamelles

Elle placée en région inguinale, sont au nombre de quatre, elle sont semblables beaucoup à celles de la jument (Barka, 2005). Les antérieurs sont plus développés (Ben Amor, 2007). Les trayons sont petites et ont trois petites ouvertures chacune (Merkt et al., 1990).

II 1.2.Histologie

L'histologie de l'appareil génital femelle du dromadaire ressemble étroitement à celui de la vache (Ben Amor, 2007).

Celui de l'ovaire, est constitué d'un stroma ovarien composé de tissu conjonctif fibreux riche en fibres musculaires lisses. Il est divisé en 2 zones: une parenchymateuse ou cortex et l'autre vasculaire ou médullaire. L'activité folliculaire est observé au niveau du cortex qui contient des vésicules folliculaires.

L'histologie de l'utérus est similaire aussi à celle des autres animaux domestiques, la paroi utérine est composé de 3 couches qui sont de l'extérieure vers la lumière utérine: l'endomètre, le myomètre et la séreuse (Tibary, 1997).

II 2.Physiologie de la reproduction

Le dromadaire est généralement considéré comme un animal se reproduisant peu (Zitout, 2007). Le nombre de chamelon dans un troupeau extensif est faible, ceux-ci attendent de nombreuses années avant d'engendrer eux-mêmes leurs progénitures (Ben Amor, 2007).

II 2.1.Puberté

La femelle atteint la puberté à l'âge de trois ans (Zarrouk et al., 2003). Peut être atteinte à 2 ans (Christian, 2009). Mais à de races exceptions, elles ne sont pas mises à la reproduction avant l'âge de 4 ans (Barka, 2005). La première mise bas a donc généralement lieu à l'âge de 5 ans (Guerrida, 2009). Si la conduite alimentaire des jeunes, notamment pendant l'allaitement, est améliorée, la précocité peut être encore accrue de 12 à 18 mois (Ben Amor, 2007).

II 2.2.La période d'activité sexuelle

L'activité sexuelle se produit en général durant la période où les températures sont basses et les pluies abondantes (Zarrouk et al., 2003). En règle générale, 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 (Guerrida, 2009).



II 2.3. Les événements ovariens

II 2.3.1. Le cycle œstral

L'utilisation du terme "cycle œstral" ne peut pas être approprié pour ces espèces parce que l'activité ovarienne cyclique et le comportement œstral dépend en grande partie de la présence ou de l'absence du stimulus coïtal (Tibary, 1997).

Le cycle dure 28 jours et l'activité ovarienne est strictement folliculaire (Faye, 2002). Elle est de 17,2 jours (Musa et Abu Siniene, 1978), de 3 à 4 semaines (Faye, 2002), de 17 à 23 jours en Inde (Joshi et al., 1978), de 24 jours en Egypte (Nawito et al., 1967), et de 28 jours au Soudan (Musa et Abu Sineina, 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).

II 2.3.2. Phases folliculaires

L'ultra-sonographie a permis de distinguer chez les camélidés quatre phases au cours du cycle :

- La phase de recrutement
- La phase de croissance
- La phase de maturité
- La phase de régression (Skidmore, 2000).

II 2.3.2.1. Phase de recrutement

Qui correspond à l'apparition sur la surface de l'ovaire de nombreux follicules de 2-3 mm de diamètre, dure en moyenne 2-4 jours (Stewrath et al., 1989).

II 2.3.2.2. Phase de croissance

Correspond à la croissance de trois à six follicules jusqu'à l'émergence d'un ou deux follicules dominants. Elle dure 6 à 10 jours (Tibary et Anouassi, 1996). Cette phase correspond au pro-œstrus (Zarrouk et al., 2002).

II 2.3.2.3. Phase de maturité

Correspond à l'œstrus. Elle inclut le temps où le follicule a atteint le diamètre maximal et est capable d'ovuler. Cette phase dure $7,6 \pm 0,8$ jours (Ben Amor, 2007). La dominance du follicule et la régression des follicules subordonnés sont probablement sous la dépendance de l'hormone folliculo-stimulante (FSH) et de la production in situ d'inhibine (Tibary, 1997).



II 2.3.2.4.Phase de régression

En l'absence de fécondation ou d'un traitement induisant l'ovulation, le follicule mûr commence à régresser pendant une période de $11,9 \pm 0,8$ jours si le diamètre du follicule est de 1,5-2,5 cm et de $15,3 \pm 1,1$ jours pour les follicules de 4-6,4 cm de diamètre. Durant cette période, le contenu des follicules qui est généralement séreux va devenir écho-génique suite à la présence de fibrine (Zarrouk et al., 2002).

Cinq types de follicules sont alors décrit (Tibary, 1997):

- ✓ Les follicules à paroi mince avec un liquide clair
- ✓ Les follicules à paroi épaisse contenant un liquide clair
- ✓ Les follicules à paroi épaisse avec un contenu fibrineux
- ✓ Les follicules hémorragiques
- ✓ Les follicules lutéinisés.

Ces derniers types de follicules susceptible de produire des élevés de progestérone comme cela a été observé lors de la présence de corps jaune. Les nouveaux follicules apparaissent avant la régression du follicule dominant, donnant ainsi un intervalle entre deux vague de $18,2 \pm 1,0$ jours. Le follicule ovulant s'affaisse au moment de l'ovulation et la cavité du follicule se remplit de sang donnant ainsi naissance au corps hémorragique (Tibary, 1997).

II 2.3.3.Ovulation

Les follicules se développent dans l'ovaire de façon cyclique et selon une périodicité varient entre 3 et 4 semaines (Zitout, 2007), l'ovulation est déclenchée par l'accouplement (ovulation provoquée par un stress nerveux) (Barka, 2005). L'ovulation chez les camélidés se produit 24-48 h (Zarrouk et al., 2003), 36 heures après l'accouplement. Elle a lieu quand le follicule dominant mesure entre 1 à 1,9 cm de diamètre (Ben Amor, 2007). La durée de l'œstrus est de l'ordre de 4 à 5 jours. Le signe chaleur est pré visible (le signe habituel) (Zitout, 2007).

Le retour en chaleur après la mise bas est de l'ordre plusieurs mois, le niveau nutritionnel peut influencer de même le contrôle par l'observation de femelle peut être déterminé (Barka, 2005).

II 2.3.4.Œstrus

Correspond à un état physiologique où la femelle accepte l'accouplement (Joshi et al., 1978).

II 2.3.4.1. La durée de l'œstrus

Peut être égale 3 à 4 jours (Faye et al., 1997), de 4 à 6 jour (Joshi et al., 1978), et de 5 à 6 jours. (Zarrouk et al., 2002).

II 2.3.4.2. Les signes de l'oestrus

Au moment de l'œstrus, la reproductrice montre des signes d'appétit sexuel (Faye, 2002). La femelle s'approche fréquemment de mâle et émet un bruit rythmé caractéristique de son état. La queue est tendue et raide, dirigée vers l'arrière et remue dans le sens vertical. La femelle émet de petits jets d'urine quand le mâle flaire sa vulve (Joshi et al., 1978). Elle monte d'autre femelles, sa vulve œstoedémateuse, il y a sécrétion du mucus vaginal. Et réceptivité au mâle (Tibary, 1997). Pendant cette période, la femelle pâture rarement. Sa rumination est suspendue une journée avant l'œstrus puis devient irrégulière durant deux jours (Joshi et al., 1978).

II 2.3.5. Corps jaune

Le corps jaune se développe peu de temps après l'ovulation, atteint un maximum de développement, puis régresse si l'utérus n'est pas gravide (Zarrouk et al., 2003). Le corps jaune peut être soit visible par ultrasonographie au 4-5^e jour après l'accouplement, soit palpable entre les 8-10^{es} jours après l'accouplement. Il tend à atteindre sa taille maximale au 8-9^e jour et régresse par la suite en l'absence de conception à partir de $8,65 \pm 1,18$ jours après le stimulus coïtal et est complète vers $11,55 \pm 1,05$ (Ben Amor, 2007).



Figure 10: Corps jaune de chamelle (Al-Juboori, nd)

II 2.3.6. Variation hormonale au cours du cycle

II 2.3.6.1. Hormone gonadotropes (LH , FSH)

L'accouplement induit un pic LH. La concentration plasmiq ue de LH augmente une heure après l'accouplement, atteint le maximum (3 à 19 ng/ml) 2 à 3 h après et commence à diminuer 6 h après (Marie, Anouassi, 1986). Elle semblerait intervenir dans le dernier stade du développement folliculaire (Xuy et al., 1985). Une augmentation de faible amplitude des concentration de FSH est observée 3 à 4 jours après l'accouplement (Marie et Anouassi, 1987).

II 2.3.6.2. Stéroïdes sexuels – œstradiol 17B testostérone

En l'absence d'accouplement, les niveaux d'œstradiol 17B prennent un aspect cyclique reflétant le croissance et la régression successive de follicules potentiellement ovulatoires (Skidmore et al., 1996). La concentration en testostérone augmente avec la taille du follicule et décrit lorsque le follicule régresse (Skidmore, 2000).

II 2.3.6.3. Stéroïdes sexuels – progestérone

La concentration plasmatique de la progestérone reste inférieure à 1 ng/ml en l'absence d'accouplement et d'ovulation (Skidmore, 2000). Elle reste très faible pendant 3 à 4 jours après l'ovulation (Zarrouk et al., 2002), puis augmente pour atteindre un pic de 3 ng/ml au 8-9^e jour après l'ovulation. Au 10-11^e jour, la concentration de la progestérone diminue brutalement à un seuil inférieur de 1 ng/ml (Skidmore et al., 1996).

II 2.3.7. Saillie

II 2.3.7.1. Age à la première saillie

L'âge à la première saillie se situe entre 3 et 4 ans en Algérie (Lasnami, 1986), même en Tunisie (Mosalah et al., nd), ou encore de deux à quatre ans pour des femelles menées en expérimentation (Wilson, 1984).

II 2.3.7.2. La copulation

La femelle en chaleur stimule l'ardeur du mal par vue, les sons et l'odeur. Pendant la phase pré copulateur, le male manifeste une excitation parfois violente avec morsure. Il force alors la femelle à se placer en position braquée, puis la chevauche en maintenant ses membres antérieurs autour du thorax de sa partenaire (Guerrida, 2009).



L'accouplement se déroule généralement dans le soirée. La femelle s'accroupit près du mâle qui la couvre lui aussi accroupi par derrière tout en projetant ses antérieurs en extension par-dessus et de chaque côté de la femelle (Lasnami, 1986).

L'accouplement chez le dromadaire se caractérise par sa durée, remarquablement plus longue que chez les bovins: elle varie entre 7 et 35 minutes, 7 à 15 min (Elnaggar, 1992), avec une moyenne comprise entre 11 et 15 minutes (Faye et al., 1997).

Le mâle est capable de copulations répétées pendant plusieurs heures. On considère qu'il est capable de couvrir 70 femelles au cours d'une saison de rut à raison de 3 ou 4 femelles par jour (Guerrida, 2009).



Figure 11: L'accouplement chez les dromadaires (Ben Amor, 2007)

II 2.3.8. La gestation

Bien que les ovaires droit et gauche fonctionnent de façon égale, la gestation a toujours lieu dans la corne utérine gauche (Faye et al., 1997). Malgré le taux élevé de la double ovulation (14%) (Higuenz, 1989), la fréquence des naissances gémellaires est de l'ordre de 0,1-0,4% (Arthurgh et al., 2000). Cela témoigne d'un risque élevé de mortalité embryonnaire (Faye et al., 1997).

II 2.3.8.1. Durée de gestation

La durée totale de gestation est difficile à évaluer car il n'est pas aisé de préciser le moment de la saillie et surtout parce que la femelle peut être accouplée plusieurs fois. La durée de la gravidité varie entre 12 et 13 mois (Zarrouk et al., 2003). La durée de gestation varie entre 11 à 13 mois (Guerrida, 2009) pour la chamelle ne pas avoir un chamelon chaque année, donc la première mise bas aura lieu à l'âge de 3 à 6 ans (Barka, 2005). Plusieurs

auteurs soutiennent que la durée de gestation chez la chamelle est d'environ 1 an l'intervalle de variation étant de 355 à 367 jours (Tekq-Agbo, 1998).

Selon plusieurs auteurs, la fécondité et la gestation étaient réussies et elles ont mis bas après 382 jours (12 mois et quelques jours) (Guerrida, 2009).

Cette variation tient à plusieurs facteurs dont la race, le sexe des fœtus, la saison et le niveau nutritionnel (Ben Amor, 2007).

II 2.3.9. La parturition

L'animal se montre agité, se couche et se redresse, 3 à 24 heures avant l'apparition de la poche des eaux (Zarrouk et al., 2003). La femelle a tendance à s'isoler et s'éloigne du troupeau. Le chamelon se présente la plupart du temps en position antérieure, les pattes en avant puis, assez rapidement, la tête (Guerrida, 2009).

L'accouchement est généralement rapide. La durée du travail varié selon les observations entre 10 et 30 mn (Zarrouk et al., 2003).

II 2.3.10. Intervalle entre deux mise-bas

Compte tenu du fait que la durée de gestation est de l'ordre de 13 mois (Zitout, 2007), la saison de mis bas et la saison de reproduction coïncident le plus souvent. Le retour des chaleurs est tardif après la mise bas (Barka, 2005).

Les chamelles produisent un chamelon tous les 24 à 36 mois avec une moyenne de 21 mois cela d'après les conditions du pâturage (Guerrida, 2009).

II 2.3.11. La longévité

Le dromadaire a une bonne longévité. En effet, si c'est un animal relativement tardif, sa carrière de reproduction se poursuit assez tard (Zitout, 2007). Les femelles sont généralement gardées à la reproduction jusqu'à l'âge de 20 ans au cours de cette période, elles peuvent donner naissance entre 10 et 13 chamelons (Barka, 2005).

En général la femelle du dromadaire ne donne qu'un chamelon par portée (Zitout, 2007).

II 2.3.12. La durée moyenne de carrière de la reproduction

Les femelles sont généralement gardées à la reproduction jusqu'à l'âge de 20 ans (Guerrida, 2009) et les males sont considérés comme reproducteurs entre 7-15 ans (Zitout, 2007).



II 2.3.13. Le nombre de naissance par carrière

On peut donc considéré qu'une bonne reproductrice est capable de produire dans sa vie de 7 à 10 jeunes (Guerrida, 2009; Zitout, 2007).

II 3. Aspect biochimique et hormonale de liquide folliculaire et sérum

Le liquide folliculaire contient différents métabolites biochimiques dérivés du sérum ou produits localement dans les follicules (El-Bahr et al., 2015) et liée à l'activité métabolique des cellules folliculaires (Arshad et al., 2005). Cette activité métabolique, avec les propriétés «barrières» de la paroi folliculaire, est évoluer de manière significative pendant la phase de follicule les métabolites biochimiques des liquides folliculaires sont essentiels pour la maturation et même la fécondation des ovocytes. Ainsi, les modifications de ces métabolites peuvent affecter la croissance et la qualité de l'ovocyte (El-Bahr et al., 2015). Les changements dans les constituants biochimiques du sang sont indicateurs importants de l'état physiologique d'un animal (Arshad et al., 2005). Et peuvent influence sur la stéroïdogenèse, la maturation et la qualité des ovocytes (Nasroallah et Kolsum, 2013).

II 3.1. Aspect hormonale

Kolsum et Nasroallah (2013) ont rapporté que les hormones stéroïdes dans le sérum et le liquide folliculaire sont l'un de principaux facteurs de contrôle du développement folliculaire. Il a été connu que liquide folliculaire est riche en hormones stéroïdiens de reproduction, y compris la testostérone, œstradiol et la progestérone qui sont importants pour la maturation du follicule.

II 3.1.1. La progestérone

La composante hormonale la plus abondante de liquide folliculaire, la progestérone (P4) est critique pour les stades finaux du développement du follicule et pour l'ovulation (Megan et Drapkin, 2014), dans le liquide folliculaire le progestérone est synthétisées comme substances intermédiaires et jouant une rôle important dans le développement folliculaire (Deshpande et Pathak, 2010). Il joue un rôle dans le processus de rupture des follicules et d'ovulation chez l'homme (El-Shahat1et al., 2013). Les cellules granulosa et thèque de follicules bovins produisent de grandes quantités de P4 qui sert de précurseur pour l'androgène et ensuite la production d'œstrogènes. La source primaire de P4 périphérique dans les dromadaire femelles est le corps jaune, donc en l'absence de l'accouplement et de l'ovulation, le niveau plasmatique de P4 reste inchangé (<1 ng / ml) tout au long de l'onde



folliculaire (El-Bahr et al., 2015). La progestérone est capable de bloquer le rétrocontrôle positif de l'œstradiol sur la sécrétion des hormones gonadotropes si elle est administrée conjointement à ce dernier (Ben Said, 2009).

II 3.1.2. Œstradiols

L'un des composants les plus importants de liquide folliculaire, l'œstradiol (E2), est dominant entre le milieu folliculaire et pré ovulatoire (Megan et Drapkin, 2014). L'œstradiol provoquait des changements qualitatifs dans le mode de libération de la GnRH (rétrocontrôle négatif et positif de l'œstradiol) (Ben Said, 2009).

II 3.1.3. L'insuline

A été reconnue comme un régulateur des fonction particulièrement impliquée dans la sélection de la follicule vers l'ovulation. L'insuline est importante signaux métaboliques pour la reprise du cycle local. Nombreux des études ont montré que l'insuline est impliquée dans ovulation du follicule (Dadmarzi et al., 2015). L'insuline associée à l'augmentation de concentration d'œstradiol stimulent le follicule dominant pour maturation finale, ce qui entraîne à son tour une ovulation. Par conséquent, le moindre concentration d'insuline dans les kystes folliculaires telle que dans l'étude actuelle empêche probablement la maturation finale et la poussée subséquente de LH résultant de leur persistance comme des kystes folliculaires (Khan et al., 2011). Formation de kystes folliculaires chez les vaches de haute production Est associée à de faibles taux d'insuline sérique (Dadmarzi et al., 2015).

L'insuline et l'IGF-1 stimulent la biosynthèse de l'E2 dans les granulocytes et l'androgène dans les cellules de bovins (El-Bahr et al., 2015).

II 3.1.4. Cortisol

Cortisol joue un rôle dans le développement folliculaire (Fateh et al., 1998), la maturation des ovocytes (Christopher et al., 1997) et la fertilisation la présence de cortisol et de globuline liant le cortisol (CBG) en liquide folliculaire chez les humains et les animaux domestiques fournit des preuves que les stéroïdes surrénaliens peut influencer la fonction ovarienne (Bider et al., 1998).

Le cortisol aussi peut réguler les processus impliqués dans le remodelage cellulaire se produisant à l'ovulation (Christopher, 1997), les concentrations élevées de glucocorticoïdes inhibent le production d'œstradiol induit par l'hormone folliculo-stimulante (FSH) et stimuler la sécrétion de progestérone par glucocorticoïdes in vitro. Ils jouent un rôle dans les premiers

stades du développement folliculaire par leur interaction avec l'activité de l'aromatase et les fonctions de glucocorticoïdes (Bider et al., 1998).

II 3.2.Aspect biochimique

II 3.2.1.Le glucose

Le glucose est la principale source d'énergie de l'ovaire, joue un rôle important dans le métabolisme ovarien (El-Bahr et al., 2015; Amal et al., 2012; El-Shahat et al., 2013; Dadmarzi et al., 2015), est l'un des principaux métabolites dans le métabolisme de l'ovaire (Dadmarzi et al., 2015). Proviens de la glycolyse des cellules de granulés (El-Bahr et al., 2015).

Maes et al 2009 ont démontré que les faibles concentrations de glucose dans le liquide folliculaire coïncident avec une faible concentration d'insuline dans le liquide folliculaire, ce qui est influencé par l'apport alimentaire. L'IGF-1 et le glucose sont tous deux des stimulateurs de la croissance folliculaire, alors que le glucose est un combustible primaire pour l'ovaire (Shehab-El-Deen et al., 2009).

II 3.2.2.Le cholestérol

Le cholestérol est le précurseur de toutes les hormones stéroïdes, y compris l'œstrogène et la progestérone. (El-Shahat1 et al., 2013; Amal et al., 2012; El-Bahr et al., 2015), origines des cellules de la granulosa et / ou évase du sang chez les femelles dromadaire. Le cholestérol sérique n'est pas le principal composé métabolique disponible pour la stéroïdogenèse du follicule ovarien.

En outre, les cellules de granulosa qui ont une grande réserve d'esters de cholestéryle peuvent offrir du cholestérol libre pour la progestérone pré-ovulatrice ou la stéroïdogenèse globale (El-Bahr et al., 2015).

Le cholestérol dans le liquide folliculaire dérivé de deux sources, synthèse cellulaire à partir de l'acétate et absorption de la lipoprotéine plasmatique. La diminution des concentrations de cholestérol dans les grands follicules pourrait être attribuée à la conversion du cholestérol en hormones stéroïdes, en œstrogène et en progestérone pendant la stéroïdogenèse (Nasroallah et Kolsum, 2013; Alkalby et al., 2011), le faible taux de cholestérol dans les grands follicules. Indique la biotransformation du cholestérol en stéroïdes sexuels (Mohammed et Kassab, 2015; El-Shahat1 et al., 2013).



Le liquide folliculaire ne contient que des lipoprotéines de haute densité. L'augmentation de la production de stéroïdes augmentation du taux de cholestérol folliculaire (Rufai et al., 2013).

II 3.2.3.Albumine

La teneur en albumine du liquide folliculaire était inversement proportionnelle à la taille folliculaire. Également d'albumine dans le liquide folliculaire ont tendance à dans les follicules auriculaires, en particulier la dernière partie du cycle de l'œstrus. Ceci peut indiquer que l'œstrogène et l'eau dans les follicules en croissance peut diluées la concentrations d'albumine folliculaire. L'albumine peut également être liant certains produits chimiques ainsi que des minéraux à l'intérieur du liquide folliculaire (Rufai et al., 2013).

II 3.2.4.Globuline

Elle est revêt une importance corps en raison de son activité productrice d'immunité. La globuline dans liquide folliculaire peut être nécessaire pour protéger le follicule des environnements externes (Rufai et al., 2013).

II 3.2.5.Urée

Une concentration plus élevée d'urée affecte la qualité des ovocytes en développement, de sorte que des taux d'urée trop élevés dans le liquide folliculaire interrompent la formation de blastocyste, a été associé à des altérations folliculaires croissance et une réduction du nombre d'ovocytes clivage à la suite de l'insémination et la proportion se développer au blastocyste (Nandi et al., 2012), abaisse la PH dans les tissus du système de reproduction, rendant l'utérus et le tube utérin inappropriés pour le fœtus. Une faible concentration en urée conduit à un développement souhaitable des ovocytes à mesure que le diamètre des follicules augmente (Hasanpoor et al., 2013).

II 3.2.6.Protéines totales

Le fluide folliculaire fournit une pression osmotique, des protéines de liaison aux stéroïdes et des enzymes nécessaires au développement de l'ovocyte avec le développement folliculaire (Deshpande et Pathak, 2010). Bushra et al (2011) suggèrent qu'une part substantielle des teneurs en protéines dans le liquide folliculaire proviennent du sérum.



II 3.2.7. Triglycérides

La concentration de triglycérides était plus élevée dans les petits follicules, car il est un sources d'énergie pour les cellules dans les follicules. Une autre raison de la forte concentration de triglycérides dans les petits follicules était que les triglycérides ne passent pas par le membrane folliculaire et les taux de triglycérides folliculaires étaient principalement le résultat de métabolisme de processus local ont également indiqué que la quantité de triglycérides a diminué de petits à grands follicules.

Les taux de triglycérides dans les petits follicules étaient significativement dans le sérum et significativement plus faible dans les grands follicules. Une concentration relativement stable de triglycérides est maintenu dans le follicule ovarien de bovin (Nasroallah et Kolsum, 2013).



Chapitre III
Matériels et méthodes

Chapitre III: Matériels et méthodes

III 1. Problématique :

La reproduction, fonction commune à tous les vertébrés, s'accompagne par des adaptations physiologiques étonnantes permettant d'assurer le maintien et la production de l'espèce dans des conditions d'environnement variées. Parmi ces espèces, les camélins montrent une adaptation exceptionnelle aux conditions hostiles des régions arides.

Sachant que la reproduction et la fertilité dépend de multiples facteurs, on peut souligner l'importance de la conduite d'élevage et de la technicité de l'éleveur, de l'environnement géographique, ainsi que celle de la pathologie. Les données sur la reproduction du dromadaire en Algérie sont rares, une étude sur les profils hormonaux et biochimiques sont nécessaires afin de caractériser la cyclicité de nos races , l'influence des races régions et saison sur la reproduction camelin.

Les changements dans les constituants biochimiques du sang sont indicateurs importants de l'état physiologique de animal et peuvent influence sur la reproduction et la cyclicité de l'animale, ainsi que les changements métaboliques dans le sérum sanguin peuvent se refléter dans la composition biochimique du liquide folliculaire et peuvent influencer indirectement la qualité des ovocytes et devinent facteurs limitant les capacités de reproduction.

Donc notre objectif est de caractériser les compositions biochimiques et hormonales du sérum sanguin et du liquide folliculaire chez les femelles dromadaires dans la région d'El-Oued, et de comparer notre résultat avec d'autre étude réalisée soit pour la femelle dromadaire soit pour la vache.

III 2. Présentation de zone d'étude

III 2.1. Situation géographique de wilaya d'El-oued

La Wilaya d'El-Oued est située au Sud-est de l'Algérie, à une distance de 650 km de la capitale, Elle occupe une superficie de 44.586 km², et limitée par:

- Au Nord: les Wilayates de Biskra, Khenchela et Tebessa
- Nord-est par la Wilaya de Djelfa
- Au sud : par la Wilaya de Ouargla
- A l'Est : par les frontières Tunisienne (Miloudi et Remini, 2011).





Figure 12: Situation géographique d'EL-OUED

III 2. 2. Présentation de l'abattoir royale « El Malika »

III 2. 2.1.Emplacement géographique

L'abattoirs royales est un établissement privé, en adjudication. Il se situe dans la zone agricole BOU HMIDE- SIDI MASTOUR El-Oued.



Figure 13: Abattoir royale « El Malika » (photo originale 2017)

III 2. 2.2.Caractéristiques de l'abattoirs royales

Sa superficie globale est de 3 hectare. Il est fonctionnel depuis 17/03/2016.

Il comprend:

- Une salle de réception des animaux de 1hectare, sans toiture présentant un sol non glissant.





Figure 14: Salle de réception des animaux (photo originale 2017)

- Une salle de la stabulation semblable à la précédente.
- Une salle, de 150 m² pour l'abattage des bovins, des ovins et des camelins. Le sol est couvert d'une résine, les murs sont couverts de faïence. Facilement lavable. Le toit est en ciment. La salle d'abattage est dotée de 4 chambres froides de grande capacité (150 chameles) et chambre de ressuage.



Figure 15: Salle d'abattage (photo originale 2017)

- Pour la ventilation:
 - 2 climatisation centrale
 - 2 respirateurs
 - 2 grandes portes.
- 40 lampes, assurent l'éclairage de la salle.
- L'équipement de travail est rudimentaire et comprend :



- Chaîne d'abattage avec des crochets mobiles pour la suspension des carcasses
- postes d'eau
- Station de traitement d'eau usée et de dessalement d'eau
- Un bureau de service vétérinaire
- Des vestiaires et des douches.

III 3. Matériels et Méthodes

III 3. 1. Matériels



Figure17: LIAISON® CLIA | DiaSorin
(photo originale 2017)



Figure16: COBASE411 (photo originale
2017)



Figure 18: COBAS INTEGRA® 400
plus (photo originale 2017)



Figure 18: Centrifugeuse (photo
originale 2017)



III 3.2.Méthode

III 3.2.1.Mode d'échantillonnage

L'étude a été réalisée au niveau de l'abattoir Royal d'El-Oued, sur 20 dromadaires femelles, âgés de 8 à 13 ans vivant dans les mêmes conditions.

III 3.2.1.1.Méthode des prélèvements sanguin et de liquide folliculaire

Première étape: Identification de l'animal (race, âge, date de prélèvement...) puis prélèvements sanguin (le prélèvement ont été réalisé entre 20h à 2h de nuit).

Deuxième étape: Prélèvement

1-Les échantillons sanguins. Ont été prises immédiatement au moment d'abattage, le sang est recueillis dans des tubes d' EDTA (tube d'anticoagulant), n'oublier pas de mélanger bien le contenu de tube d'EDTA



Figure 19: Méthode de prélèvement du sang (photo originale 2017)

2- Après l'abattage les appareils génitale de chaque femelle été collecté, puis on mesure le diamètre des ovaires et follicules.

3- Aspiration des liquides folliculaires à l'aide d'une seringue stérile avec aiguille, a changée après chaque utilisation. Le liquide folliculaires récolté a été réparti dans des tubes sec.



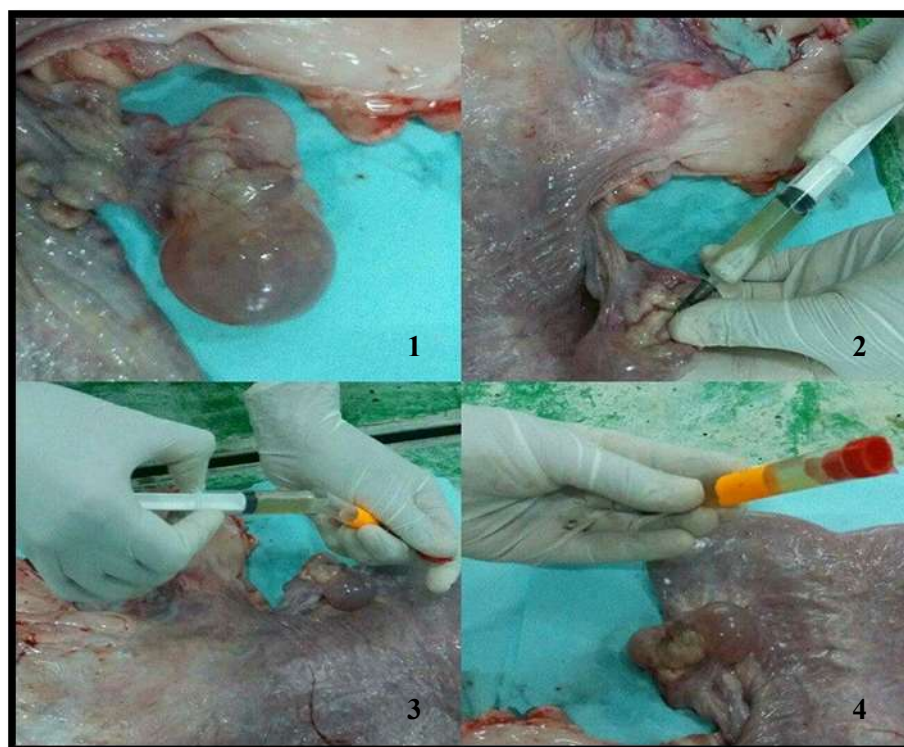


Figure 20: Les différentes étapes d'aspiration des liquides folliculaires (photo originale 2017)

4- Les échantillons sont ensuite placés dans la glace et transportés au laboratoire

5- Le sang est centrifugé à 4500 tours/mn pendant 5 mn pour éliminer les débris cellulaires, le sérum est récupéré pour le dosage des différents paramètres

6- Mettre dans des tubes secs et conservés à -20 °C jusqu'à l'analyse.

Tableau 2: Identification des échantillons

| Date | Femelle dromadaire | Age du femelle | Taille de l'ovaire (cm) | Taille de follicule (cm) | G/D |
|------------|--------------------|----------------|-------------------------|--------------------------|-----|
| 16/01/2017 | 1 | 11 | 2.5 | 2/1.5 | G/D |
| | 2 | 9 | 2 | 0.75/0.5 | G/D |
| | 3 | 10 | 2 | 2 | D |
| | 4 | 12 | 3 | 1 | G |
| 22/01/2017 | 5 | 10 | 2.5 | 1.5 | G/D |
| | 6 | 8 | 2.3 | 3 | G |
| | 7 | 11 | 2.5 | 1.5 | D |
| | 8 | 12 | 2 | 2.8 | G |
| 24/01/2017 | 9 | 10 | 2.5 | 1.5 | D |
| | 10 | 9 | 2 | 0.5/0.75 | G |
| | 11 | 10 | 2.5 | 1.5/1.75 | G |



| | | | | | |
|------------|----|----|-----|--------|-----|
| 25/01/2017 | 12 | 11 | 2 | 1 | G |
| | 13 | 10 | 3 | 1/1.75 | D |
| | 14 | 11 | 3.5 | 0.75 | G |
| | 15 | 10 | 3 | 1 | D |
| | 16 | 9 | 2.5 | 1 | G |
| 27/01/2017 | 17 | 8 | 2 | 0.5 | G/D |
| | 18 | 12 | 2.5 | 2.5 | G/D |
| 29/01/2017 | 19 | 11 | 3 | 0.75 | G/D |
| | 20 | 9 | 3 | 0.5 | G/D |

G/D: ovaire Gauche / ovaire droite

III 3.2.2.Méthodes d'analyse biochimique et hormonale

Les analyse sont réalisés au niveau de laboratoire d'analyse médicale El-Madjd qui située au cité de 1^{er}e November -Chott- El-oued

III 3.2.2.1.Méthode de dosage des paramètres biochimiques

les différents méthodes utilises pour réaliser les dosages des différentes les paramètres biochimiques (glucose, protéines totales, triglycérides, ASAT, ALAT, PAL, GGT, bilirubine totale, urée, créatinine et cholestérol total) sont :

III 3.2.2.1.a. Méthode de dosage de la glycémie

Méthode de Trinder (1969), GOD/POD: mesure du glucose après oxydation enzymatique par la glucose oxydase. L'indicateur colorimétrique est la quinone imine, résultant de l'action catalytique de la peroxydase sur un mélange de 4-aminoantipyrine, phénol et peroxyde d'hydrogène. L'intensité de la couleur observée est proportionnelle à la concentration du glucose dans l'échantillon. La lecture se fait à 505 nm.

III 3.2.2.1.b.Méthode de dosage de urée

L'uréase hydrolyse l'urée en ions carbonate et ammonium. Ces derniers forment avec le chlore et le salicylate un complexe coloré bleu-vert. L'intensité de la coloration est proportionnelle à la concentration en urée (Trinder,1969).



III 3.2.2.1.c.Méthode de dosage de créatinine

Réaction en milieu alcalin entre la créatinine et l'acide picrique avec formation d'un complexe coloré (Trinder,1969).

III 3.2.2.1.d.Méthode de dosage de protéine totale

Méthode de Biuret (Trinder,1969): les protéines totales réagissent avec les ions de cuivre en milieu alcalin pour donner un complexe coloré quantifiable par spectrophotométrie. La lecture se fait à 540nm.

III 3.2.2.1.e.Méthode de dosage de cholestérol totale

Les esters de cholestérol sont hydrolysés par la cholestérol estérase qui les décompose en cholestérol et en AGL. Le cholestérol libre et celui initialement présent sont oxydés par la cholestérol oxydase pour former un composé (quinoneimine) quantifié à 500nm (Trinder,1969).

III 3.2.2.1.f.Méthode de dosage de triglycérides

Les triglycérides sont dosés après hydrolyse enzymatique par des lipases. L'indicateur est une quinone-imine formée à partir de peroxyde d'hydrogène, de 4-aminophénazone et de 4-chlorophénol, la réaction étant catalysée par la peroxydase (Trinder,1969).

III 3.2.2.1.g.Méthode de dosage de Gamma glutamyl transférase

La GGT catalyse le transfert du groupement gamma-glutamyl de L-gamma-glutamyl-3-carboxy-4-nitroanilide englycylglycine en libérant 3-carboxy-4-nitroanilide (Trinder,1969).

III 3.2.2.1.h.Méthode de dosage de Alanine aminotransférase

ALT catalyse le groupement amine de l'alanine à l' α -cétoglutarate formant le glutamate et le pyruvate. Le pyruvate formé est réduit en lactate par le lactate déhydrogénase et le NADH.

Le taux de dégradation de la concentration du NADH mesurée est proportionnel à la concentration catalytique de l'enzyme ALT présente dans l'échantillon. La lecture se fait à 340nm (Trinder,1969).

III 3.2.2.1.i.Méthode de dosage de Aspartate aminotransférase

α -oxoglutarate réagit avec L-aspartate en présence d'ASAT pour former du L-glutamate et de l'oxaloacétate. L'indicateur de la réaction utilise l'oxaloacétate lors d'une



détermination cinétique avec consommation de NADH. La lecture se fait à 340nm (Trinder,1969).

III 3.2.2.2.Méthode de dosage des paramètres hormonale

- Les concentrations des hormones stéroïdiennes (progestérone) a analysées par la technique radio-immunologique.

- Les concentrations de l'insuline dans les liquides kystiques et folliculaires par méthode d'électrochimiluminescence.

III 3.2.2.2.a.Méthode de dosage de progestérone

Le dosage VITROS progestérone est réalisé à l'aide de la cartouche de réactifs et des échantillons d'étalonnage VITROS progestérone sur les systèmes d'immunodiagnostic VITROS ECi/ECiQ et 3600, ainsi que sur le système intégré VITROS 5600, utilisant la technologie Intellicheck®. Une technique d'immunodosage par compétition est utilisée.

La progestérone présente dans l'échantillon entre en compétition avec la progestérone marquée par la peroxydase de raifort (HRP) pour un nombre limité de sites de fixation sur un anticorps biotinylé de lapin anti-progestérone, présent dans la phase liquide. Les effets des protéines de liaison sont éliminés par l'utilisation d'un agent bloquant approprié. L'anticorps biotinylé de lapin anti-progestérone est capturé par la streptavidine dont les puits sont revêtus.

Les substances non liées sont éliminées par lavage. Le conjugué HRP lié est mesuré par une réaction luminescente. Un réactif contenant des substrats luminogènes (un dérivé du luminol et un sel de peracide) et un agent de transfert d'électrons est ajouté dans les puits. La HRP du conjugué lié catalyse l'oxydation du dérivé du luminol, produisant ainsi de la lumière. L'agent de transfert d'électrons (un acétanilide substitué) amplifie le signal lumineux émis et en prolonge l'émission. Les signaux lumineux sont lus par le système. La quantité de conjugué HRP lié est indirectement proportionnelle à la concentration de progestérone présente (Ortho-Clinical Diagnostics. 2013)

III 3.2.2.2.b.Méthode de dosage d'insuline

Méthode « sandwich». Durée totale du cycle analytique: 18 minutes.

- 1ere incubation: 20µl d'échantillon sont mis en présence d'un anticorps monoclonal anti-insuline spécifique biotinylé et d'un anticorps monoclonal anti-insuline spécifique marqué au ruthénium. Il se forme un « sandwich».



-
- 2eme incubation: les microparticules tapissées de streptavidine sont ajoutées dans la cuvette réactionnelle. Le complexe immun est fixé à la phase solide par une liaison streptavidine-biotine.
 - Le mélange réactionnel est transféré dan la cellule de mesure, les microparticules sont maintenue au niveau de l'électrode par un aimant l'élimination de fraction libre est effectuée par le passage de ProCell ou ProCell M. une déférence de potentiel appliquée à l'électrode déclenche la production de luminescence qui est mesurée un photomultiplicateur.
 - Les résultats sont obtenus à l'aide d'une courbe de calibration. Celle-ci est générée, pour l'analyseur utilisé, par une calibration en 2 point et une courbe de référence mémorisée dans le code-barres du réactif (Elecsys, 2011).

III 4-Analyse statistique

l'analyse statistique a été réalisée à l'aide de logiciel statistique SPSS version 16. Le teste de corrélation de Pearson a été utilisée pour calculer les corrélations entre les différents paramètres étudiées. La détermination des moyennes et des écarts types pour les variable quantitatives.





Chapitre IV
Résultats et discussion

Chapitre IV: Résultats et discussion

IV 1. Résultats des analyses biochimiques et hormonales de sérum sanguin et de liquide folliculaire chez les femelles dromadaires

IV 1.1. Résultats des analyses biochimiques et hormonales de sérum

Tableau 3: Résultats des analyses biochimiques et hormonales de sérum sanguin

| | Glycose Sanguin | Insuline Sanguin | Protéine Sanguin | Triglycéride Sanguin | Cholestérol Sanguin | ASAT Sanguin | ALAT Sanguin | GGT Sanguin | Urée Sanguin | Créatinine Sanguin | P4 Sanguin |
|------------|-----------------|------------------|------------------|----------------------|---------------------|--------------|--------------|-------------|--------------|--------------------|------------|
| moyen | 4,992 | 5,573 | 69,064 | 0,550 | 2,314 | 87,395 | 19,254 | 22,031 | 2,911 | 107,958 | 0,966 |
| Ecart type | 1,458 | 1,238 | 4,780 | 0,276 | 0,757 | 15,184 | 3,718 | 8,013 | 0,889 | 24,752 | 0,315 |

On observe dans le tableau 3, que les valeurs relatives à la glycémie sont comprises entre 3,3 et 7,41mmol/l avec une moyenne de 4,99 mmol/l. Toutefois, celles de l'urée oscillent entre 1,36 et 4,3mmol/l, avec une moyenne de 2,911mmol/l. Le taux de créatinine est comprise entre 70 à 156 μ mol/l, avec moyen de 107,958 μ mol/l. Les valeurs de protéine totale sont variant entre 61,8 et 78,3 (g/l), avec une moyenne de 69,064 (g/l). Les valeurs de cholestérol affichent des scores variant entre 1,13 g/l et 3,48 mmol/l, avec une moyenne de 2,314 mmol/l. Le taux de triglycéride est comprise entre 0,23 à 1,1 mmol/l avec moyen de 0,550 mmol/l.

On observe dans le tableau 3, que les valeurs relatives à GGT sont comprises entre 12 et 39 (UI/L), avec une moyenne de 20,031 (UI/L). Toutefois, celles de ALAT entre 14 et 28 (UI/L), avec une moyenne de 19,254 (UI/L). Enfin, en ce qui concerne les niveaux de ASAT, les valeurs affichent des scores variant entre 58 et 100,5 (UI/L), avec une moyenne de 87,395 (UI/L).

On remarque dans le tableau 3, que les valeurs relatives à l'insuline sont comprises entre 4,2 et 8,01(μ UI/ml), avec une moyenne de 5,573 (μ UI/ml). Concernant le taux de progestérone, il est variée entre 0,63et1,56 (ng/ml), avec moyen de 0,966 (ng/ml).



IV 1.2. Résultats des analyses biochimiques et hormonales du liquide folliculaire

Tableau 4: Résultats des analyses biochimiques et hormonales du liquide folliculaire

| | Glycose liquide F | Insuline liquide F | Protéine liquide F | Triglycéride Liquide F | Cholestérol Liquide F | ASAT Liquid F | ALAT Liquide F | GGT liquide F | Urée liquide F | Créatinine liquide F | P4 liquide F |
|------------|-------------------|--------------------|--------------------|------------------------|-----------------------|---------------|----------------|---------------|----------------|----------------------|--------------|
| moyen | 2,49 | 1,385 | 63,467 | 0,459 | 0,215 | 105,604 | 32 | 20,604 | 1,796 | 76,076 | 90,808 |
| Ecart type | 0,621 | 0,629 | 6,908 | 0,117 | 0,128 | 11,604 | 8,058 | 7,298 | 0,739 | 11,166 | 24,405 |

On observe dans le tableau 4, que les valeurs relatives à glycémie sont comprises entre 1,54 à 3,6 mmol/l avec une moyenne de 2,49 mmol/l. Toutefois, celles de l'urée oscillent entre 0,59 et 3,56 mmol/l, avec une moyenne de 1,796 mmol/l. Le taux de créatinine est comprise entre 60,12 à 99,02 μ mol/l, avec moyen de 76,076. Les valeurs de protéine totale sont variant entre 53 et 77 (g/l), avec une moyen de 63,467 (g/l). Les valeurs de cholestérol affichent des scores variant entre 0,03 et 0,36 mmol/l, avec une moyenne de 0,215 mmol/l. Le taux de triglycéride est comprise entre 0,22 à 0,66 mmol/l avec moyen de 0,459 mmol/l.

On observe dans ce tableau, que les valeurs relatives à GGT sont comprises entre 10 et 36 (UI/L), avec une moyenne de 20,604 (UI/L). Toutefois, celles de ALAT entre 19 et 45 (UI/L), avec une moyenne de 32 (UI/L). Enfin, en ce qui concerne les niveaux de ASAT, les valeurs affichent des scores variant entre 87 et 132 (UI/L), avec une moyenne de 105,604 (UI/L).

On remarque dans le tableau 4, que les valeurs d'insuline sont comprises entre 0,42 et 2,58 (μ UI/ml), avec moyen de 1,385 (μ UI/ml). Concernent le taux de progestérone il est variée de 56 à 145 (ng/ml), avec moyen de 90,808 (ng/ml).



Tableau 5 : Coefficient de corrélation entre les paramètres biochimique et hormonale de sang et liquide folliculaire

| | Glycose liquif | Insuline liquif | Proteine liquif | Triglycéride liquif | Cholestérol liquif | ASAT liquif | ALAT liquif | GGT liquif | Urée liquif | Créatinine liquif | P4 liquif |
|-------------------|----------------|-----------------|-----------------|---------------------|--------------------|-------------|-------------|------------|-------------|-------------------|-----------|
| Glycose sang | - 0.223 | | | | | | | | | | |
| Insuline sang | | 0.158 | | | | | | | | | |
| Protéine sang | | | 0.647** | | | | | | | | |
| Triglycéride sang | | | | - 0.078 | | | | | | | |
| Cholestérol sang | | | | | 0.098 | | | | | | |
| ASAT sang | | | | | | - 0.318 | | | | | |
| ALAT sang | | | | | | | - 0.102 | | | | |
| GGT sang | | | | | | | | 0.021 | | | |
| Urée sang | | | | | | | | | 0.018 | | |
| Créatinine sang | | | | | | | | | | 0.385 | |
| P4 sang | | | | | | | | | | | - 0.240 |

** Corrélation significative à p est égale 0.05

Donc d'après le tableau ci-dessous on peut classifier les corrélations comme suit :

| Type de corrélations | Corrélations faible sans signifiante | Corrélations moyenne avec signifiante |
|----------------------|--|---|
| | 1. Glycose sang – Glycose liquide folliculaire avec R = - 0.223 2. Insuline sang – Insuline liquide folliculaire avec R = 0.158 | 11. Protéine sang – Proteine liquide folliculaire avec R= 0.647 |



| | | |
|--|--|--|
| | <ol style="list-style-type: none">3. Triglycéride sang – Triglycéride liquide folliculaire avec R= - 0.0874. Cholestérol sang – Cholestérol liquide folliculaire avec R= 0.0985. ASAT sang – ASAT liquide folliculaire avec R= - 0.3186. ALAT sang – ALAT liquide folliculaire avec R= - 0.1027. GGT sang – GGT liquide folliculaire avec R= 0.0218. Urée sang – Urée liquide folliculaire avec R= 0.0189. Créatinine sang- Créatinine liquide folliculaire avec R= 0.38510. P4 sang - P4 liquide folliculaire avec R= -0.240 | |
|--|--|--|

IV.2.Discussion

Dans notre étude les résultats d'analyse du sérum et du liquide folliculaire des femelles dromadaires du 20 échantillons, montre qu'il ya une déférence significative entre la majorité des paramètres biochimiques et hormonales.

IV2. 1.La glycémie

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives à la glycémie sont de 4,99 mmol/l pour le sérum et de 2,49 mmol/l pour le liquide folliculaire.

En effet pour la glycémie, nos résultats montrent qu'il ya une déférence significative entre le taux de glycémie du sérum et du liquide folliculaire.

Le taux moyen de glycémie du sérum est proche à ce indiqué par Ben Romdhane et al (5,0 mmol/l) chez le dromadaire femelle, et inférieure au résultat de Albomohsen et al (6,682 mmol/l) chez le dromadaire femelle et Dadmarzi et al (6,19 mmol/l) chez les vaches. Bien que cette valeur soit un peu plus supérieure que celle rapportée par Alkalby et al (0,657 mmol/l) chez les buffaloes.

Concernent le taux moyen de glycémie du liquide folliculaire est proche au valeur indiquée par El-Shahat et al (2.519 mmol/l) chez la femelle de dromadaire et Arshad et al (2.383 mmol/l) chez les buffaloes. Cette valeur est supérieure à la valeur indiquée par Alkalby et al (0,316 mmol/l), Khan et al (1,27 mmol/l) chez les buffaloes et Dadmarzi et al



(0,546 mmol/l) chez les vaches. Alors que notre résultats sont inferieures a ce montré par El-Bahr et al (8,34 mmol/l) aussi Albomohsen et al (4,88 mmol/l) chez le dromadaire femelle, Rufai et al (3,91 mmol/l) chez les mouton.

Le glucose est le principale source d'énergie de l'ovaire, joue un rôle important dans le métabolisme ovarien (El-Bahr et al., 2015; El-Shahat et al., 2012; El-Shahat et al., 2013; Dadmarzi et al., 2015), est l'un des principaux métabolites dans le métabolisme de l'ovaire (Dadmarzi et al., 2015). Le dromadaire présente une glycémie plus élevée dans le sérum. Il se caractérise en plus par une gluconéogenèse très active qui lui permet le maintien de la glycémie à une concentration constante même en cas de privation de nourriture (Ben Romdhane et al., 2003).

Maes et al 2009 ont démontré que les faibles concentrations de glucose dans le liquide folliculaire coïncident faible concentration d'insuline de liquide folliculaire, ce qui influencé par l'apport alimentaire.

IV2.2.L'urée

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives à l'urée sont de 2,911 mmol/l pour le sérum et de 1,796 mmol/l pour le liquide folliculaire.

Ce résultat montre qu'il ya une déférence significative, le moyen de sérum est supérieure au Dadmarzi et al (1,90 mmol/l) chez les vaches et inferieure au résultat de Ben Romdhane et al (6,4 mmol/l) chez la femelle de dromadaire. Dans liquide folliculaire le moyen d'urée est 1,796 mmol/l, nos résultats sont supérieures au Dadmarzi et al (1,259 mmol/l) chez les vaches, inférieure par rapport aux travaux de Mimoune et al (4,02 mmol/l) et Mimoune (4,1 mmol/l) chez les vaches aussi.

Une concentration plus élevée d'urée affecte la qualité des ovocytes en développement (Nandi, Suresh et Mondal, 2012), de sorte que les niveaux d'urée trop élevés dans le liquide folliculaire interrompent la formation des blastocystes, réduisent le PH dans les tissus du système de reproduction, ce qui rend l'utérus et le tube utérus inadéquats pour le fœtus. La faible concentration d'urée conduit à un développement souhaitable des ovocytes à mesure que le diamètre des follicules augmente (Hasanpoor, 2013). Le dromadaire dispose en général d'une alimentation déficitaire en protéines, la quantité d'urée excrétée est très faible, l'animal présente de ce fait une capacité remarquable de recyclage de ce paramètre. Ce recyclage permet à l'animal de bien répondre aux déficits protéiques d'origine alimentaire et de maintenir la synthèse protéique au niveau du rumen (Ben Romdhane et al., 2003).



IV2.3.Créatinine

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au créatinine sont de 107,958 $\mu\text{mol/l}$ pour le sérum et de 76,076 $\mu\text{mol/l}$ pour le liquide folliculaire.

Dans notre travail, le créatinine montre qu'il ya une déférence significative entre le sérum et le liquide folliculaire.

Le moyen de Créatinine dans le sérum est 107,958 $\mu\text{mol/l}$. Supérieure au résultat déterminé par Ben Romdhane et al (86,9 $\mu\text{mol/l}$) chez le dromadaire femelle.

Concernent le liquide folliculaire, le moyen de créatinine est inférieure au étude de Mimoune et al (111,26 $\mu\text{mol/l}$) et Mimoune (117,74 $\mu\text{mol/l}$) chez la vache.

IV2.4.Protéine totale

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au protéine totale sont de 69,064 g/l pour le sérum et de 63,467 g/l pour le liquide folliculaire.

Notre étude montre qu'il ya une déférence significative de taux de protéine totale entre le sérum et le liquide folliculaire de dromadaire femelle.

Le moyen de protéine totale du sérum est proche au résultat de Albomohsen et al (71,6 g/l) chez le dromadaire femelle. Supérieure au Alkalby et al (56,7 g/l) et Arshad et al (64,1 g/l) chez le mouton.

En ce qui concerne le liquide folliculaire le moyen de protéine totale est supérieure à l'étude de Khan et al (59 g/l) et Alkalby et al (56,7 g/l) chez le mouton et inférieure au résultat de Albomohsen et al (66,1 g/l) chez les dromadaires femelles aussi Arshad et al (76,8 g/l), Mimoune et al (77,6 g/l) et Mimoune (71,19 g/l) chez la vache.

Les protéines sont présentes dans toutes les cellules vivantes où elles sont intimement associées à de diverses phases de l'activité qui constituent la vie d'une cellule. Un déséquilibre en protéines peut affecter le métabolisme et le statut d'énergie de l'animal. Dans l'ovaire des mammifères, le liquide folliculaire contient diverses protéines qui jouent un rôle important dans la croissance, la maturation et l'ovulation du follicule (Mimoune, 2016). Bushra et al (2011) suggèrent qu'une part substantielle des teneurs en protéines dans le liquide folliculaire proviennent du sérum.

IV2.5.Cholestérol

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au cholestérol sont de 2,315 mmol/l pour le sérum et de 0,215 mmol/l pour le liquide folliculaire.



Notre résultat montre qu'il ya une déférence significative entre le taux de cholestérol de sérum et de liquide folliculaire. Le moyen de cholestérol de sérum est 2,315 mmol/l, cette résultat est proche de Albomohsen et al (2,125 mmol/l) chez la femelle de dromadaire, supérieure au Ben Romdhane et al (0,9 mmol/l) chez le dromadaire femelle, inférieure d'étude de El-Bahr et al (3,33 mmol/l) chez le dromadaire femelle, Alkalby et al (7,035mmol/l) et Arshad et al (7,453mmol/l) chez la buffeloes.

Pour le liquide folliculaire, nos résultats sont inférieures au Albomohsen et al (0,349 mmol/l) et El-Bahr et al (3,33 mmol/l) chez le dromadaire femelle, aussi Khan et al (2,46 mmol/l) et Alkalby et al (3,328 mmol/l) chez le mouton, Arshad et al (6,004 mmol/l) chez les buffeloes, Mimoune et al (3,22 mmol/l) et Mimoune (1,8 mmol/l) chez la vache.

Le cholestérol dans le liquide folliculaire dérivé de deux sources, synthèse cellulaire à partir de l'acétate et absorption de la lipoprotéine plasmatique. La diminution des concentrations de cholestérol dans les grands follicules pourrait être attribuée à la conversion du cholestérol en hormones stéroïdes, en œstrogène et en progestérone pendant la stéroïdogenèse (Nasroallah et Kolsum, 2013; Alkalby et al., 2011).

IV2.6.Triglycéride

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au Triglycéride sont de 0,550 mmol/l pour le sérum, de 0.459 mmol/l pour le liquide folliculaire.

D'après nos résultats, il n'ya pas une déférence significative de taux de triglycéride entre le sérum et le liquide folliculaire de dromadaire femelle.

Pour le sérum, notre résultat est similaire au Ben Romdhane et al (0.5 mmol/l) chez le dromadaire femelle, et inférieure au Albomohsen et al (1,903 mmol/l) chez le dromadaire femelle.

Pour le liquide folliculaire, notre résultats sont inférieures au Albomohsen et al (0,987 mmol/l) et El-Shahat et al (2,647 mmol/l) chez le femelle de dromadaire et supérieure au Mimoune et al (0,19 mmol/l) et Mimoune (0,15 mmol/l) chez la vache.

Les triglycérides constituent la forme de stockage des lipides dont l'hydrolyse fourniture molécule de glycérol et trois molécules d'acides gras. De ce fait, ils pourraient être des sources alternatives d'énergie pour le développement folliculaire (Mimoune, 2016).



IV2.7.Enzymes sériques

IV2.7.1.ALAT

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au ALAT sont de 19,245 UI/L pour le sérum , de 32 UI/L pour le liquide folliculaire.

Notre résultats d'ALAT montre qu'il ya une déférence significative entre le sérum et le liquide folliculaire chez la femelle du dromadaire.

Notre résultats sont supérieures au Mimoune et al (22,57 UI/L) chez la vache et inférieure au Mimoune (46,28 UI/L) chez la vache.

IV2.7.2.ASAT

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au ASAT sont de 87,395 UI/L pour le sérum et de 105,604 UI/L pour le liquide folliculaire.

Nos résultats montre qu'il ya une déférence significative de taux d'ASAT entre le sérum et le liquide folliculaire.

Pour le sérum, notre résultats sont supérieures au Ben Romdhane et al (61 UI/L) chez la femelle du dromadaire.

Pour le liquide folliculaire, notre résultats sont supérieures au Mimoune et al (83,69 UI/L) chez la vache et inférieure au Mimoune (127,78 UI/L) chez la vache.

IV2.7.3.GGT

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au GGT sont de 20,031 UI/L pour le sérum et de 20,604 UI/L pour le liquide folliculaire.

Dans notre étude, il n'ya pas une déférence significative de taux de GGT entre le sérum et le liquide folliculaire de *camelus dromadairus*.

Pour le sérum, notre résultats sont supérieures à celle de Ben Romdhane et al (12 UI/L) chez la femelle du dromadaire.

Pour le liquide folliculaire, nos résultats sont inférieures à celle de Mimoune et al (23,46 UI/L) chez la vache et supérieures au Mimoune (18,92 UI/L) chez la vache aussi.

GGT, ALAT et ASAT sont des enzymes sériques présentes dans le foie, impliquées dans la dégradation et le transport des acides aminés. L'activité de ces enzymes augmentes lors de troubles hépatocellulaires ou cholestatiques. Il faut noter que la GGT constitue l'un des marqueurs spécifiques du foie chez les ruminants et que l'ASAT est l'indicateur le plus fortement corrélé aux corps cétoniques (Mimoune, 2016), l'élévation du taux de l'ASAT seulement peut indiquer une cytolysse musculaire, le suivi de l'activité des enzymes



hépatiques (surtout la GGT) est indispensable pour interpréter les valeurs des paramètres biochimiques car un dysfonctionnement hépatique peut modifier les concentrations des marqueurs du statut énergétique (Mimoune, 2016).

IV2.8.L'insuline

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives à l'insuline sont de 5,573 ($\mu\text{UI/ml}$) pour le sérum et de 1,385($\mu\text{UI/ml}$) pour le liquide folliculaire.

Dans notre étude, le taux d'insuline présente une différence significative entre le sérum et le liquide folliculaire chez les femelles dromadaires.

Pour le sérum, notre résultats sont supérieures au El-Bahr et al (0,0113 $\mu\text{UI/ml}$) chez le dromadaire femelle.

pour le liquide folliculaire, notre résultats sont supérieures au El-Bahr et al (0.060 $\mu\text{UI/ml}$) chez le dromadaire femelle, Mimoune (0,8 $\mu\text{UI/ml}$) chez la vache et inférieures aux résultats de Mimoune et al (5,03 $\mu\text{UI/ml}$) et Khan et al (6,9 $\mu\text{UI/ml}$) chez la vache.

L'insuline reconnue comme un régulateur des fonctions particulièrement impliquée dans la sélection de la follicule vers l'ovulation. L'insuline est importante signaux métaboliques pour la reprise du cycle local (Dadmarzi, Yadi et Eila, 2015). Nombreux des études ont montré que l'insuline en augmentant le taux d'œstrogènes, stimule la maturation finale du follicule dominant qui mène à la décharge de LH et l'ovulation (Mimoune, 2016).

IV2.9.Progestérone

Dans notre travail on a noté que, les valeurs moyennes relatives au progestérone sont de 0.966 ng/ml pour le sérum et de 90,808 ng/ml pour le liquide folliculaire.

Nos résultats montre qu'il ya une différence significative de progestérone entre le sérum et le liquide folliculaire des femelles dromadaires.

Pour le sérum, notre résultats sont supérieures au El-Bahr et al (0.6 ng/ml) aussi Shujait et al (0.49 ng/ml) chez le dromadaire femelle.

Pour le liquide folliculaire, notre résultats sont supérieures au Shujait et al (1,51 ng/ml) chez le dromadaire femelle et inférieure au El-Bahr et al (158,3 ng/ml) chez la femelle du dromadaire.

La composante hormonale la plus abondante dans le liquide folliculaire, la progestérone (P4) est critique pour les stades finaux du développement du follicule et pour l'ovulation (Megan et Drapkin, 2014), dans le liquide folliculaire la progestérone est



synthétisée comme substance intermédiaire et joue un rôle important dans le développement folliculaire (Deshpande et Pathak, 2010).





Conclusion

Conclusion

Dans le follicule ovarien, l'ovocyte en développement est entouré par le liquide folliculaire, qui est un transsudat de sérum modifié par métabolisme d'activités folliculaires. En plus de répondre aux besoins nutritionnels de l'ovocyte en développement, le liquide folliculaire maintient également un environnement approprié pour la maturation de l'ovocyte, toute modification dans ce liquide peut influencer sur l'ovocyte et donc sur la reproduction de la femelle dromadaire.

Dans ce travail, certains paramètres du profil hormonal (progestérone et insuline) et biochimique (glucose, protéines totales, triglycérides, ASAT, ALAT, PAL, GGT, bilirubine totale, urée, créatinine et cholestérol total), nous a permis de noter qu'il y a des corrélations faibles sans signification de compositions biochimiques et hormonales entre le sérum sanguin et le liquide folliculaire chez les femelles dromadaires, à l'exception des paramètres protéine totale. Nos résultats illustrent que: les moyennes de glycémie, urée, créatinine, protéine totale, cholestérol et insuline sont plus élevées dans le sérum sanguin par rapport au liquide folliculaire. Par contre les moyennes de ASAT, ALAT et progestérone sont plus élevées au liquide folliculaire par rapport au sérum sanguin.

Donc la seule corrélation significative dans votre étude c'était entre la protéine totale sanguine et la protéine totale du liquide folliculaire avec $R = 0.647$.

Les changements métaboliques du sérum sanguin peuvent se refléter dans la composition biochimique, hormonale du liquide folliculaire et pourrait influencer indirectement la qualité des ovocytes et deviennent des facteurs limitant les capacités de reproduction.

A travers ce travail, nous avons assuré que le dosage des certains paramètres biochimiques et hormonales dans le liquide folliculaire et le sérum sanguin étaient des outils très bénéfiques afin d'étudier certains aspects des follicules ovariennes chez les femelles dromadaires, bien que plusieurs études restent à réaliser dans le futur afin de mieux caractériser la reproduction chez le dromadaire.



Référence bibliographique

Référence bibliographique

1. **Ague, K.M. 1998.** Etude de la filière du lait de chamelle (*Camelus dromedarius*) en Mauritanie. Thèse de docteur vétérinaire de la faculté de médecine, de pharmacie et d'odontostomatologie de Dakar.
2. **Albomohsen, H., Mamouei, M., Tabatabaei, S et Fayazi, J. 2011.** Metabolite Composition Variation of Follicular Fluid and Blood Serum in Iranian Dromedary Camels During the Peak Breeding Season. Department of Animal Science, Faculty of Animal and Food Science, Agricultural and Natural Resources Romain (Khuzestan) University, Ahvas, Iran. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 10(3):327-331, 2011 ISSN: 1680-5593.
3. **Al-Juboori, A. nd.** Reproduction in Camels. B.V.M, M.Sc, Ph.D.nd. Veterinary Consultant Secretary General of ISOCARD Research and Development Division Abu Dhabi Food Control Authority, UAE
4. **Amal, M., Abo-El maaty., El-Shahat, K. H. 2012.** Hormonal and biochemical serum assay in relation to the estrous cycle and follicular growth in Arabian mare. Department of Theriogenology, Faculty of Veterinary Medicine, Cairo University, Giza, 12211, Egypt. *Asian Pacific Journal of Reproduction* 2012; 1(2): 105-110.
5. **Anonyme 2. 1993.** Le lait et produits laitiers dans la nutrition humaine, FAO, Rome. 39p.
6. **Anonyme 1. 2006.** Evolution des effectifs du cheptel de 1990 à 2005. Direction des statistiques Agricoles, Ministère de l'Agriculture. Algérie. 102p.
7. **Arshad, H. M., Ahmad, N., Zia-ur-Rahman1, N., Samad, H. A., Akhtar Net Ali, S. 2005.** studies on some biochemical constituents of ovarian follicular fluid and peripheral blood in buffaloes. Department of Animal Reproduction and 1Department of Veterinary Physiology and Pharmacology, University of Agriculture, Faisalabad, Pakistan. *Vet. J.*, 25(4).
8. **Arthur, GH., Andrianarivo, AG., Conrad, PA. 2000.** Reproduction in camels. *Anim Repord Sci* 2000; 60-61: 484-487.
9. **Barka, M. 2005.** Contribution a l'étude des paramètres de production (lait) et de reproduction du dromadaire chez la population sahraoui dans le souf (thèse d'ingénieur d'état non publiée). Université KASDI MERBAH de Ouargla.
10. **Bechir, D. 1983.** L'élevage du dromadaire au Maghreb. Thèse de Doctorat vétérinaire Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort ; n° 101 : p98
11. **Ben Aissa M., 1989.** Le dromadaire en Algérie. Options Méditerranéennes- Série Séminaires. vol.(02): 19-28.

12. **Ben Amor, B.2007.** La reproduction du dromadaire femelle dans la region de oued souf. Mém. Docteur vétérinaire . Centre universitaire EL TAREF. Institut des sciences vétérinaires.

13. **Ben Romdhane, S., Romdane, M.N., Feki, M., Sanhagi, H., Kaabachi, N., et M'bazaa, A.2003.** Valeurs usuelles des principaux constituants biochimiques sériques du dromadaire (*Camelus dromedarius*) Service de Biochimie, École Nationale de Médecine Vétérinaire, 2020 Sidi Thabet, Tunisie .Service de Biochimie, Hôpital la Rabta Tunis, Tunisie Revue Méd. Vét., 2003, 154, 11, 695-702.

14. **Ben Said, S. 2009.** Etude de la sensibilité différentielle de l'hypothalamus à l'oestradiol pour induire le pic préovulatoire de LH et le comportement sexuel : comparaison entre brebis Ile-de-France et Romanov. (thèse de Docteur). Université François – Rabelais.

15. **Bider, D., Shine, S., Tur-Kaspa, I., Levron, J and Dor, J. 1998.**Cortisol concentrations in follicular fluid of 'low responder' patients. IVF–ET Unit, Department of Obstetrics and Gynecology, The Chaim Sheba Medical Center, Tel Hashomer, 52621 and Sackler Faculty of Medicine, Tel Aviv University, Israel. European Society for Human Reproduction and Embryology. vol.13 no.1 pp.27–29, 1998.

16. **Boudjenah-Haroun, S.2012.**Aptitudes a la transformation du lait de chamelle en produits derives :effet des enzymes coagulantes extraites de caillettes de dromadaires. thèse doctorat en sciences biologie. biochimie.83p.

17. **Bouldjib, F., 2015.** Cancer de l'endometre. Universite Constantine 3 .faculte de medicine

18. **Bourzat, D. et Wilson, R.T. 1987.** La Recherche cameline en Afrique. Rev.Sci.Tech.offint. epiz.,6(3) :375-383.

19. **Chethouna, F. 2011.** Etude des caractéristiques physico-chimiques. biochimiques et la qualité microbiologiques du lait camelin pasteurisé. en comparaison avec le lait camelin cru. Thèse de Magister en biologie Option. Microbiologie Appliquée. 75p.

20. **Christian, M. 2009.** La reproduction des grands et petits camélidés domestiques UR18 Systèmes d'élevage et produits animaux, Dep. Environnement et Société, Cirad, TA C18/A, BP 5035, 34 398 Montpellier Cedex 5, France. 18p.

21. **Christopher, R., Harlow, Ph.D., Julian, M., Jenkins, D.M., Robert, M. L., Winston, F. 1997.** Increased follicular fluid total and free cortisol levels during the luteinizing hormone surge University of Bristol, Bristol, and University of London, Institute of Obstetrics and Gynaecology, London, United Kingdom.FERTILITY AND STERILITY. American Society for Reproductive Medicine Published by Elsevier Science Inc.. Vol. 68, No.1, July 1997.

22. **Correra, A. 2006** . Dynamique de l'utilisation des ressources fourragères par les dromadaires des pasteurs nomades du parc national du banc d'ARGUIN (MAURITANIE). Thèse Docteur Ecologie et gestion de la biodiversité. Muséum national d'histoire naturelle de paris. 42 P
23. **Deshpande, S. B., Pathak, M. M. 2010**. Hormonal and Biochemical Profiles In Follicular Fluid of Unovulated Follicles in Superovulated Goats Ovaries Reproductive Biology Research Unit Anand Agricultural University, Anand-388110 (Gujarat). *Veterinary World* Vol.3(5):221-223.
24. **El-Bahr, S.M., Ghoneim, I.M et Waheed, M.M. 2015**. Biochemical and hormonal analysis of follicular fluid and serum of female dromedary camels (*Camelus dromedarius*) with different sized ovarian follicles. Elsevier. *Animal Reproduction Science*. Department of Physiology, Biochemistry and Pharmacology (Biochemistry), College of Veterinary Medicine and Animal Resources, King Faisal University, P.O. Box: 400, Al-Hufuf 31982, Saudi Arabia.
25. **Elecsys, 2011**. Insuline MCE . étude n°: B99P027. 29 mars 2011.
26. **Elias, E., Bedrak, E., Yagil, R. 1984**. Estadiol concentration in the serum of the one humped camel (*Camelus dromedarius*) during the various reproductive stages. *Gen Comp. Endocrinol* ; vol. 56, n°2, p. 258-264
27. **Ellouze, S., et Kamoun M. 1989**. Evolution de la composition du lait de dromadaire en fonction du stade de lactation. *Options Méd.* vol. (6): 307-323.
28. **Elnaggar, MA. 1992**. Reproductive physiologie, mating behavior and semen characteristics of the male dromedary camel. *Proceedings of the 1st International Camel Symposium*; Dubai 1992:48.
29. **El-Shahat1, K.H., Abo-El Maaty, A.M., Moawad, A.R. 2013**. Follicular fluid composition in relation to follicular size in pregnant and non-pregnant dromedary camels (*Camelus dromedaries*). Department of Theriogenology, Faculty of Veterinary Medicine, Cairo University, Giza, Egypt. Department of Animal Reproduction and AI, National Research Centre, Egypt. Department of Obstetrics and Gynecology, McGill University, Montreal, Canada. *Anim. Reprod.*, v.10, n.1, p.16-23, Jan./Mar. 2013.
30. **El-Wishy, A.B., 1988**. A study of the genital organs of the female dromedary (*Camelus dromedarius*). *J. Reprod. Fert.*, 82, 587-593
31. **FAO.2003**. Production year book. Vol. 56.
32. **Farah, Z. 1993**. Composition and Characteristics of Camel Milk ; review. *J. Dairy Res.* vol. (60): 603-626.
33. **Fateh, M ., Ben-Rareal, Z., Benadiva, C A., Mastroianni, L et FLickinger, G L.1998**. Cortisol levels in human follicular fluid. *Reproductive Biology and Endocrinology*

Department of Obstetrics and Gynecology, The Chaim Sheba Medical Center, Tel Hashomer, Israel. Vol 51 , No 3

34. **Faye , B., 2002.** Le dromadaire pédagogique . Collection les savoirs partagés. CIRAD 2002, 1^{er} Edition.54 p.

35. **Faye B., Saintmarting G., Bengoumi M., Diam.L.1997.** Le guide de l'élevage du dromadaire .Libourne, France, Sanofi Nutrition animale, 123 p

36. **Faye, B, 2003** performances et productivité laitière de la chamelle : les donnée de la littérature .a telier sur filière laitière de cameline en Afrique ,5-8 novembre , Niamey

37. **Faye, B. (2004).** Performances et productivité laitière de la chamelle: les données de la littérature. Lait de chamelle pour l'Afrique. FAO. Rome. P. 7-15.

38. **Faye, B. 1997.** Guide de l'élevage du dromadaire. Editions SANOFI. Santé et Nutrition Animale. 126 pages.

39. **Faye, B .2002 .** Le dromadaire pédagogique. Collection les savoirs partagé. CIRAD 2002. 1^{er} Edition. 54p.

40. **Field, C.R. 1979.** Camel growth and milk production in Marsabii district. Northern Kenya. Preliminary report. In: Camels. IFS Symposium. Sudan. 215-240p.

41. **Ghdier A., Arwa Z . ,2007-** étude des caractéristiques physico- chimique , biochimique et bactériologique du lait de chamelle dans la région d'El oued-mémoire docteur vétérinaire p 94

42. **Guerrida, K. 2009.** Contribution à l'étude de la conduite de l'élevage camelines du Sahara septentrional (Cas de Ghardaïa) (thèse d'ingénieur d'état non publiée). Université KASDI MERBAH de Ouargla

43. **Haddadin, M.S.Y., Gammoh, S.I. et Robinson, R.K. 2008.** Seasonal variations in the chemical composition of camel milk in Jordan. Journal of Dairy Research 75 (1), p. 8-12.

44. **Hartley, B.J. 1980.** Camel in the hom ofAfrica. -Stockholm, IFS : 109-123 Richard, D. 1985. Le Dromadaire et son élevage.- Maisons-Alfort: IEMVT. -162p. -(Etudes et synthèses de l'IEMVT; 12).

45. **Hasanpoor, K., Asghari Moghadam, M., Mamoei, M., Taghi Beigi Nasiri, M., Hasanpoor, J. 2013.** Investigation of Right and Left Ovary's Size and Weight and Comparison of Serums Concentration of Glucose, Urea and Cholesterol and Different Sized Follicles Fluid in Hybrid Cow in Khuzestan Province. International Journal of Science and Engineering Investigations, Volume 2, Issue 19, August 2013. ISSN: 2251-8843.

46. **Higuenz. 1989.** La santé des dromadaires et ses pathologies. Libye. In B.RABIE;D.FATMA ZOHRA; 2003. Performences des la reproduction de dromadaire dans

la région d'oued souf. Projet de fin d'étude en vue de l'obtention d'un diplôme de docteur en médecine vétérinaire. Université de SAAD DAHLEB –BILDA-

47. **Ismail, M.D., Al-Mutairi, S.E. (1998).** Milk production potential of dairy camels in Northern Saudi Arabia. Dans Dromadaires et chameaux, animaux laitiers: actes du colloque de Nouakchott, Mauritanie, 24-26 octobre 1994, Coll. Colloques, CIRAD, Montpellier, France, 35-40.

48. **Jasra, A. et Mirza, M. A. (2004).** Camel production systems in Asia. ICAR Technical Series n°11. p. 37-49.

49. **Jassim Alkalby, M.A., Bushra, F.H et Fahad, T.A. 2011.** study on some hormonal and biochemical constituents of follicular fluid and blood plasma in buffaloes. Department of physiology and pharmacology, College of Veterinary Medicine, University of Basrah, Basrah, Iraq. Department of Medicine and surgery and Obstetric, , College of Veterinary Medicine, University of Basrah, Basrah, Iraq. Bas.J.Vet.Res.Vol.11, No.1, 2012.

50. **Joshi, C.K., Yvas, K.K., Pareek, P.K., 1978.** Studies on the oestrus cycle in Bikaneri she-camels. Indian J. Anim Sci; vol. 48, n° 2, p 141-145

51. **Joshi, C.K.M., Vyas, K.K.M., Pareek, P.K. 1978.** Studies on the oestrus cycle in Bikaneri she-camels. Indian J. Anim Sci; vol. 48, n° 2, p 141-145

52. **Joshim, C.K., Yvas, K.K., Pareek, P.K., 1978.** Studies on the oestrus cycle in Bikaneri she-camels. Indian J. Anim Sci; vol. 48, n° 2, p 141-145

53. **Karray, N., Lopez, C., Olivon, M., Attia, H. 2005.** La matière grasse du lait de dromadaire: Composition, microstructure et polymorphisme. Oléagineux, Corps gras, Lipides. 12(5-6), 439-446.

54. **Khan, B.B., Iqbal, A. et Riaz, M. 2003.** Production and Management of Camels. Dept. Livestock Management. University of Agriculture Faisalabad. Pakistan

55. **Khan, F.A., Das G.K., Megha Pande., Pathak M.K et Sarkar M. 2011.** Biochemical and hormonal composition of follicular cysts in water buffalo (*Bubalus bubalis*) Elsevier. Animal Reproduction Science. Department of Pathobiological Sciences, 1656 Linden Drive, University of Wisconsin-Madison, Madison, WI 53706, United States.

56. **Knoess, K.H. 1977.** The camel as a meat and milk animal. World Anim. Rev.vol.(22): 3-8.

57. **Knoess, K.H. Makjdun, A.J., Rafiq, M., et Hafeez, M. 1986.** Milk Production Potential of the Dromadary with special reference to the province of Penjab World Anim. Rev.vol. (57): 11 -21.

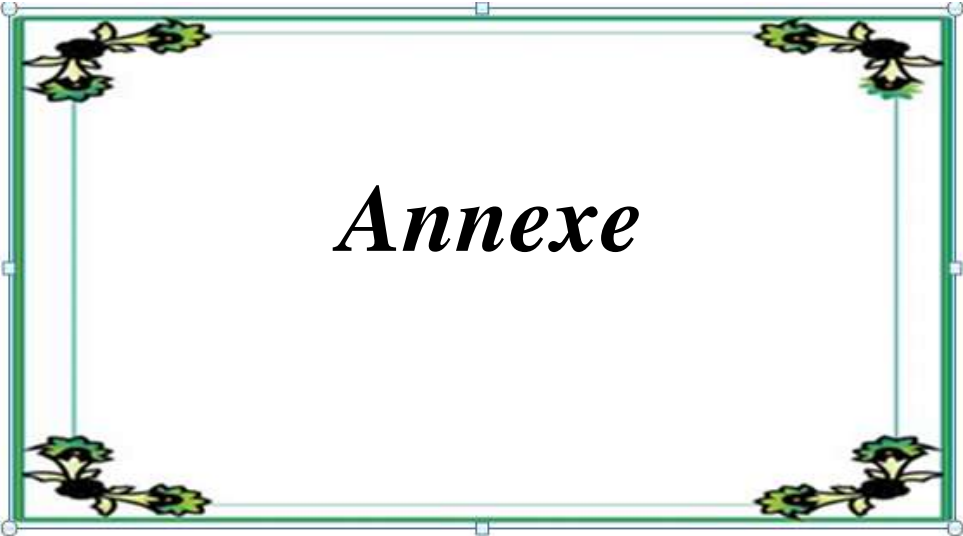
58. **Labidi, R., Ben Abd-Elhamid., Touati, S. 2012.** Contribution a l'etude des caracteristique physico-chimique et biochimique du lait de chamelle (population sahraoui) dans la region d'el-oued. these de licence acadimique .d'el-oued.snv .62p.
59. **Lasnami. 1986.** Le dromadaire en Algerie «Prespectives d'avenir» I.N.A. EL HARRACH-ALGER.
60. **Lasnami, K. 1986.** Le dromadaire en Algérie (perspectives d'avenir). Thèse de magistère en science agronomique. INA El-harrach.76p.
61. **Madjour, A. 2014.** Etude comparative des caractéristique physico-chimiques du lait collecté à partir des chameles (*Camelus dramadairius*) conduites selon deux systèmes d'élevage (extensif et semi-intensif). Thèse magister en biologie. Biochimie appliquée.87p.
62. **MADR, 2011 .** Ministère d'Agriculteur et Développement Rural. Statistiques agricoles. Série B (2010-2011)
63. **Marie, M., Anouassi, A., 1986.** Mating-induced luteinizing hormone surge and ovulation in female camel (*Camelus dromedarius*). Biol. Repord; vol.35, n° 4, p.792-798.
64. **Marie, M., Anouassi, A., 1987.** Induction of luteal activity and progesterone secretion in the non-pregnant one-humped camel (*Camelus dromedaries*). J. Repord. Fertil., vol. 80, n°1, p. 183-192.
65. **Martinez, D. 1989.** Note sur la production du lait de dromadaire en secteur péri-urbain en Mauritanie. Revue Elev. Méd. vét. Pays trop., 42(1) : 115-116 ;
66. **Maryam Dadmarzi, M., Jafar Yadi, J et Eila, N. 2015.** Comparison of some metabolites in blood and ovarian follicular fluid in different sizes in Holstein dairy cows. Department of Animal Science, College of Animal science, Karaj branch, Islamic Azad University, Alborz, Iran. Department of Veterinary Science, Islamic Azad University, Saveh branch, Saveh, Iran. EISSN: 2223-0343.
67. **Megan, M E et Drapkin, R. 2014.** The hormonal composition of follicular fluid and its implications for ovarian cancer pathogenesis. Reproductive Biology and Endocrinology. Department of Medical Oncology, Dana Farber Cancer Institute, Harvard Medical School, 450 Brookline Avenue, Boston, MA 02115, USA.
68. **Mehaia, M A., Hablas, M A., Abdel-Rahman, K M., et El-mougy, S A.1995.** Milk composition of Majaheim, Wadah and Hamra camels in Saudi Arabia. Food Chemistry.vol. (52): 115-122.
69. **Merk, H., Rath, D., Musa, B et El-Nagger, M.A. 1990.**Reproduction in camels food and agriculture organization of the united nations Rome, 1990. 63p.
70. **Messaoudi, B. 1999.** Point de situation sur l'élevage camelin en Algérie, les premiers journées sur la recherche cameline Ouargla, 25-26-27 Mai 1999. pp 13-14

71. **Messekher, I., Chabour, N., Menani, M.R. nd.** remontée de la nappe phréatique du souf. conséquences et solutions envisagées. Faculté des Sciences de la Terre, Université de Tebessa,
72. **Miloudi, A., Remini, B. 2011.** mecanisme et remedes de la remontee des eaux de la nappe traditionnel de la region du souf. 1er Séminaire International sur la Ressource en eau au sahara : Evaluation, Economie et Protection, le 19 et 20 janvier 2011(ouargla)
73. **Mimoune, N., 2016.** les kystes ovariennes chez la vache, épidémiologique et histopathologique. Thèse de doctorat 2016
74. **Mimoune N., Kaidi R., Azzouz MY., Zenia S., Benaissa MH., England G. 2017** Investigation on diagnosis and metabolic profile of ovarian cysts in dairy cows. Kafkas Univ Vet Fak Derg, 23 (4): 579-586, 2017. DOI: 10.9775/kvfd.2017.17394
75. **Mohammed, A. A et Kassab, A. Y. 2015.** metabolic changes in blood and ovarian follicular fluid in baladi goats as affected by storage time duration. Department of Animal Production, Faculty of Agriculture, University of Assiut, 71526, Egypt, Department of Animal Production, Faculty of Agriculture, New Valley, University of Assiut, 71526, Egypt. Egyptian J. Anim. Prod. (2015) 52(1):47-54.
76. **Mosalah, M., Hammadi, M et KHorchani, T nd.** Productivité de élevage camelin dans les parcours du sud tunisien, p de 343 à 347
77. **Moslah, M. 1994.** La production laitière du dromadaire en Tunisie. Actes du Colloque : "Dromadaires et chameaux animaux laitiers". Nouakchott. Mauritanie. 65p.
78. **Moslah, M. 1994.** La production laitière du dromadaire en Tunisie. Actes du Colloque "Dromadaires et chameaux animaux laitiers", 24-26-octobre, Nouakchott, Mauritanie.
79. **Musa B. E., Abu Siniena M.E. 1978.** Clinical pregnancy diagnosis in the camel and a comparison with bovine pregnancy. Vet. Rec., vol.102. n°1, p 7-10 Abstract.
80. **Musa, B.E., Abu Sineina, M. E. 1978.** The oestrus cycle of the camel (*Camelus dromedarius*). Vet. Rec; vol. 103, n°25, p 556-557.-pubMed
81. **Nandi, S., Suresh, K P et Mondal, S. 2012.** Ammonia and urea levels in blood and ovarian follicular fluid in cattle fed with normal and protein rich or imbalanced diet: A meta-analysis. National Institute of Animal Nutrition and Physiology, Adugodi, Bengaluru, Karnataka 560030 India. Indian Journal of Animal Sciences 83 (5): 557–559.
82. **Nasroallah, M.k et Kolsum, M. 2013.** A Review of Biochemical Metabolites Concentration and Hormonal Composition of Ovarian Follicular Fluid in Domestic Animals. Young Researchers and Elites Club, Kerman Branch, Islamic Azad University, Kerman, Iran. Annual Review & Research in Biology 3(3): 246-255, 2013.

83. **Nawito, MF., Shalash., Hoppe, R., Rakha, AM. 1967.** Reproduction in female camel. Bull. Anim. Sci. Res. Inst., Cairo; n°2, pp. 82.
84. **Ortho-Clinical Diagnostics. 2013.** VITROS Immunodiagnostic Products Progesterone.Inc.100 Indigo Creek Drive Rochester, NY 14626. N° de pub.
85. **Osman, A., 1965.** Anatomical study of the female genital system of the one-humped camel (*Camelus dromedarius*): 1. The ovaries. *Sudan J. Vet. Sci. Anim. Husb.*, 6, 41-52
86. **Ould Ahmed, M. (2009).** Caractérisation de la population des dromadaires (*Camelus dromedarius*) en Tunisie. Thèse de doctorat en sciences agronomiques. Institut national agronomique de tunisie.
87. **Peyre De Fabregues, B. 1989.** Le dromadaire dans son milieu naturel. Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.vol. (42): 127-132.
88. **Ramet, J.P. 1993.** La technologie des fromages au lait de dromadaire (*Camelus dromedarius*). Etude F.A.O. Production et santé animales 113p.
89. **Ramet. 1987.** Production de fromages à partir de lait de chamelle en Tunisie. Rapport mission FAO. Rome. vol.(1) : 1–33.
90. **Richard, D et Gerald, D. 1989.** La production laitière des dromadaires Dankali (Ethiopie). Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trp.vol.(42): 97-103.
91. **Rosetti, G. et Congiu, S. (1955).**Zootechnical and veterinary investigations on the domestic animals of Somalia. Mogadishu: IspettoratoVeterinario.
92. **Rufai, N., Razzaque, W. A. A et Shah, A. 2013.** Biochemical Parameters of Follicular Fluid in Cyclic and Acyclic Sheep. Division of Veterinary Gynaecology and Obstetrics, SKUAST-Jammu, J & K. VOL 7 NO 2.
93. **Shehab-El-Deen, M.A.M.M., Leroy, J.L.M.R., Fadel, M.S., Saleh, S.Y.A, . Maes, D., Van Soom, A. 2009.** Biochemical changes in the follicular fluid of the dominant follicle of high producing dairy cows exposed to heat stress early post-partum Elsevier. Animal Reproduction Science. Department of Reproduction, Obstetrics and Herd Health, Faculty of Veterinary Medicine, Ghent University, Salisburylaan 133, B-9820 Merelbeke, Belgium.
94. **Sibouker, O. 2011.**Potentiel nutritif du lait collecté localement à partir de chamelle « Population Sahraoui » : un atout pour la sécurité alimentaire de la population locale. UKMO.67p
95. **Siboukeur, O. 2007.** Etude du lait camelin collecté localement : caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques ; aptitudes à la coagulation.thèse de doctorat en Sciences Agronomiques université INA ELHarrach-Alger.95p.
96. **Skidmore, J.A. 2000.** Ovarian kinetics and control of ovulation. In : Skidmore J.A. and Adams G. P. (Eds). Recent advances in Camelid reproduction. (www.ivis.org).

97. **Skidmore, J.A., billah, M., Allen, W.R., 1996.** The ovarian follicular wave pattern and induction of ovulation in the mated and nonmated one-humped camel (*Camelus dromedarius*). *J. Reprod. Fertil.*, vol. 106: 185-192.
98. **Skidmore, J.A., billah, M., Allen, W.R., 1996.** The ovarian follicular wave pattern in the mated and nonmated one-humped camel (*Camelus dromedarius*). *J. Reprod. Fertil.*, 49: 545-548. Abstract .
99. **Souilem et Barhoumi. 2009.** Physiological particularities of dromedary (*Camelus dromedarius*)and experimental implications. *Scand. J.Lab. Anim. Sci.*, 36(1)
100. **Stewrath, J., Mccann, S.H.E., Northrop, A.J., Lamming, G.E., Flint A.P.F.1989.** Sheep anti-luteolytic interferon cDNA sequence and analysis of mRNA levels. *J. Mol. Endocrinol.*, 2: 56-70.
101. **Tayeb, M.A., 1953.** Les organes génitaux de la chamelle. *Rev. Elev. Méd. Vét. Pays Trop.*, 6, 17-21
102. **Tekq-agbo, A. 1998.** impact socio-economique du dromadaire (*Camelus dromedarius*)-au niger. (thèse docteur vétérinaire publiée). université cheikh anta diop de dakar.
103. **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
104. **Tibary A., Anouassi A. 1997.** Theriogenology in camelidae: Anatomy, physiology, pathology and artificial breeding. Rabat, Maroc, Institut agronomique et vétérinaire Hassan II, p. 486.
105. **Trinder, P., 1969.** "Determination of blood glucose using an oxidaseperoxidase system with a non-carcinogenic chromogen". *J. Clin. Path.* 22 (2): 158–161. doi:10.1136/jcp.22.2.158. PMC 474026 . PMID 5776547.
106. **Wangoh, J., Farah, Z and Puhan, Z. 1998** .Composition of Milk from 3 Camels (*Camelusdromedarius*) Breeds in Kenya during Lactation. *Milchwissenschaft*, 53: p136-139.
107. **Wilson, R.T. 1984.** The camel. Ed. Longman, London.121p
108. **Wilson, R.T. 1998.** The Tropical Agriculturalist: Camels. Macmilan Education Ltd. London and Basingstoke. 33-89P.
109. **Xu, Y. S., Wang, H.Y., Zeng, G. Q., Jiang, G. T., Gao, Y.H., 1985** Hormone concentration before and after semen-induced ovulation in the Bactrian camel (*Camelus bactrianus*). *J. Reprod. Fertil.*, vol 74, n°2m p. 341-346. Abstract
110. **Yagil, R. 1982.** Camels and Camel Milk. FAO, Animal Production and Health, Paper .vol.(26): 1-69.

111. **Yagil, R. 1985.** The Desert camel; comparative physiological adaptation. Ed KARGER.109-120p.
112. **Yagil, R. 1986.** Le Chameau: autosuffisance en productions animales dans les zones frappées par la sécheresse. Rev. Mond. Zootech., (57): 2-10.
113. **Yagil, R. and Etzion, Z. 1980.** Effect of drought conditions on the quality of camel milk. J. Dairy. Res.vol. (47): 159-166.
114. **Yagil, R., Zagorsky, O., and Van Creveld, C. 1994.** Science and camel's milk production. Actes du Colloque "dromadaires et chameaux animaux laitiers" Nouakchott, Mauritanie.75p.
115. **Yasin, S.A et Wahid, A. 1957.** Pakistan camels. A preliminary survey. Agric. Pakist. Vol.(8): 289-297.
116. **Zarrouk, A., Souilem, O., Beckers, J. F. 2003.** Actualités sur la reproduction chez la femelle dromadaire (*Camelus dromedarius*). Revue lev. Méd. vét. Pays trop., 2003, 56 (1-2) : 95-102.
117. **Zarrouk, Souilem. O, Beckers. J. F. 2002** .Actualités sur la reproduction chez la femelle dromadaire (*camelus dromedarius*) in : revue Elev. Méd. Vét. Pays trop, 2003, 56(1-2) : 95-102.
118. **Zia-Ur-Rahman., Bukhari, S.A., Ahmad, N., Akhtar,N., Ijaz, A., Yousaf1, MS et Haq, IU. 2008.** Dynamics of Follicular Fluid in One-humped Camel (*Camelus dromedarius*). Department of Physiology and Pharmacology, Faculty of Veterinary Science, University of Agriculture, Faisalabad 38040, *Reprod Dom Anim* 43, 664–671 (2008); doi: 10.1111/j.1439-0531.2007.00967.x ISSN 0936-6768 Pakistan
119. **Zitout, MS. 2007.** Contribution a l'étude des paramètres de production (lait) et de reproduction du dromadaire chez la population CHAAMBI dans la région Metlili (thèse d'ingénieur d'état non publiée). Université KASDI MERBAH de Ouargla.



Annexe

Annexe



Figure 01: Dromadaires femelles (photo originale 2017)



Figure 02: Méthode de séparation du sang
(photo originale 2017)



Figure 03: Station de filtrage
(photo originale 2017)



Figure 04: Appareil génitale
(photo originale 2017)

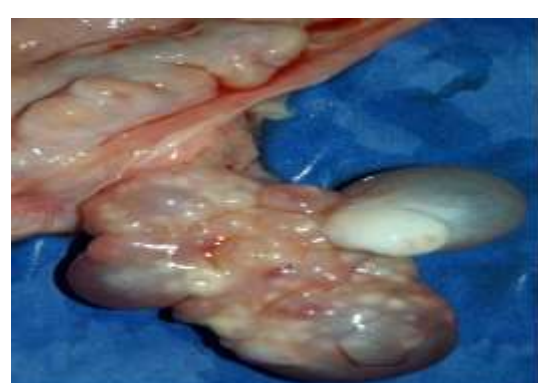


Figure 05: Ovaire et follicule mure
(photo originale 2017)

Résumé

La présente étude visait à caractériser certains constituants biochimiques et hormonaux dans le sérum sanguin et le liquide folliculaire des femelles dromadaires féminins, et de comparer notre résultats avec d'autre étude réalisée soit pour la femelle dromadaire soit pour autre espace.

Les échantillons du sérum sanguin et du liquide folliculaire ont été analysés pour les différents compositions biochimiques et hormonales comprenant: glycémie, urée, créatinine, protéine totale, triglycéride, cholestérol, GGT, ALAT, ASAT, insuline et progestérone. Les résultats de la présente étude ont révélé qu'il ya une déférence très hautement significative de glycémie, urée, créatinine, cholestérol, ALAT, ASAT, insuline et progestérone ($p < 0.001$), déférence hautement significative de protéine totale ($p < 0.01$) et aucune variation significative de triglycéride et GGT ($p > 0.05$). Dans notre étude le moyen de glycémie pour le sérum sanguin est de 4,99 (mmol/l) et pour le liquide folliculaire est 2,49 (mmol/l). Concernent l'urée le moyen de sérum sanguin est 2.911 (mmol/l), le moyen de liquide folliculaire est 1,796 (mmol/l). Toutefois, le moyen de créatinine pour le sérum est 107,958 ($\mu\text{mol/l}$) et pour le liquide folliculaire est 76.076 ($\mu\text{mol/l}$). Ce qui concerne le moyen de protéine totale dans le sérum est 69,064 (g/l) et dans le liquide folliculaire est 63.467 (g/l). Le moyen de cholestérol dans le sérum sanguin est 2,314 (mmol/l), dans le liquide folliculaire est 0,215 (mmol/l). Pour le triglycéride le moyen de sérum sanguin est 0.55 (mmol/l) et de liquide folliculaire est 0,459 (mmol/l). Le GGT ayant une moyenne de 20,031 (UI/l) dans le sérum sanguin et 20,604 (UI/l) dans le liquide folliculaire. Concernent l'ALAT leur moyen est 19,254 (UI/l) de sérum sanguin et 32 (UI/l) de liquide folliculaire. Le moyen d'ASAT dans le sérum sanguin est 87,395 (UI/l) et dans le liquide folliculaire 105,604 (UI/l). Pour l'insuline le moyen de sérum sanguin est 5,573 ($\mu\text{UI/ml}$) et dans le liquide folliculaire est 1,385 ($\mu\text{UI/ml}$). Enfin le moyen de progestérone dans le sérum sanguin est 0,966 (ng/ml) et dans le liquide folliculaire 90,808 ($\mu\text{UI/ml}$).

Mots clé: le sérum sanguin, le liquide folliculaire, compositions biochimiques, compositions hormonales, dromadaires féminins.

المخلص

هدفت هذه الدراسة إلى توصيف بعض المكونات الكيميائية الحيوية و الهرمونات في مصل الدم والسائل الجريبي من الإبل الإناث، ومقارنة نتائجنا مع دراسة أخرى سواء ناقة أو نوع اخر.

وقد تم تحليل عينات من مصل الدم والسائل الجريبي لمختلف التراكيب الكيميائية الحيوية والهرمونية التي تضم: الجلوكوز، واليوريا، والكرياتينين، البروتين الكلي والدهون الثلاثية والكوليسترول، GGT، ALAT، ASAT، الأنسولين وهرمون البروجسترون. كشفت نتائج هذه الدراسة أن هناك تغير جد ملحوظ لدى الجلوكوز واليوريا، والكرياتينين، والكوليسترول، ALAT، ASAT، الأنسولين وهرمون البروجسترون ($P < 0.001$) و ان هناك تغير ملحوظ بالنسبة للبروتين الكلي ($P < 0.01$)، وعدم وجود أي تغيير في الدهون الثلاثية و GGT ($p > 0.05$). وفي دراستنا وجدنا ان متوسط نسبة السكر في الدم لمصل الدم 4.99 (mmol/l) و في السائل الجريبي 2.49 (mmol/l). اما معدل اليوريا في الدم هو 2.911 (mmol/l)، متوسطها في السائل الجريبي هو 1.796 (mmol/l). ومع ذلك، الكرياتينين في المصل هو 107,958 (mmol/l) والسائل الجريبي هو 76,076 (mmol/l). وفيما يتعلق البروتين الكلي في مصل الدم هو 69,064 (g/l) وفي السائل الجريبي هي 63 467 (g/l). متوسط الكوليسترول في مصل الدم هو 2.314 (mmol/l) في السائل الجريبي هو 0.215 (mmol/l). للدهون الثلاثية في الدم المتوسطها 0.55 (mmol/l) والسائل الجريبي هو 0.459 (mmol/l). GGT معدله 20,031 (UI/l) في مصل الدم و 20.604 (UI/l) في السائل الجريبي. ALAT يتصل متوسطه الى 19.254 (UI/l) في المصل و 32 (IU / L) في السائل الجريبي. متوسط AST في مصل الدم هو 87.395 (UI/l) و 105,604 في السائل الجريبي (UI/l). متوسط الأنسولين في مصل الدم هو 5.573 (μ UI/l)، وفي السائل الجريبي هو 1.385 (μ UI/ml). وأخيرا البروجسترون في مصل الدم هو 0.966 (ng/l)، و 90.808 في السائل الجريبي (μ UI/ml).

كلمات المفتاحية: مصل الدم، السائل الجريبي، التراكيب الكيميائية الحيوية، التراكيب الهرمونية، الإبل الإناث.