

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



Domaine : Sciences de la nature et de la vie
Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Master
en
Médecine vétérinaire

THEME

**Étude préliminaire de quelques paramètres
biochimiques sanguins chez le dromadaire en Algérie
(*Camelus dromedarius*)**

Présenté par :
Melle CHEKCHEK Samira

Soutenu publiquement, le 07 Décembre 2020

Devant le jury :

Mme Bouhamed R	MCB (ENSV)	Présidente
Mme Bouayad L	MCA (ENSV)	Examinatrice
Mr Goucem R	MAA (ENSV)	Promoteur

2019-2020

Remerciements

Ce travail est l'aboutissement d'un dur labeur et de beaucoup de sacrifices.

Je remercie Dieu le tout puissant de m'avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

*Tout d'abord, ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de **M. Goucem**, que je remercie pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant la préparation de ce mémoire.*

*Merci à **Mme Bouhamed** de m'avoir fait l'honneur de bien vouloir présider le jury, ainsi qu'à **Mme Bouayad** d'avoir accepté de prendre de son temps pour examiner ce modeste travail.*

*Nos remerciements s'adressent également à l'inspecteur vétérinaire **Dr Daoudi Toufik** (Beni Ounif, Béchar), pour son aide pratique, son soutien moral et ses encouragements.*

*Je remercie en particulier **M. Zouambi**, enseignant de biochimie, pour m'avoir donné l'occasion extraordinaire de réaliser nos analyses.*

*Un grand merci également à **Mlle Meriem**, ingénieure de laboratoire de biochimie à l'ENSV, pour son soutien inconditionnel, ses encouragements, ses conseils et les critiques qui ont guidé mes réflexions, et qui a accepté de me rencontrer et de répondre à mes questions.*

Je souhaite également remercier tous les professionnels et les collègues qui ont bien voulu m'aider dans le but de faciliter l'élaboration de ce travail.

Que toute personne ayant pris part de près ou de loin à la réalisation de ce travail trouve ici l'expression de ma vive reconnaissance.

Sincères remerciements.

Dédicaces

À l'aide de dieu le tout puissant,

Je dédie ce modeste travail :

À mes parents :

*Mon père **Abd Ellah** et ma mère **Djemaa**. Grâce à eux, j'ai pu arriver là où je suis maintenant. Que Dieu les bénisse et me les garde.*

*À ma chère sœur **Djamila** pour sa patience, son amour et ses encouragements.*

*À mes frères et petites sœurs **Mohammed, Ibrahim, Youssef, Hamid, Khaoula et Houda**.*

*À mes chers amis **Salem Chaima, Benhamadi Djamila, Boussioud Hadria, Takouba Aicha, Sebti Ilham, Zali Ibtissam, Bakria Masouda, Cheraba El Batoul, Charef Okba et Rajouh Yassine**.*

À tous mes enseignants et au personnel de l'ENSV.

Samira

Déclaration sur l'honneur

Je soussignée **Mlle CHEKCHEK Samira**, déclare être pleinement consciente que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi qu'une fraude caractérisée. En conséquence, je m'engage à citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire.

Signature

A handwritten signature in blue ink, consisting of a large, stylized loop followed by a horizontal line and a long, sweeping underline.

Table des matières

Introduction	1
1. Objectifs et buts de l'étude	3
2. Caractéristiques de la zone d'étude	3
a. Situation géographique	3
b. Climatologie	3
c. Cheptels et modes d'élevage	4
3. Matériels et méthodes	4
a. Milieu d'étude	4
b. Matériel d'étude	4
i. Modèle animal	4
c. Méthodologie	4
i. Prélèvement de sang	4
iii. Méthodes d'analyse	6
1. Examen microscopique	6
Principe de l'analyseur automatique :	8
<input type="checkbox"/> Variation d'impédance	8
<input type="checkbox"/> Mesure optique	9
<input type="checkbox"/> Dosage d'hémoglobine	9
iv. Paramètres biochimiques	9
<input type="checkbox"/> Principe de la spectrophotométrie	10
<input type="checkbox"/> Matériel de dosage	10
1. Glycémie	11
2. Protéines totales	12
3. Cholestérol	13
4. Urée	15
5. Créatinine	16
6. ASAT	17
4. Résultats et discussion	1
a. Interprétation des résultats de coloration panoptique	19
b. Variation des paramètres hématologiques et biochimiques en fonction de l'âge	22
i. Paramètres hématologiques	22
1. Taux d'hématocrite	22
2. Hémoglobine	23
ii. Paramètres biochimiques	24
1. Glycémie	24
2. Urée	26
3. Créatinine	27
4. Protéines totales	29
5. Cholestérol	30
6. ASAT	31
Conclusion	1
Perspectives	33

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau 1 : Valeurs moyennes des taux d'hématocrite en fonction de l'âge	22
Tableau 2 : Valeurs moyennes d'hémoglobine en fonction de l'âge.....	23
Tableau 3 : Valeurs moyennes de la glycémie en fonction de l'âge	24
Tableau 4 : Valeurs moyennes de l'urémie en fonction de l'âge chez le dromadaire	26
Tableau 5 : Valeurs moyennes de la créatinine chez le dromadaire en fonction de l'âge.	28
Tableau 6 : Valeurs moyennes des protéines totales en fonction de l'âge.....	29
Tableau 7 : Valeurs moyennes de la cholestérolémie en fonction de l'âge	30
Tableau 8 : Valeurs moyennes de l'ASAT en fonction de l'âge	32

Liste Des Figures

Listes des figures

Figure 1 : Communes limitrophes de Rouiba.....	3
Figure 2 : Cheptel de dromadaires <i>Camelus dromedarius</i> (photo originale).....	4
Figure 3 : Tubes héparinés et à EDTA (photo originale).....	5
Figure 4 : Lame porte-objet et lame rodée (photo originale).....	6
Figure 5 : Centrifugeuse à hématocrite et tubes capillaires	7
Figure 6 : Automate d'hématologie (Horiba)	9
Figure 7 : Spectrophotomètre (a), micropipettes (b), vortex (c) (photos personnelles).....	10
Figure 8 : Bain-marie	11
Figure 9 : Frottis sanguin de dromadaire au microscope optique (G×40).....	19
Figure 10 : Frottis sanguin d'un jeune dromadaire en microscope optique (G×100)	20
Figure 11 : Polynucléaire neutrophile au microscope optique (×100)	20
Figure 12 : Petit lymphocyte de dromadaire au microscope optique (×100)	21
Figure 13 : Monocyte au microscope optique (G×100)	21
Figure 14 : Valeurs moyennes des taux d'hématocrite en fonction de l'âge	22
Figure 15 : Valeurs moyennes d'hémoglobine en fonction de l'âge	24
Figure 16 : Valeurs moyennes de la glycémie en fonction de l'âge.....	25
Figure 17 : Valeurs moyennes de l'urémie en fonction de l'âge	26
Figure 18 : Créatinémie moyenne en fonction de l'âge	28
Figure 19 : Valeurs moyennes de la protéinémie en fonction de l'âge	29
Figure 20 : Cholestérolémie moyenne en fonction de l'âge.....	31
Figure 21 : Valeurs moyennes de l'ASAT en fonction de l'âge.....	32

Introduction

Le dromadaire occupe une place distincte dans l'histoire et le patrimoine algérien, un lien qui remonte à des milliers d'années car cet animal était considéré comme un compagnon du nomade dans sa vie, son établissement et ses voyages. Il est adapté aux régions désertiques, au stress climatique, à la sécheresse et à la sous-nutrition. Il présente à ce titre tout un ensemble de mécanismes physiologiques témoignant de cette adaptation.

La présence du dromadaire dans les zones sahariennes joue un rôle important, vu sa grande capacité à transformer des ressources alimentaires médiocres, qui sont souvent inexploitable par d'autres espèces animales domestiques (notamment les plantes halophytes et épineuses) en produits comestibles (lait, viande,...).

C'est un animal qui s'adapte mieux que n'importe quel autre animal d'élevage aux conditions désertiques. Sa morphologie, sa physiologie et son comportement particuliers lui permettent de conserver son énergie, se priver de boire pendant de nombreuses périodes, recycler l'azote et se contenter d'une alimentation médiocre (Aichouni, 2011).

Les études scientifiques et les recherches effectuées à travers le monde restent insuffisantes et montrent combien les connaissances actuelles sur les camelins présentent des lacunes. Leur isolement, leur faible densité et leur large mobilité rendent leur étude difficile. La plupart des résultats obtenus se rapportent à des sujets peu nombreux et dans des milieux contrôlés, ce qui entraîne une remarquable variabilité des résultats. Ces derniers ne permettent pas une analyse objective des potentiels productif et reproductif de cet animal, comparés aux autres espèces domestiques, d'où l'intérêt de la présente contribution à la connaissance de cet animal, et particulièrement de ses paramètres biochimiques sanguins qui peuvent constituer des indicateurs plus ou moins fidèles de l'état nutritionnel et sanitaire des animaux ; ils permettent éventuellement de détecter des carences alimentaires et de diagnostiquer des pathologie cliniques et subcliniques. Ainsi, l'appréciation correcte de l'état physiologique d'un animal dépend de la combinaison intelligente des résultats de laboratoire, des examens cliniques et des commémoratifs (Kelanemer, 2002).

Dans la présente étude, les paramètres hématologiques et biochimiques, ainsi que les valeurs moyennes de ces paramètres sont évalués, et seront discutés en fonction de l'âge. Pour éluder cette question, il est, en effet, nécessaire d'établir des valeurs de référence.

L'hypothèse générale est que les constantes physiologiques comprennent des constituants biochimiques, hématologiques, histologiques, microscopiques et autres, en relation avec les maladies, troubles métaboliques, déséquilibres nutritionnels, carences alimentaires, conditions

Introduction

d'environnement, stress et autres, et permettraient de guider les praticiens et éleveurs dans leurs traitements et l'optimisation de l'alimentation et de la gestion de l'élevage.

1. Objectifs et buts de l'étude

La présente étude est effectuée dans le but de collecter certaines données hématologiques de base sur le dromadaire en Algérie, pour la mise en place de valeurs usuelles pour des paramètres sanguins dans un cheptel de dromadaires.

2. Caractéristiques de la zone d'étude

Dans cette partie, les principales caractéristiques de la zone d'étude sont présentées, au sein de laquelle sont effectués les prélèvements. En premier lieu, les principales caractéristiques physiques et climatologiques de la région de Rouïba sont présentées. Dans un deuxième temps, est faite une description détaillée de la ferme et des animaux concernés par l'étude.

a. Situation géographique

Rouïba est une commune de la banlieue est d'Alger. Elle est située à 21 km à l'est d'Alger et s'étend sur 1.000 ha. Cette commune est entièrement dans la partie orientale de la plaine de la Mitidja, à une altitude d'environ 20 m et qui peut aller jusqu'à 10 m près de l'oued El-Biar à l'extrémité est, et 50 m au nord, près de la région de H'raoua, qui marque une exception de la nature plate de Rouïba. À l'ouest, elle est limitée par l'oued El Hamiz caractérisé par ses faibles pentes, ce qui augmente le risque d'inondation.

La population est approximativement de 61.984 habitants.



Figure 1 : Communes limitrophes de Rouïba

b. Climatologie

Le climat est chaud et tempéré. L'hiver de Rouïba se caractérise par des précipitations bien plus importantes qu'en été. Elle affiche une température annuelle moyenne de 18,2 °C. Sur l'année, la précipitation moyenne est de 680 mm.

c. Cheptels et modes d'élevage

Dans cette région, les élevages pratiqués sont surtout ceux des bovins, caprins, ovins, équins et aviaires. Cependant, durant les dernières années, l'introduction d'élevages camelins représente un intérêt assez particulier, bien que les conditions environnementales de cette région diffèrent de celles des régions sahariennes où les élevages de dromadaires sont dominants.

3. Matériels et méthodes

a. Milieu d'étude

L'étude est réalisée au laboratoire de biochimie de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire (ENSV) d'Alger, durant le mois de mars 2020, sur des prélèvements effectués dans la région de Rouïba, décrite précédemment.

b. Matériel d'étude

i. Modèle animal

Ce travail est réalisé sur un cheptel de 11 dromadaires (*Camelus dromedarius*), dont 5 femelles allaitantes âgées de 7 ans et 6 jeunes chamelons de 2 à 3 mois. Ces animaux appartiennent à la race locale croisée. Les animaux sont cliniquement sains après examen clinique (fig. X).



Figure 2 : Cheptel de dromadaires *Camelus dromedarius* (photo personnelle)

c. Méthodologie

i. Prélèvement de sang

Des prélèvements sanguins sont réalisés afin d'explorer les formules hématologiques et biochimiques.

Le dromadaire est un animal difficile à maîtriser, d'où l'importance d'une contention adéquate. L'animal est placé en décubitus sternal, les membres repliés sous lui. Cette position dite "du baraqué" facilite la prise de sang. Le cou est replié contre le corps de l'animal, assurant une stase

veineuse. À noter que le cou chez le dromadaire joue un rôle de balancier pour reprendre la position debout, et par conséquent, cette position rend tout mouvement intempestif ou relever impossibles.

Une légère pression à la base du cou permet de repérer la veine jugulaire caractérisée par un diamètre assez important. Après désinfection soignée du point de prélèvement, près de la tête, des aiguilles fines, à usage unique, moins traumatisantes pour l'animal, sont utilisées, ainsi que des tubes vacutainer. Les tubes utilisés sont sous vide, rendant la récolte du sang plus facile.

Deux sortes de tubes sont utilisées :

- ✓ Tubes à EDTA (Éthyle Diamine Tétracétate) (violette), un anticoagulant chélateur du calcium, permettant de conserver la forme des cellules pour réaliser un hémogramme (Numération Formule Sanguine), un frottis sanguin, et des analyses biochimiques.
- ✓ Tubes héparinés (verts) pour l'ionogramme et l'activité sérique de l'ALAT et de l'ASAT.

Les tubes sont identifiés par l'âge et le sexe de chaque dromadaire.



Figure 3 : Tubes héparinés et à EDTA (photo personnelle)

ii. Réalisation des frottis sanguins

Pour avoir exploré les différents éléments figurés du sang de dromadaire sous microscope optique, des frottis sanguins sont réalisés dans les premières heures après prélèvement, afin d'éviter tout changement morphologique des cellules sanguines.

Pour chaque animal, deux frottis sanguins sont réalisés à l'aide d'une lame porte-objet en verre, sur laquelle est déposée une goutte de sang prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur en verre, à usage unique, dans les tubes de sang sur EDTA.

Ensuite, cette goutte est étalée avec une lame rodée positionnée à 45°. Il est nécessaire d'assurer un bon séchage des lames et une bonne fixation en ajoutant quelques gouttes de méthanol. Les lames utilisées sont marquées au stylo à pointe de diamant.



Figure 4 : Lame porte-objet et lame rodée (photo personnelle)

- **Coloration :**

La coloration des frottais sanguins est réalisée grâce à la coloration MGG (May Grunwald-Giemsa), nécessitant les substances suivantes :

- ✓ Colorant de May-Grunwald
- ✓ Colorant de Giemsa
- ✓ Solution tampon ($\text{KH}_2\text{PO}_4 + \text{Na}_2\text{HPO}_4$)

Le protocole de coloration avec MGG est en annexe n° 1.

- **Stockage et mode d'obtention des sérums :**

Les tubes à sang sont gardés en position verticale et transportés dans une glacière dont la température est environ de +4°C vers le laboratoire d'analyses biochimiques de l'ENSV.

Après réception des prélèvements, et avant la centrifugation, sont tout d'abord analysés les taux d'hématocrite et d'hémoglobine car ces paramètres nécessitent du sang total.

Les tubes sont ensuite centrifugés à 3.000 tr/mn pendant 5 mn pour récupérer le sérum, puis les échantillons sont congelés entre -15° et -20°C.

iii. Méthodes d'analyse

1. Examen microscopique

Les lames colorées sont examinées sous microscope optique, qui permet d'analyser qualitativement et quantitativement les cellules sanguines. Cet examen évalue l'aspect et le nombre de cellules sanguines, détecte toute anomalie et repère d'éventuels parasites.

Pour la lecture, une première observation grossière du frottis à faible grossissement (objectif $\times 10$) est réalisée pour contrôler la qualité de l'étalement, allant de la tête jusqu'à la queue du frottis. Ensuite, un grossissement intermédiaire (objectif $\times 40$) permet d'apprécier la morphologie des hématies (anisocytose, polychromatophilie) et mettre en évidence la présence d'éléments figurés anormaux (parasites). Enfin, une observation plus précise est réalisée à l'objectif à immersion ($\times 100$), et à un grossissement $\times 1.000$ pour la reconnaissance et la différenciation des leucocytes.

2. Analyses hématologiques

Les paramètres hématologiques étudiés sont le taux d'hémoglobine (Hb) qui est réalisé par l'automate d'hématologie Mindray, et le taux d'hématocrite.

a. Hématocrite

L'hématocrite (HT) est le volume occupé par les globules rouges dans le sang par rapport au volume total de sang, exprimé en pourcentage. Il est mesuré pour diagnostiquer certaines anomalies comme l'anémie.

- **Matériel :**

- Tube capillaire : diamètre = 1,5 mm, longueur = 75 mm
- Cire molle en pâte à modeler
- Centrifugeuse à hématocrite.



Figure 5 : Centrifugeuse à hématocrite et les tubes capillaires

- **Principe :**

- ✓ Placer l'extrémité du tube capillaire dans le tube de prélèvement (EDTA). Le sang pénètre dans le tube par capillarité.
- ✓ Boucher avec la cire molle l'autre extrémité du tube capillaire.

- ✓ Identifier les prélèvements sur chaque tube.
- ✓ Déposer les différents tubes capillaires dans une des rainures du plateau de la centrifugeuse.
- ✓ Centrifuger à 4.000 tours pendant 5 mn.
- ✓ Lecture du résultat : rapport entre la hauteur des globules (G) et la hauteur totale de sang (T) :
 $HT = G/T$.

3. Taux d'hémoglobine

Le dosage d'hémoglobine (Hb) est obtenu grâce à l'automate d'hématologie.

Principe de l'analyseur automatique :

Les automates d'hématologie sont des appareils plus ou moins complexes utilisés pour la réalisation de l'hémogramme. Il existe essentiellement deux principes de comptage utilisés par les laboratoires :

❖ Variation d'impédance

Cette méthode de référence appelée "principe Coulter" détermine la taille des cellules sanguines par l'utilisation des variations d'une résistance électrique. Le passage des cellules à travers une ouverture induit un déplacement d'un volume égal de fluide conducteur. Un courant électrique est appliqué au niveau de cette ouverture et chaque passage d'une cellule à travers l'ouverture provoque alors une augmentation de la résistance électrique. Cette augmentation est traduite en impulsions électriques dont la hauteur est directement proportionnelle au volume cellulaire. La détermination de la taille de la cellule est donc basée sur le déplacement du liquide, et on obtient par conséquent la mesure du volume cellulaire (c'est-à-dire le VGM) directement.

Le nombre de globules rouges est déterminé par le total d'impulsions enregistrées. Le taux d'hémoglobine est alors déduit selon la formule : $Hb = GR \times VGM/10$.



Figure 6 : Automate d'hématologie Horiba (photo personnelle)

❖ **Mesure optique**

Elle associe la cytométrie en flux et la diffraction lumineuse. La source de lumière peut être un laser ou une lampe au tungstène. La cytométrie en flux consiste à faire défiler une à une des cellules devant un faisceau laser. D'abord, un système d'hydrofocalisation permet de canaliser les cellules et de les faire passer en file indienne. Lors de leur passage à travers le laser, elles émettent des signaux lumineux qui sont analysés par l'ordinateur associé au cytomètre. Ces signaux peuvent être de plusieurs natures, comme par exemple une diffraction de la lumière par la cellule qui est alors liée à sa taille, ou un signal de fluorescence émis spontanément par la cellule ou parce qu'elle a été marquée par un antigène ou une coloration.

❖ **Dosage d'hémoglobine**

L'hémoglobine des échantillons de sang est analysée par la méthode de cyanméthémoglobine dont l'Hb et tous ses dérivés sont transformés par un réactif à base d'acide cyanhydrique en cyanméthémoglobine. Cette dernière est dosée sur spectrophotométrie à 540 nm.

Réaction biochimique :

Hémoglobine + acide cyanhydrique => Cyanméthémoglobine.

iv. Paramètres biochimiques

Les paramètres biologiques dosés lors de l'étude sont la glycémie, les protéines totales, le cholestérol, l'urée, la créatinine et l'aspartate amino-transférase (ASAT). Les dosages sont choisis selon la disponibilité des réactifs dans le laboratoire de biochimie. Ils sont déterminés par

des méthodes colorimétriques, mais ils sont réalisés manuellement et la lecture s'effectue par un spectrophotomètre.

Les protocoles de dosage varient selon le paramètre recherché. Le principe général du dosage colorimétrique est une réaction biochimique entre un prélèvement biologique et un réactif spécifique au paramètre dosé. Cette interaction paramètre-réactif résulte en une coloration particulière dont l'intensité est mesurée par spectrophotométrie. Les kits des réactifs Spinreact sont utilisés pour les différents dosages.

❖ Principe de la spectrophotométrie :

C'est une méthode d'analyse grâce à laquelle on parvient à déterminer le taux d'absorbance d'une substance chimique, c'est-à-dire sa capacité d'absorption de la lumière. Le principe de la spectrophotométrie est simple dont l'appareil réalise une mesure de l'intensité de la lumière qu'il reçoit, une fois celle-ci passée à travers un récipient transparent (cuvette dont la matière doit être adaptée à la longueur d'onde), contenant la solution à étudier. A partir de l'intensité de la lumière qui est émise (notée I_0) et d'après la mesure de l'intensité de la lumière transmis (I), l'appareil calcule l'absorbance (A). La formule algébrique de cette opération est : $A = \log(I_0/I)$.

❖ Matériel de dosage :

Le matériel de dosage utilisé comprend des micropipettes de 10 et 1.000 μ l, des tubes à essai, des portoirs, un spectrophotomètre, les réactifs, un mélangeur (Vortex) pour homogénéiser les échantillons, un bain-marie, une centrifugeuse, et un ordinateur comprenant un logiciel pour la lecture des résultats de l'ASAT.

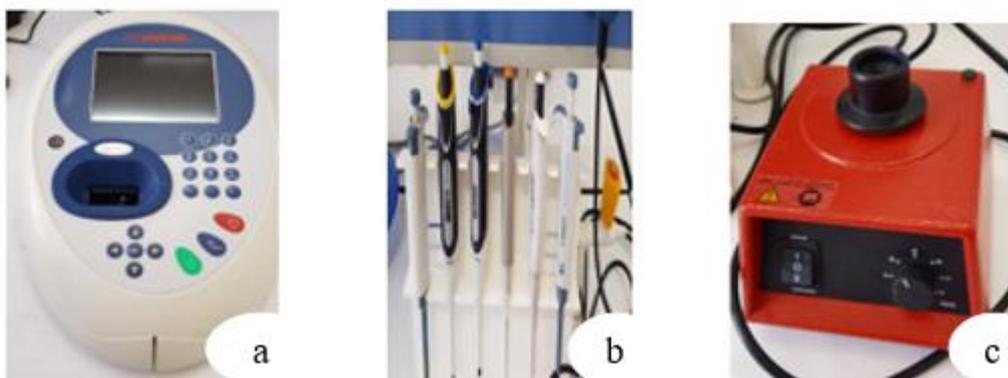


Figure 7 : Spectrophotomètre (a), micropipettes (b), vortex (c) (photos personnelles)



Figure 8 : Bain-marie (photo personnelle)

1. Glycémie

Le dosage de la glycémie est déterminé par la méthode au glucose-oxydase. Le principe de cette dernière repose sur l'action d'une enzyme spécifique du glucose, la glucose-oxydase (God) Cette enzyme catalyse l'oxydation du glucose présent dans le sang en présence de l'oxygène atmosphérique. Cette réaction conduit à la formation d'eau oxygénée et d'acide gluconique. L'eau oxygénée produit est oxydée par un système chromogène en présence de peroxydase (Pod) qui catalyse la réaction. Il se forme ainsi un complexe coloré de couleur caractéristique quantifiable par spectrophotométrie à 505 nm.

L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration du glucose présent dans l'échantillon testé.

Réactions biochimiques :



Réactifs :

R1 Tampon	Tris pH 7,4 : 92 mmol/l Phénol 0,3 mmol/l
R2 Enzymes	Glucose-oxydase (God) 15.000 µl/l Peroxydase (Pod) 1.000 µl/l 4-Aminophénazone (4-AF) 2,6 mmol/l
Glucose Cal	Patron primaire de détection du glucose 100 mg/dl

Préparation :

- Réactif de travail (RT) : dissoudre le contenu d'une capsule d'enzyme R2 dans un flacon de tampon R1.
- Fermer et mélanger doucement jusqu'à dissoudre le contenu.

Stabilité : 1 mois au réfrigérateur (2-8°C) ou 7 jours à température ambiante (15-25°C).

Procédure :

Conditions de test :

- Longueur d'ondes : 505 nm (490-550)
- Cuvette : 1 cm d'éclairage
- Température : 37°C
- Sérum ou plasma sans hémolyse

Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée.

Pipeter dans une cuvette :

	Blanc	Modèle	Échantillon
RT (ml)	1	1	1
Modèle (µl)	-	10	-
Échantillon (µl)	-	-	10

Mélanger et incuber pendant 12 mn à 37°C

La lecture de l'absorption (A) du patron et de l'échantillon se fait en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur reste stable pendant au moins 30 mn.

Calcul :

Échantillon × 100 (concentration du modèle) = mg/dl de glucose dans l'échantillon.

2. Protéines totales

Le dosage des protéines totales est déterminé par la méthode colorimétrique du Biuret. Cette méthode consiste en la réaction des sels de cuivre (Cu²⁺) avec les liaisons peptidiques des protéines totales dans un milieu alcalin. Ces sels contiennent de l'iodure qui agit comme un antioxydant. Ce complexe Cu²⁺-liaison peptidique donne une couleur violette/bleue et l'intensité de cette coloration dépend de la concentration des protéines totales dans l'échantillon analysé.

Réaction :

Milieu alcalin : protéines totales + sels de cuivre => complexe protéines (cuivre coloré).

Réactifs :

R Biuret	Tartrate de potassium (ou de sodium) 15 mmol/l Iodure de sodium 100 mmol/l Iodure de potassium 5 mmol/l Sulfate de cuivre (II) 5 mmol/l Hydroxyde de sodium 1.000 mmol/l
T Protéine Cal	Patron primaire d'albumine bovine 7 g/dl

Préparation :

Tous les réactifs sont prêts à l'emploi.

Procédure :

Conditions de test :

- Longueur d'ondes : 540 nm (530-550)
- Cuvette : 1 cm d'éclairage
- Température : 37°C / 15-25°C
- Sérum ou plasma héparinisé.

Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée.

Pipeter dans une cuvette :

	Blanc	Étalon	Échantillon
R (ml)	1,0	1,0	1,0
Étalon (µl)	-	25	-
Échantillon (µl)	-	-	25

Mélanger et incuber 5 mn à 37°C ou 10 mn à température ambiante.

La lecture de l'absorbance (A) du patron et de l'échantillon se fait en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur reste stable pendant au moins 30 mn.

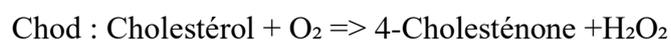
Calculs :

$$\frac{(A)\text{Échantillon} - (A)\text{Blanc}}{(A)\text{Étalon} - (A)\text{Blanc}} \times 7 (\text{concentration de l'étalon}) = \text{g/dl de protéines totales}$$

3. Cholestérol

La méthode utilisée pour le dosage du cholestérol est une méthode colorimétrique (méthode Chod-Pod). Le cholestérol présent dans le sérum subit une chaîne de réactions avec intervention d'enzymes spécifiques qui sont successivement la cholestérol-estérase (Che), la cholestérol-oxydase (Chod) et la peroxydase (Pod), ce qui forme un dérivé quinonique coloré mesuré par spectrophotométrie à 505 nm.

Réactions biochimiques :



Réactifs :

R 1 Tampon	Pipes pH 6,9 : 90 mmol/l Phénol 26 mmol/l
R 2 Enzymes	Cholestérol estérase (Che) 300 U/l Cholestérol oxydase (Chod) 300 U/l Peroxydase (Pod) 1250 U/l 4-Aminophénazone (4-AF) 0,4 mmol/l
Cholestérol Cal	Patron primaire de détection du cholestérol 200 mg/dl contient Triton X-114 10-15%

Préparation :

- Réactif de travail : dissoudre le contenu d'une capsule d'enzyme R2 dans un flacon de tampon R1.
- Refermer et mélanger doucement jusqu'à ce que le contenu soit dissout.
- Stabilité (RT) : 4 mois au réfrigérateur (2-8°C) ou 40 jours à 5-25°C.
- Conserver à l'abri de la lumière.

Procédure :

Conditions de test :

- Longueur d'onde : 505 nm (500-550)
- Cuvette d'1 cm d'éclairage
- Température : 37°C / 15-25°C
- Sérum ou plasma sans hémolyse

Réglage du spectrophotomètre sur 0

Pipeter dans une cuvette :

	Blanc	Étalon	Échantillon
RT (ml)	1	1	1
Étalon (µl)	-	10	-
Échantillon (µl)	-	-	10

Mélanger et incuber pendant 5 mn à 37°C ou 10 mn à température ambiante.

Lire l'absorption (A) du patron et de l'échantillon en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur obtenue reste stable pendant au moins 60 mn.

Calculs :

$$\frac{(A)\text{Échantillon} - (A)\text{Blanc}}{(A)\text{Étalon} - (A)\text{Blanc}} \times 200 \text{ (concentration d'étalon)} = \text{mg/dl de cholestérol dans l'échantillon}$$

4. Urée

La méthode enzymatique colorimétrique de Berthelot permet la détermination quantitative de l'urée. L'urée présente dans le sang est décarboxylée à l'aide d'une enzyme spécifique en milieu aqueux appelée uréase. L'action du mélange de salicylate et d'hypochlorite de sodium (ClONa) sur l'ion ammonium formé (NH₄⁺) en présence de nitroprussiate conduit à un indophénol de couleur verte quantifiable par spectrophotométrie à 580 nm.

Réaction biochimique :



Réactifs :

R1 Tampon	Tampon phosphate pH 6,7 : 50 mmol/l EDTA 2 mmol/l Salicylate de sodium 400 mmol/l Nitroprussiate de sodium 10 mmol/l
R2 ClONa	Hypochlorite de sodium (ClONa) 140 mmol/l Hydroxyde de sodium 150 mmol/l
R3 Enzymes	Uréase 30000 U/l
Urea Cal	Patron primaire de détection d'urée 50 mg/dl

Préparation :

Réactif de travail (RT) : dissoudre une tablette de R3 dans le flacon de R1. Refermer et mélanger doucement jusqu'à dissolution complète du contenu.

Stabilité : 4 semaines à 2-8 °C ou 7 jours à température ambiante (15-25°C).

Le R2 est prêt à l'emploi.

Procédure :

Conditions de test :

- Longueur d'onde : 580 nm
- Cuvette d'1 cm d'éclairage
- Température : 37 / 15-25°C
- Sérum ou plasma héparinisé.

Régler le spectrophotomètre sur 0

Pipeter dans une cuvette :

	Blanc	Étalon	Échantillon
RT (ml)	1	1	1
Étalon (µl)	-	10	-
Échantillon (µl)	-	-	10

Mélanger et incuber 5 mn à 37°C ou 10 mn à température ambiante.

Pipeter :

	Blanc	Étalon	Échantillon
R 2 (ml)	1	1	1

Mélanger et incuber 5 mn à 37°C ou 10 mn à température ambiante.

Lire l'absorbance (A) du patron et de l'échantillon en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur reste stable pendant au moins 30 mn à 15-25°C.

Calculs :

$$\frac{(A)\text{Échantillon} - (A)\text{Blan}}{(A)\text{Étalon} - (A)\text{Blanc}} \times 50 \text{ (concentration de l'étalon)} = \text{mg/dl d'urée dans l'échantillon testé}$$

5. Créatinine

Le dosage de la créatinine est basé essentiellement sur la réaction de Jaffé. En milieu alcalin, la créatinine réagit avec le picrate pour donner un complexe rouge-orangé. On mesure la vitesse de formation de ce complexe dans un intervalle de temps bien choisi pour éviter l'interférence avec d'autres composés.

Réaction biochimique :

Créatinine + acide picrique (+ NaOH) => Picrate alcalin (rouge-orangé)

Réactifs :

R1 (Réactif picrique)	Acide picrique 17,5 mmol/l
R 2 (Réactif alcalinisant)	Hydroxyde de sodium 0,29 mmol/l
Créatinine Cal	Patron premier de détection de la créatinine 2 mg/dl

Préparation :

Réactif de travail (RT) : mélanger des volumes égaux de réactif picrique R1 et de réactif alcalinisant R2.

Stabilité du réactif : 15 jours à 2-8°C ou 7 jours à température ambiante (15-25°C).

Procédure :

Conditions de test :

- Longueur d'onde : 492 nm (490-510)
- Cuvette d'1 cm d'éclairage
- Température : 37°C / 15-25°C
- Sérum ou plasma hépariné

Régler le spectrophotomètre sur 0 en fonction de l'eau distillée

Pipeter dans une cuvette :

	Blanc	Étalon	Échantillon
RT (ml)	1	1	1
Étalon (µl)	-	100	-
Échantillon (µl)	-	-	100

Mélanger et activer le chronomètre.

Consulter l'absorption (A) au bout de 30 secondes puis de 90 secondes (A₂) après avoir ajouté l'échantillon de test.

Calculer : $\Delta A = A_2 - A_1$

Calculs :

$$\frac{\Delta A \text{ Échantillon} - \Delta A \text{ Blanc}}{\Delta A \text{ Étalon} - \Delta A \text{ Blanc}} \times 2 \text{ (concentration d'étalon)} = \text{mg/dl de créatinine dans l'échantillon}$$

6. ASAT

La transaminase glutamo-oxalo-acétique (TGO), appelée aussi aspartate amino-transférase, catalyse le transfert réversible d'un groupe animique de l'aspartate vers l'alpha-cétoglutarate pour former de l'oxaloacétate et du glutamate. L'oxaloacétate produit est réduit en malate en présence de malate déshydrogénase (MDH) et NADH.

La vitesse de réduction de la concentration en NADH, déterminée photo-numériquement, est proportionnelle à la concentration catalytique d'ASAT dans l'échantillon.

Réactions biochimiques :

Alpha-cétoglutarate + aspartate (+ TGO) => Oxaloacétate + glutamate

Oxaloacétate + NADH⁺ (+ MDH) => Malate + NAD

Réactifs :

R1 (Tampon)	TRIS ph 7,8 : 80 mmol/l L-aspartate 200 mmol/l
R2 (Substrat)	NADH 0,18 mmol/l Lactate déshydrogéné (LDH) 800 U/l Malate déshydrogéné (MDH) 600 U/l α -cétoglutarate 12 mmol/l

Préparation :

Réactif de travail RT : dissoudre une tablette de substrat R2 dans une dose de R1.

Procédure :

Conditions de test :

- Longueur d'onde : 340 nm
- Cuvette d'1 cm d'éclairage
- Température : 37°C ou 30°C ou 25°C
- Sérum ou plasma sans hémolyse

Régler le spectrophotomètre sur 0.

Pipeter dans une cuvette :

RT (ml)	1
Échantillon (μ l)	100

Mélanger et incuber pendant 1 mn

Lire l'absorption (A) initiale de l'échantillon, mettre en route le chronomètre et lire l'absorption à chaque minute pendant 3 mn.

Calculer la moyenne de l'augmentation d'absorption par mn (ΔA /min).

Calculs :

$$\Delta A / mn \times 1750 = U/l \text{ d'ASAT.}$$

1. Résultats et discussion

Dans ce chapitre, sont présentés les résultats des frottis sanguins réalisés, ainsi que les variations de 8 paramètres biochimiques, en tenant compte du facteur âge. Les résultats de chaque paramètre sont illustrés dans un tableau regroupant les moyennes et les écart-types. Un graphe est associé afin de faciliter la compréhension des résultats.

a. Interprétation des résultats de coloration panoptique

La coloration de MGG (May-Grunwald Giemsa) des frottis sanguins permet d'effectuer l'étude morphologique des éléments figurés du sang et de déterminer s'il y a présence d'anomalies d'aspect ou de nombre de cellules. L'observation (fig. 9) se fait au microscope à l'objectif $\times 40$ puis à immersion ($\times 100$).

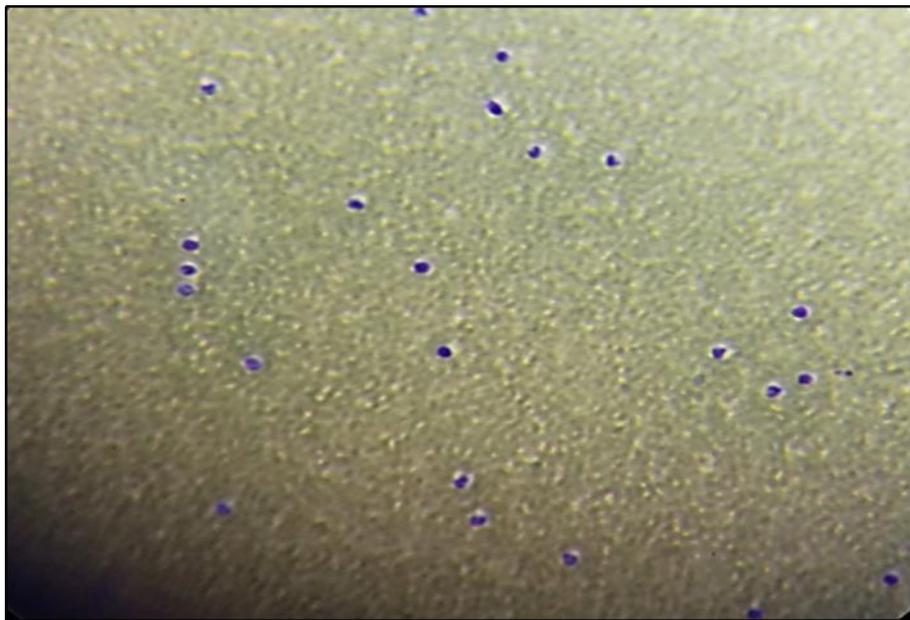


Figure 9 : Frottis sanguin de dromadaire au microscope optique (G $\times 40$)

Ce frottis sanguin observé au faible grossissement montre la présence de nombreux érythrocytes et de différents globules blancs colorés en bleu-violacé.

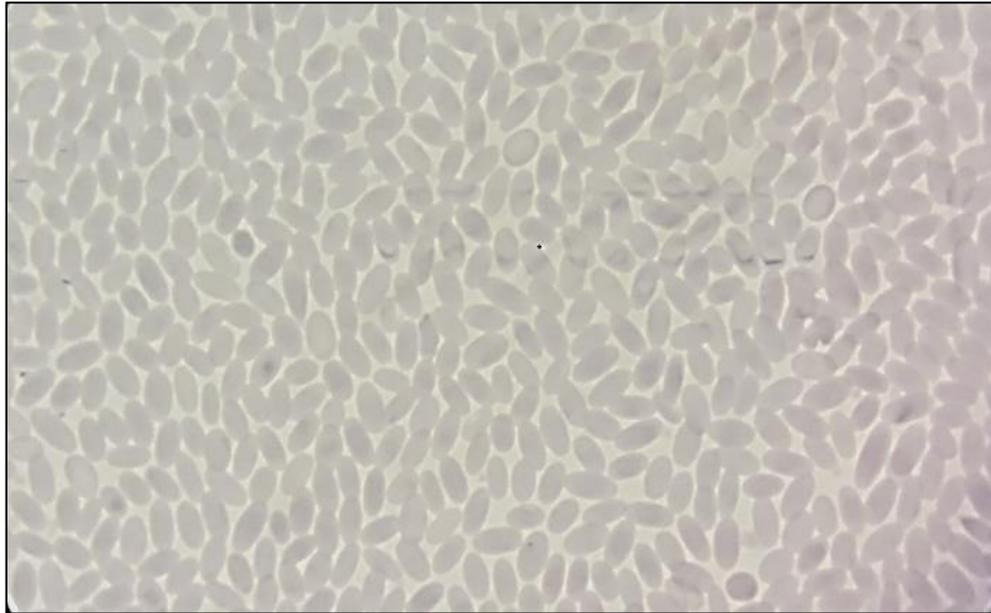


Figure 10 : Frottis sanguin d'un jeune dromadaire en microscope optique (G×100)

Dans ce frottis (fig. 10), les érythrocytes de dromadaire sont anucléés et présentent une forme typique, elliptique (ou ovoïde), avec absence de dépression centrale (convexe).

D'après Faye et Bengoumi (2018), la déshydratation ne provoque pas de changement de la forme ovalaire des érythrocytes, mais une réhydratation rapide cause un changement dramatique de ces dernières qui deviennent circulaires.

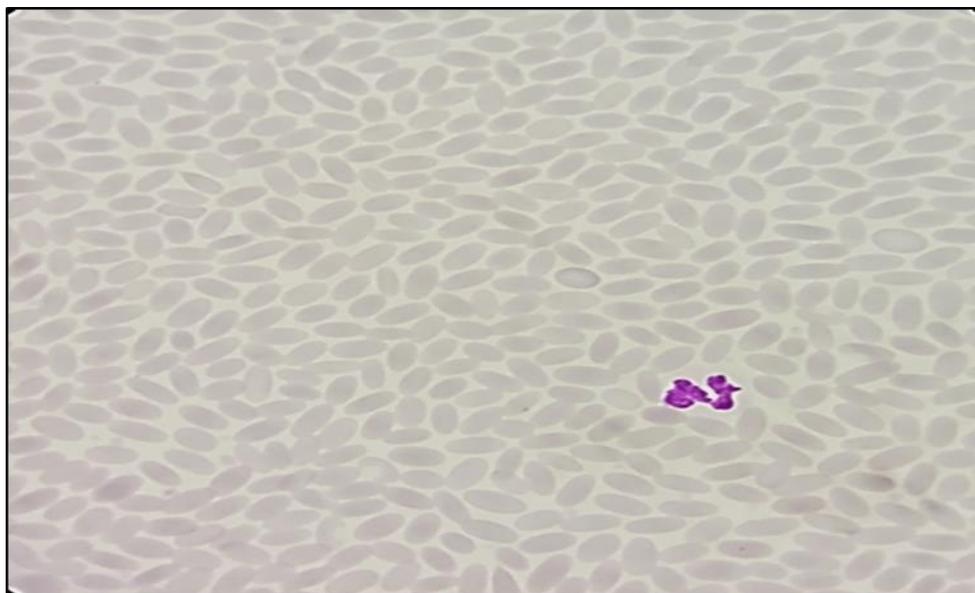


Figure 11 : Polynucléaire neutrophile au microscope optique (×100)

La figure ci-dessus (fig. 11) montre la présence des nombreux érythrocytes et un grand polynucléaire neutrophile. Le neutrophile présente plusieurs lobes nucléaires et un cytoplasme faiblement coloré qui contient des granulations.

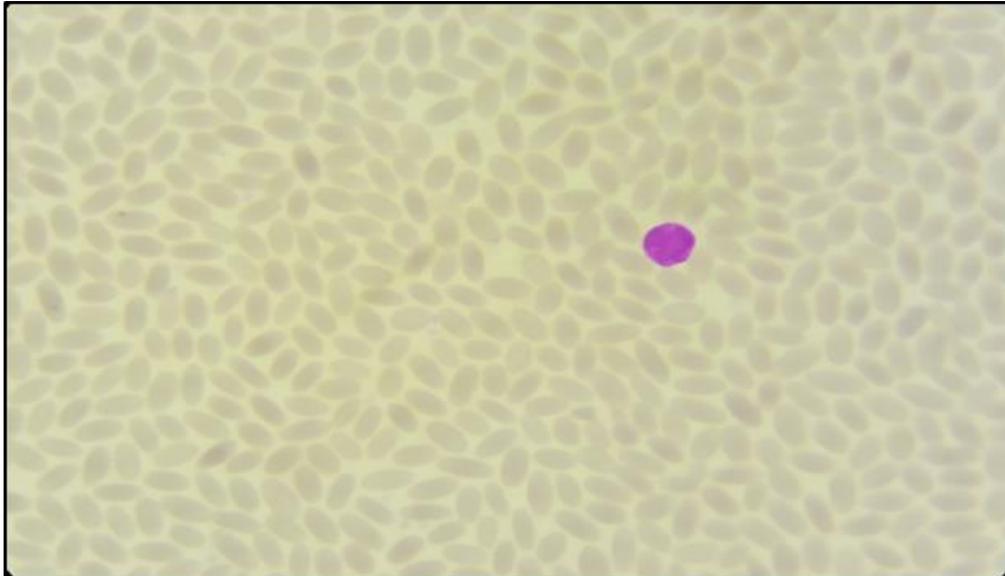


Figure 12 : Petit lymphocyte de dromadaire au microscope optique ($\times 100$)

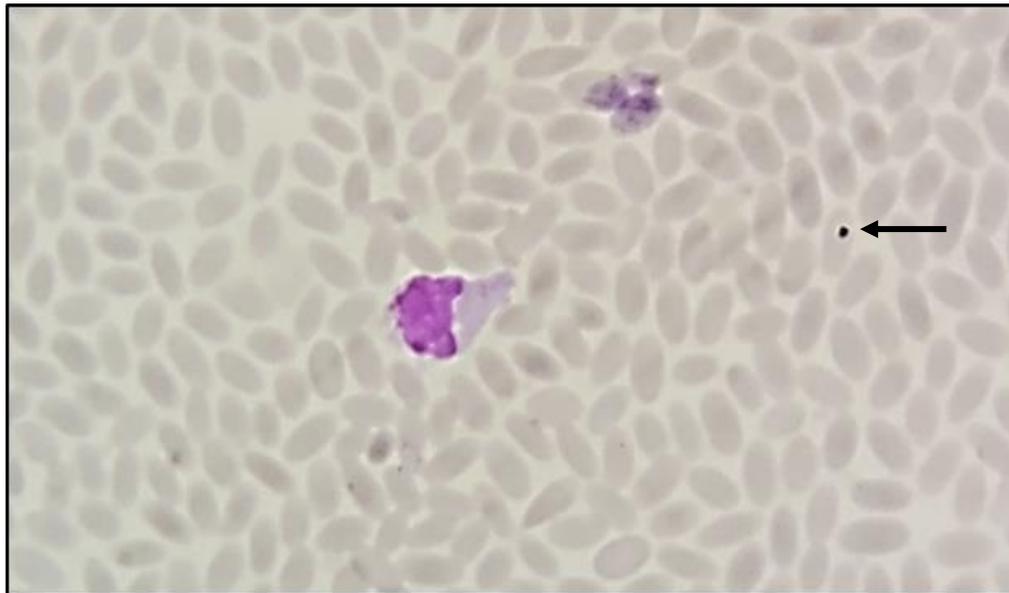


Figure 13 : Monocyte au microscope optique ($G\times 100$)

Sur cette lame (figure 13), le monocyte est très grand, avec une forme quadrangulaire. Son noyau est encoché, non polylobé et le cytoplasme est gris bleu contenant quelques granulations. On observe aussi la présence d'un érythrocyte renfermant les corps de Howell-Jolly (flèche noire)

qui représentent des restes de noyau. Ces débris sont normalement éliminés par les macrophages lorsque les globules rouges passent dans la rate (Hordé, 2014).

b. Variation des paramètres en fonction de l'âge

i. Paramètres hématologiques

1. Taux d'hématocrite

Les valeurs moyennes de taux d'hématocrite chez le dromadaire obtenues dans cette étude varient entre deux valeurs extrêmes (20 et 34%).

Une nette augmentation des taux d'hématocrite est observée avec l'âge : chez les animaux âgés de deux mois, il est de 26,6%, alors qu'il est de 31,6% chez les femelles allaitantes (fig. 6). Ces valeurs sont en accord avec celles trouvées par Mutugi *et al.* (1993), avec des taux d'hématocrite faibles chez les jeunes, de 22,3%, contre 27,2% chez les adultes.

Tableau 1 : Valeurs moyennes des taux d'hématocrite en fonction de l'âge

	Jeunes (2 mois)	Femelles (≥ 7 ans)	Différence
Taux d'hématocrite moyen (%)	26,6 ± 4	31,6 ± 1,28	4,93

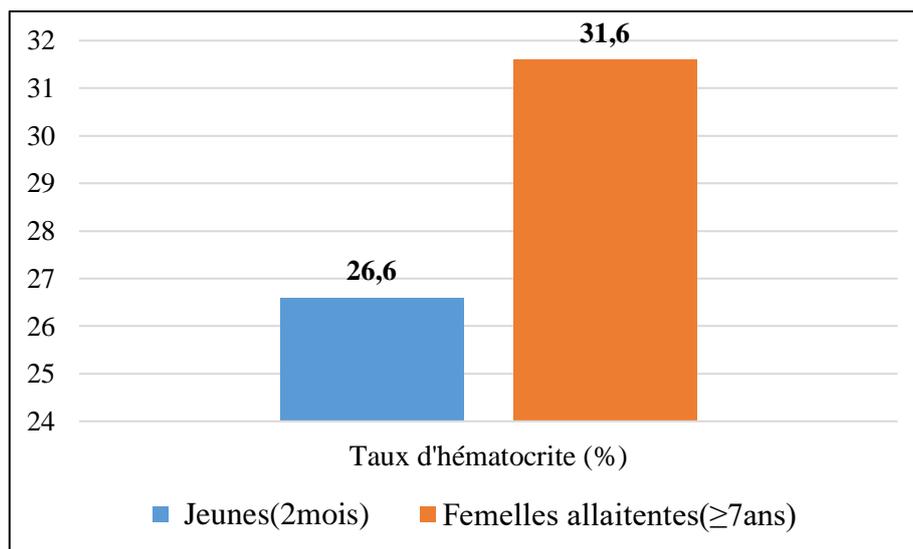


Figure 14 : Valeurs moyennes des taux d'hématocrite en fonction de l'âge

Le taux d'hématocrite est un bon indicateur d'hémorragie, d'anémie ou de polycythémie. En général, il renseigne sur le volume des liquides en circulation (hémodilution, hémococoncentration) lors de la privation d'eau, voire de solutés thérapeutiques. En raison des particularités du biotope du dromadaire (écosystème de climat chaud et aride), l'évaluation de l'hématocrite peut fournir des informations utiles sur l'état de déshydratation de l'animal (Faye *et al.*, 2018).

La valeur moyenne des taux d'hématocrite obtenue dans notre étude est de l'ordre de 29,1%. Cette valeur est comparable à celles des autres herbivores domestiques mais inférieures à celles de la plupart des autres mammifères. Elle est en accord avec les valeurs trouvées par Khanna (1993) chez le dromadaire indien, qui signale une moyenne de 28,5-30%, et avec celles trouvées par Chartier (1986) qui retrouve des taux moyens de 29,2 à 36,5% chez le dromadaire mauritanien. Par contre, Faye *et al.* (1986) rapportent une valeur inférieure d'hématocrite, qui varie entre 22 et 28% chez le dromadaire éthiopien. De même, Yagoub (1988) trouve une valeur moyenne de 26,4% chez le dromadaire soudanais.

La diminution des taux d'hématocrite peut être due à plusieurs facteurs, tels que le parasitisme gastro-intestinal, la coccidiose et la trypanosomose. Cependant, il est augmenté lors d'effort physique qui réduit le volume plasmatique.

La réduction du volume plasmatique lors d'effort intense est moins importante chez le dromadaire que chez les autres espèces, ce qui renforce son adaptation en milieu désertique, en favorisant le stockage de la chaleur au lieu de son élimination par des mécanismes d'évaporation (Faye *et al.*, 2018).

2. Hémoglobine

Comme l'hématocrite, le dosage des concentrations d'hémoglobine est intéressant pour le diagnostic de l'anémie. La valeur moyenne d'hémoglobine enregistrée dans notre analyse est élevée chez les femelles allaitantes, de 15,64 g/dl, avec une valeur minimale de 11,8 g/dl et une maximale de 18,6 g/dl. Par contre, la valeur moyenne est faible chez les jeunes de deux mois, de 11,3 g/dl, avec deux extrêmes : un minima de 1 g/dl et un maxima de 16,1 g/dl (tab.2 et fig 15).

Tableau 2 : Valeurs moyennes d'hémoglobine en fonction de l'âge

	Jeunes (2 mois)	Femelles allaitantes (≥ 7 ans)	Différence femelles-jeunes
Hémoglobine moyenne (g/dl)	11,3 \pm 3,93	15,64 \pm 1,53	4,34

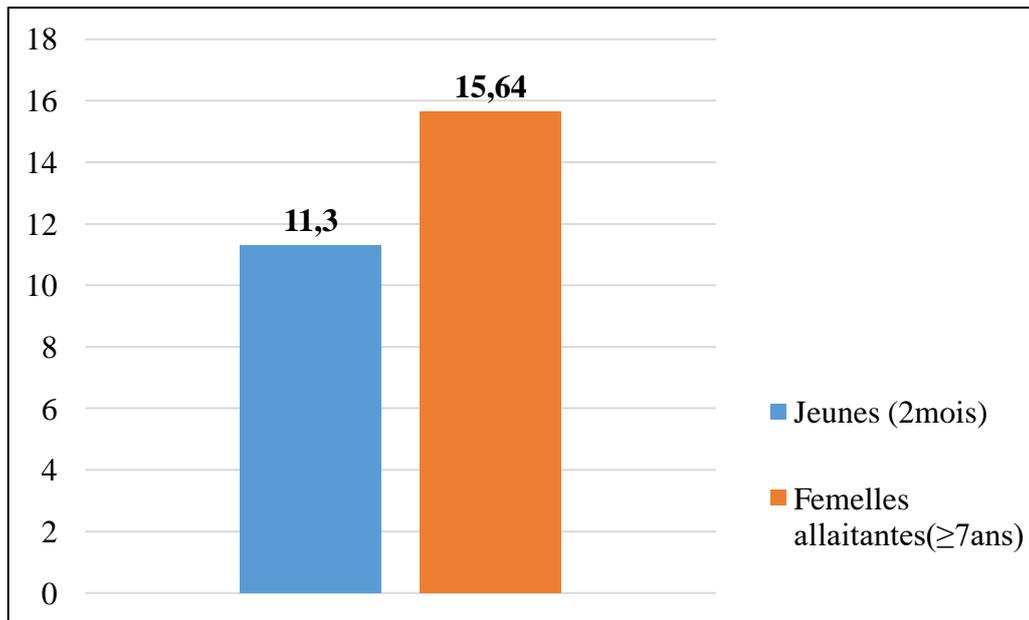


Figure 15 : Valeurs moyennes d'hémoglobine en fonction de l'âge

La valeur moyenne d'Hb déterminée dans notre étude est de 13,47 g/dl. Cette même valeur se situe entre 11 et 15,5 g/100 ml pour Khanna (1993) chez le dromadaire indien et entre 10,4 et 14,2 g/ml pour Durand et Kchouk (1959) chez le dromadaire tunisien. Par ailleurs, nos valeurs sont supérieures à celles obtenues au Nigeria par Mohammed *et al.* (2008), qui sont de 11 g/dl.

i. Paramètres biochimiques

1. Glycémie

L'analyse du glucose sérique du dromadaire montre une concentration moyenne élevée chez les jeunes (2 mois), de 1,09 g/l, avec une valeur minimale de 0,87 g/l et une maximale de 1,32 g/l. Les femelles allaitantes (≥ 7 ans) présentent une glycémie moyenne de 0,82 g/l, avec une minimale de 0,78 g/l et une maximale 0,88 g/l. La comparaison entre les moyennes retrouvées chez les femelles et les jeunes révèle une différence significative de 0,26 g/l, ce qui permet de déduire que l'âge a un effet tangible sur la glycémie (fig. 16 et tab. 3).

Tableau 3 : Valeurs moyennes de la glycémie en fonction de l'âge

	Jeunes (2 mois)	Femelles allaitantes (≥ 7 ans)	Différence
Glycémie moyenne (g/l)	1,09 \pm 1,75	0,82 \pm 0.03	0,26

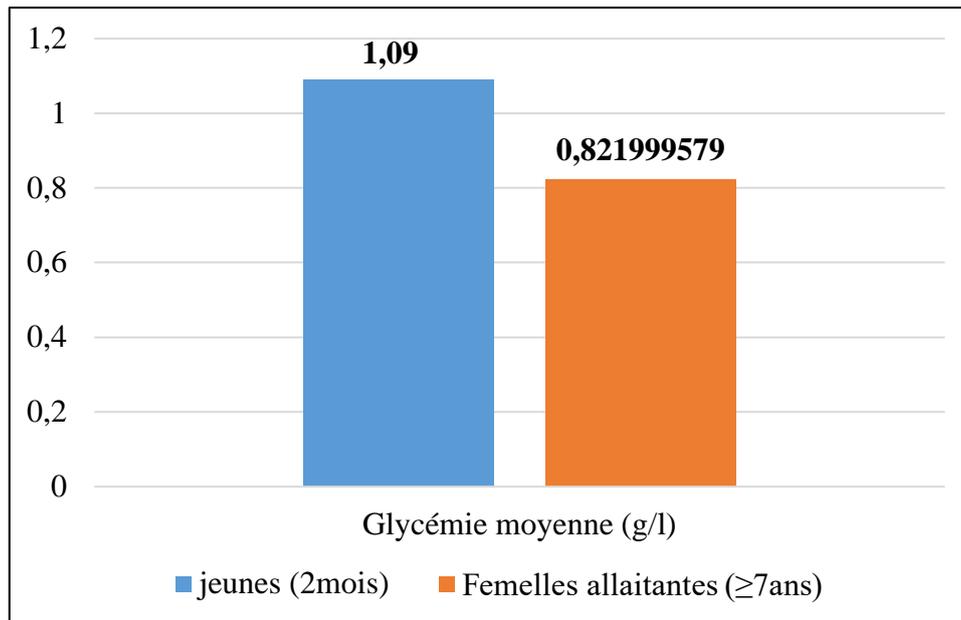


Figure 16 : Valeurs moyennes de la glycémie en fonction de l'âge

Nos résultats sont en accord avec ceux retrouvés dans la bibliographie : selon Faye et Mulato (1991), la glycémie est élevée chez les jeunes, de l'ordre de $0,73 \pm 0,23$ g/l, alors que les adultes présentent des valeurs plus faibles, de l'ordre de $0,58 \pm 0,25$ g/l.

Les mêmes résultats sont retrouvés chez les jeunes des autres ruminants avant la période de rumination (6 semaines) qui débute chez les camelins après 2 semaines. Cependant, l'âge n'a aucun effet sur la glycémie chez les dromadaires selon Ghodsian *et al.* (1978). Ainsi, Al-Ali *et al.* (1988) rapportent une glycémie élevée, de $1,38 \pm 0,17$ g/l chez les camelins de 2 à 3 ans. Cette concentration élevée décrite chez les jeunes est liée à la consommation de lait riche en lactose, une concentration importante des hormones de croissance, et surtout le stress lors du prélèvement (Faye *et al.*, 2018).

La glycémie moyenne obtenue dans cette étude est de l'ordre 0,95 g/l. Elle est comparable à celle trouvée par Aichouni (2011) qui rapporte une glycémie de 0,9 g/l, et par Sahraoui *et al.* (2016) qui rapportent des valeurs de $0,9 \pm 0,38$ g/l chez le dromadaire algérien, mais supérieure à celle trouvée par Badakhshan et Mirmahmoudi (2016) chez le dromadaire iranien : $0,6 \pm 0,13$ g/l.

Le dromadaire présente une glycémie sensiblement supérieure à celle des autres ruminants domestiques, qui varie entre 0,45 et 0,8 g/l, et plus proche de celle des monogastriques, qui varie entre 0,7 et 1,26 g/l, et les lamas (0,85 et 1,5 g/l) d'après Bengoumi (1992) et Kaneko *et al.* (1997). Selon Aichouni (2011), il n'y a pas de différence significative de la glycémie entre les races Chaambi, Ouled Sid Cheikh et Ouled Naiel.

La concentration élevée de la glycémie chez cette espèce est favorisée par la néoglucogenèse très active qui permet de maintenir ce paramètre à une concentration constante en cas de privation d'alimentation (Faye, 1997). De plus, l'insulinémie chez le dromadaire est faible par rapport aux autres ruminants d'après Souilem *et al.* (1999).

2. Urée

Nos analyses déterminent une urémie moyenne légèrement élevée chez les jeunes âgés de deux mois, de l'ordre de 0,29 g/l, qui varie entre deux valeurs extrêmes : une minimale à 0,2 g/l et une maximale à 0,35 g/l. Elle est moins faible chez les femelles allaitantes de 7 ans, de 0,26 g/l, entre 0,21 g/l et 0,34 g/l. Ces résultats indiquent qu'il n'y a pas une différence importante entre les moyennes de l'urémie en fonction de l'âge (tableau 4 et fig. 17).

Tableau 4 : Valeurs moyennes de l'urémie en fonction de l'âge chez le dromadaire

	Jeunes (2 mois)	Femelles allaitantes (≥ 7 ans)	Différence
Urée moyenne (g/l)	0,29 \pm 0,03	0,26 \pm 0,04	0,022

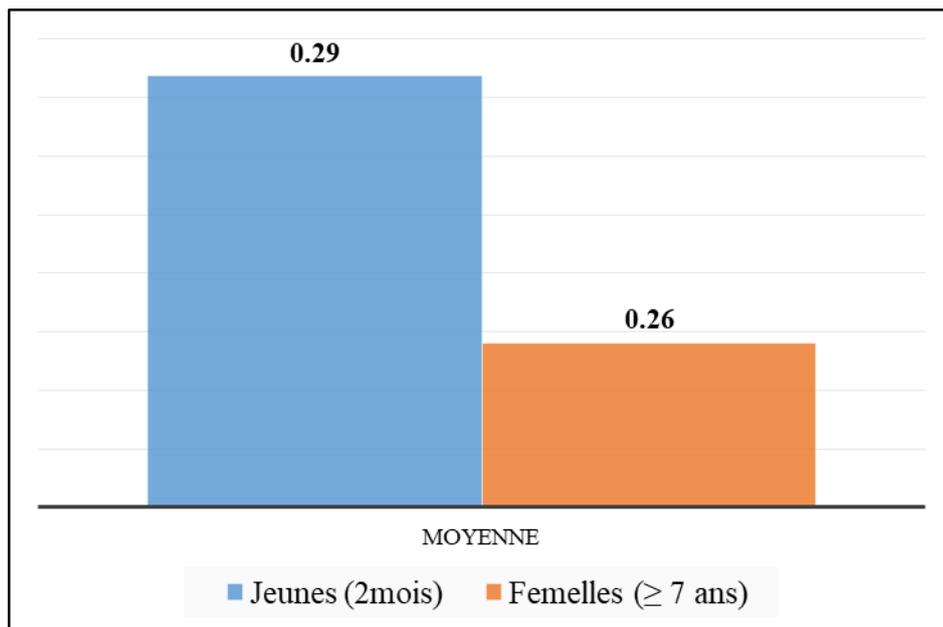


Figure 17 : Valeurs moyennes de l'urémie en fonction de l'âge

Le dosage de l'urée, ou azote non protéique, est envisagé pour l'exploration de la fonction rénale et le diagnostic de certaines pathologies rénales et métaboliques.

En comparaison avec les données bibliographiques, nos résultats sont semblables à ceux d'Idris et Tartour (1970) qui rapportent une urémie moyenne basse chez les chamelons, qui varie entre 0,02 et 0,3 g/l, par rapport aux adultes dont la valeur moyenne est de 0,15 à 0,45 g/l.

Selon Ateeq *et al.* (1984), les jeunes dromadaires présentent une urémie moyenne légèrement élevée (0,37 g/l) par rapport à celle des adultes (0,33 g/l). Cependant, ces résultats sont différents de ceux obtenus par Faye et Mulato (1991), Rezakhani *et al.* (1997), Deen (2013), Kelanemer (2002) et Aichouni (2011), qui ne retrouvent aucune variation de l'urémie en fonction de l'âge.

Le dromadaire présente une urémie supérieure à celle de nombre d'espèces domestiques, mais comparable à celle des autres ruminants (métabolisme de l'urée similaire), notamment les bovins (0,06-0,27 g/l) et les monogastriques, dont le cheval qui présente une valeur de 0,1-0,2 g/l selon Embert (1979).

L'alimentation du dromadaire est pauvre en protéines et par conséquent l'excrétion de l'urée est faible par rapport aux autres espèces (Schmidt-Nielsen *et al.*, 1957). Entre autres, cet animal présente une capacité majeure de recyclage de l'urée *via* le rumen et la salive, ce qui permet de maintenir une urémie stable et de répondre aux déficits protéiques d'origine alimentaire. En effet, le recyclage de l'urée atteint 94% lors d'un bon état d'hydratation chez le dromadaire et il peut aller jusqu'à 97% lors de déshydratation, tandis que le mouton présente une capacité plus faible, qui atteint 75% (Mousa *et al.*, 1983). Cette particularité explique la sensibilité élevée de cet animal aux intoxications par l'urée, surtout en système intensif où l'alimentation est riche en azote et le risque d'alcalose associé à une hyperurémie très élevé (Kayouli *et al.*, 1995).

L'hyperurémie est observée lors d'atteinte rénale, de déshydratation sévère et lors d'intoxication par l'urée. Aussi, on note une légère augmentation lors d'un apport élevé en azote ou en protéines, et au stade final de jeun prolongé, avec protéolyse aiguë. Cependant, les déficits azotés et protéiques et les pathologies hépatiques induisent une hypo-urémie (Bengoumi, 1992).

Certaines pathologies, comme la theilériose, la pasteurellose et la paratuberculose provoquent une augmentation significative de l'urémie (Ismael *et al.*, 2014 ; Kamal, 2008 ; El-Deeb *et al.*, 2014).

3. Créatinine

La créatinine dosée dans notre recherche varie entre 6,31 et 17,36 mg/l, avec une valeur moyenne observée chez les chamelons de deux mois de l'ordre de 12,8 mg/l. Elle est légèrement supérieure à celle trouvée chez les adultes, qui est de l'ordre de 11,05 mg/l (tableau 5 et fig. 18).

Tableau 5 : Valeurs moyennes de la créatinine chez le dromadaire en fonction de l'âge

	Jeunes (2 mois)	Femelles allaitantes (≥ 7 ans)	Différence
Créatinine moyenne (mg/l)	12,807 \pm 3	11,052 \pm 0,63	1,754

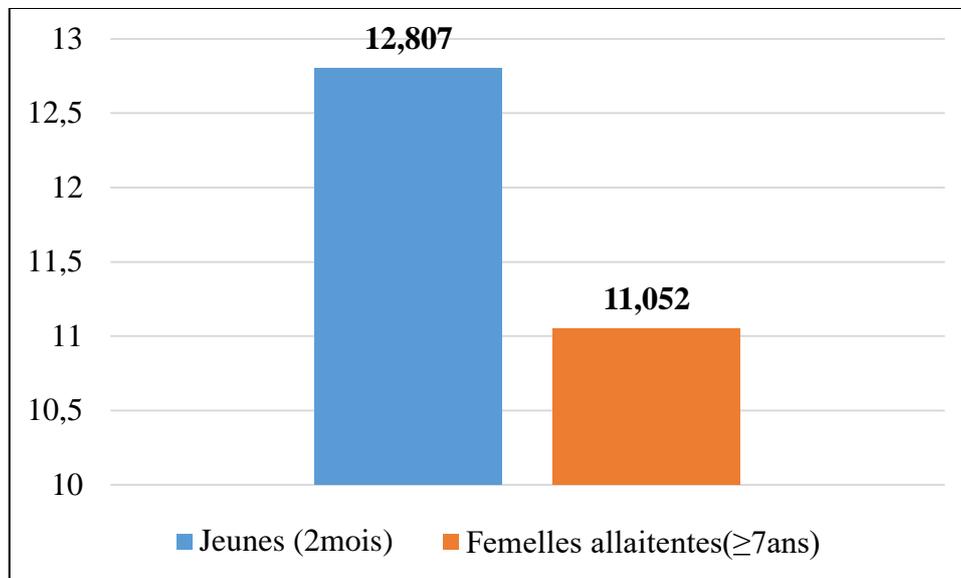


Figure 18 : Créatinine moyenne en fonction de l'âge

Nos résultats sont en accord avec ceux trouvés dans la littérature. Il n'y a pas une différence significative de la créatinémie en fonction de l'âge. Ces résultats sont comparables à ceux obtenus par Sayeed *et al.* (2004) et Deen (2013) qui rapportent une créatinémie moyenne de l'ordre de $26 \pm 1,9$ mg/l, similaire chez les adultes et les jeunes. La créatinémie moyenne obtenue dans notre étude est de l'ordre de 12 mg/l. Elle est proche de celle obtenue par Ali *et al.* (2016) chez le dromadaire saoudien ($12,3 \pm 3,7$ mg/l), supérieure à celle trouvée par Abd El-Baky et Salem (2011) chez le dromadaire égyptien ($4,7 \pm 1$ mg/l) et inférieure à celle trouvée par Abdelgadir *et al.* (1979) chez le dromadaire soudanais.

La créatinine est synthétisée dans les muscles et leur synthèse est liée à la masse musculaire de l'animal. Elle subit une excrétion rénale essentiellement par filtration glomérulaire et par conséquent une insuffisance de filtration glomérulaire provoque une augmentation du taux de créatinine dans le sang. Chez les camelins, le rôle des reins est primordial dans les phénomènes d'adaptation à la déshydratation et le maintien de l'équilibre électrolytique. Le dosage de ce paramètre est régulièrement pratiqué pour l'exploration de la fonction rénale (Yagil, 1993 ; Kamili *et al.*, 2013).

Lors d'une déshydratation sévère, la diminution de filtration glomérulaire provoque la diminution de clairance de la créatinine. Après 10 jours de privation d'eau en été, la créatinémie

augmente de 60% et la créatinurie de 147%. Par contre, la clairance diminue de 72% selon les travaux de Yagil et Berlyne (1977). D'autres valeurs sont observées après 14 jours de déshydratation, avec une créatinémie qui augmente de 276%, en passant de 13,1 à 49,3 mg/l (Bengoumi, 1992).

Certaines pathologies telles que la trypanosomose ($19 \pm 0,8$ mg/l), la pasteurellose ($19,5 \pm 0,5$ mg/l), l'inflammation du palais mou ($19,6 \pm 0,8$ mg/l) et l'acidose ruminale ($19,3 \pm 4$ mg/l) augmentent la créatinémie chez le dromadaire (Abd El-Baky et Salem, 2011 ; Kamal, 2008).

4. Protéines totales

Le taux moyen des protéines totales obtenu est de l'ordre de 71,04 g/l chez les chamelles allaitantes (≥ 7 ans), variant entre deux extrêmes : minimale à 63,5 g/l et maximale à 75,8 g/l.

Ces valeurs sont supérieures au taux moyen des jeunes camelins âgés de deux mois, qui est de l'ordre de 51,55 g/l, avec un minima à 48,3 g/l et un maxima à 60,1 g/l (tableau 6 et fig. 19).

Tableau 6 : valeurs moyennes des protéines totales en fonction de l'âge

	Jeunes (2 mois)	Femelles (≥ 7 ans)	Différence
Protéines totales moyennes (g/l)	51,55 \pm 3,16	71,04 \pm 3,63	19,49

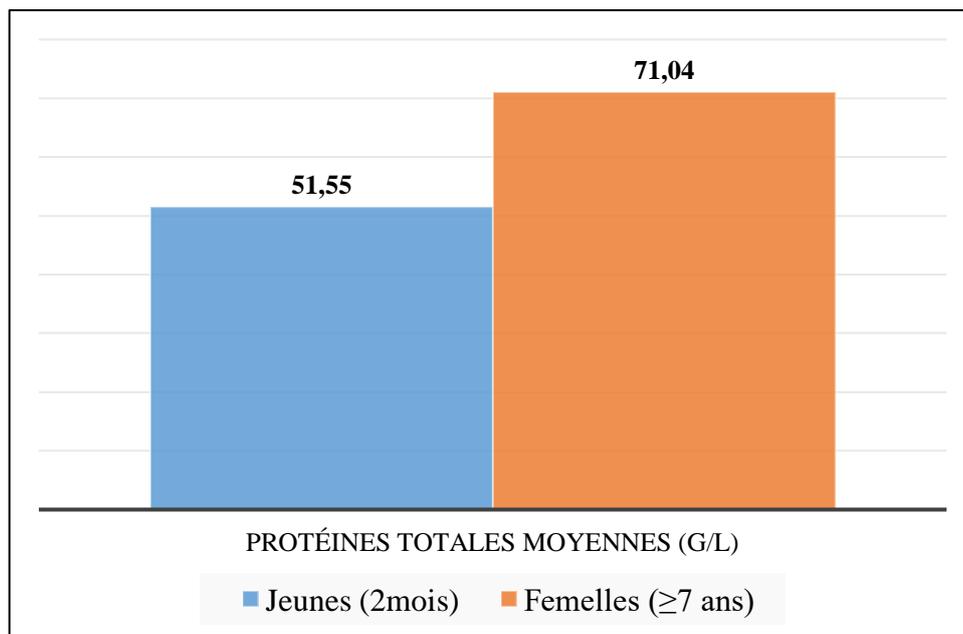


Figure 19 : Valeurs moyennes de la protéinémie en fonction de l'âge

Nos résultats concernant la protéinémie concordent avec ceux retrouvés dans la littérature. Une

variation majeure de la protéinémie entre les différentes classes d'âge est observée par Chartier *et al.* (1986) chez les dromadaires mauritaniens. Cependant, d'autres auteurs ne trouvent aucun effet de l'âge sur le taux des protéines totales (Ghodsian *et al.*, 1978). En général, les auteurs ne considèrent pas l'effet de l'âge car la différence est surtout observée avant six mois. Cette différence entre les auteurs peut être liée à des protocoles d'observation différents, ainsi que par d'autres variables telles que l'alimentation et les conditions saisonnières lors des prélèvements sanguins (Ghosal *et al.*, 1973).

En comparaison avec d'autres espèces, le dromadaire présente une protéinémie similaire à celle des bovins dans les mêmes conditions d'élevage (Hassan *et al.*, 1968), et plus généralement à celle des ruminants (Kataria *et al.*, 2000). Ainsi, une déshydratation de 6 jours entraîne l'augmentation de ce paramètre d'environ 15%, 25% après 8 jours (Ghosal *et al.*, 1975) et elle peut aller jusqu'à 40% après deux semaines (Bengoumi, 1992).

4. Cholestérol

Le dosage du cholestérol sanguin chez le dromadaire dans cette étude montre une valeur moyenne de l'ordre de 0,33 g/l chez les chamelons de deux mois et de 0,32 g/l chez les chamelles allaitantes (tableau 7 et fig. 20), et donc une différence négligeable de la cholestérolémie entre les jeunes et les adultes. L'âge n'a donc pas d'effet sur leur variation.

Tableau 7 : Valeurs moyennes de la cholestérolémie en fonction de l'âge

	Jeunes (2 mois)	femelles allaitantes (≥ 7 ans)	Différence
Cholestérol moyen (g/l)	0,33 \pm 0,09	0,32 \pm 0,07	0,02

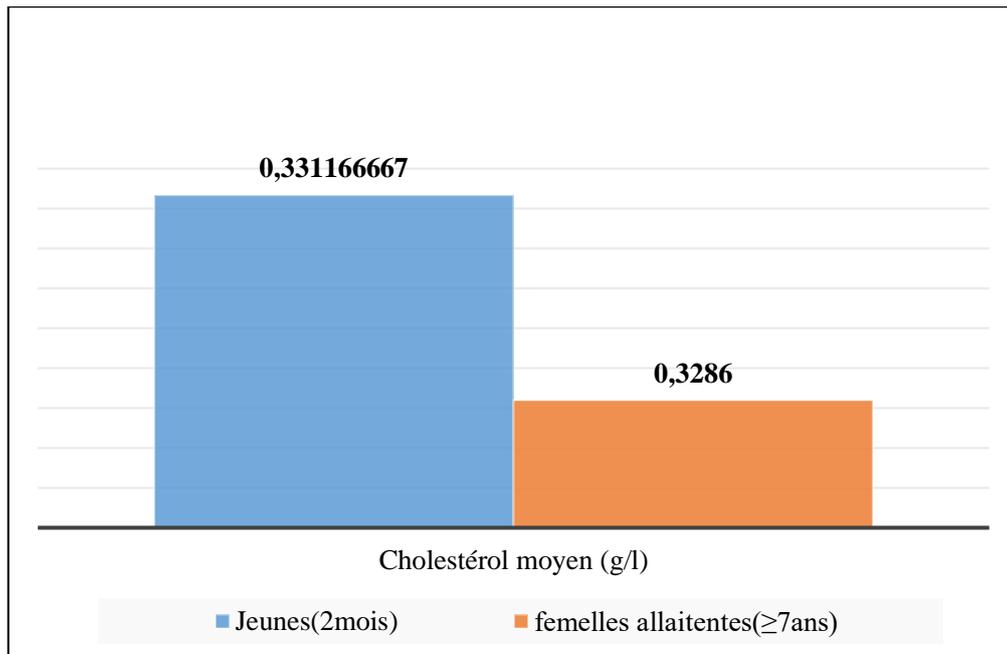


Figure 20 : Cholestérolémie moyenne en fonction de l'âge

Nos résultats concernant la cholestérolémie sont comparables aux valeurs trouvées dans les travaux de Mohamed *et al.* (1984) chez les dromadaires somalis (0,32 g/l) et celles d'Al-Sobayil et Mousa (2009) chez les dromadaires d'Arabie saoudite (0,34 g/l). L'effet de l'âge sur la cholestérolémie a été prouvé par plusieurs auteurs tels Nazifi *et al.* (2000) qui observent des valeurs élevées, de l'ordre de 0,51 g/l, chez les adultes de plus de six ans, alors que les jeunes ont une valeur plus basse, de 0,3 g/l. De même, Ali *et al.* (2008) retrouvent des cholestérolémies de 0,36 g/l chez les jeunes et de 0,42 chez les adultes.

La déshydratation provoque l'augmentation de la concentration du cholestérol qui passe de 0,32 g/l en début de privation d'eau à 0,53 g/l après 25 jours.

Enfin, le dromadaire présente en général une cholestérolémie plus basse que celle des autres espèces, notamment les bovins et les ovins (Mirgani, 1981).

5. ASAT

L'augmentation du taux de l'ASAT dans le sang indique une atteinte musculaire ou hépatique, tandis que leur augmentation dans les urines révèle une atteinte rénale.

Dans cette étude, la concentration sérique de l'aspartate amino-transférase obtenue varie entre 38,99 et 1053 U/l, avec une valeur moyenne largement supérieure chez les chamelons âgés de deux mois, de l'ordre de 82,66 U/l, par rapport à celle des chammelles allaitantes qui présentent

une valeur plus basse, de l'ordre de 56,93 U/l. Ces résultats permettent de dire que l'âge a un effet sur l'activité catalytique de cette enzyme (tableau 8 et fig. 21).

Tableau 8 : Valeurs moyennes de l'ASAT en fonction de l'âge

	Jeunes (2mois)	Femelles (≥ 7 ans)	Différence
ASAT moyenne (U/L)	82,66 \pm 16,87	56,93 \pm 16,74	25,73

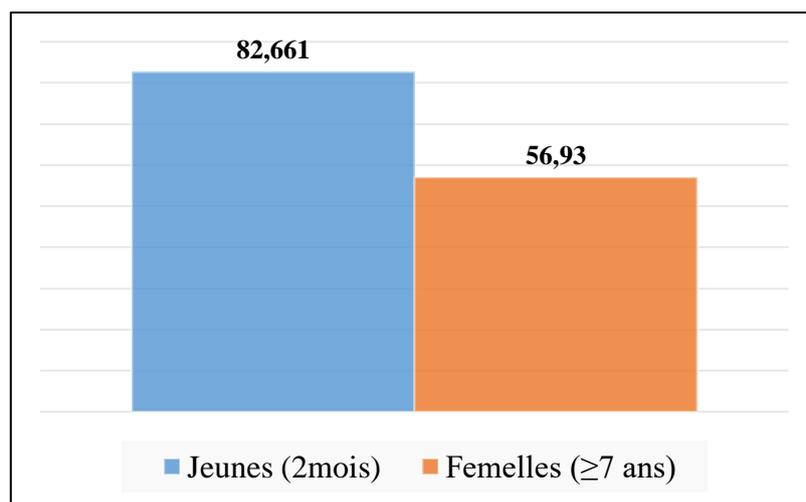


Figure 21 : Valeurs moyennes de l'ASAT en fonction de l'âge

Nos résultats sont en accord avec ceux trouvés dans la bibliographie. Les valeurs moyennes de l'ASAT sont comparables avec celles obtenues par Ayoub *et al.* (2003) qui varient entre 53,8 et 77,1 U/l. Bengoumi (2008) rapporte aussi un niveau moyen de l'ASAT de 83 U/L.

Selon certains auteurs, l'activité de cette enzyme diminue avec l'âge chez les dromadaires entre 7 et 16 ans (Salutini et Biagi, 1983), les moyennes variant de 44 \pm 1 U/l avant l'âge de 4 ans, 36 \pm 1 U/l entre 4 et 10 ans, et 28 \pm 1 U/l après l'âge de 10 ans (Kataria et Bhatia, 1991).

Toutefois, une variation d'activité de l'ASAT est observée par Osman et Al-Busadah (2000) qui rapportent une valeur moyenne de l'ordre de 217 \pm 25 U/l chez les chamelons vs 80 \pm 8 U/l chez les chamelles allaitantes, et 123 \pm 10 U/l chez les femelles non allaitantes.

Chez les camelins, l'ASAT se présente en premier lieu dans les reins, les muscles, le foie et le myocarde (Bengoumi *et al.*, 1997), à la différence des autres ruminants chez lesquels elle se concentre essentiellement dans les muscles squelettiques et cardiaque, et secondairement dans le foie (Braun, 1985).

Conclusion

La présente étude est réalisée à partir de 11 prélèvements sanguins de dromadaires répartis en deux classes d'âge, pour l'estimation et l'établissement des valeurs de quelques paramètres hématologiques et biochimiques et leur variation en fonction de l'âge. Ces analyses permettent d'orienter le diagnostic des principales pathologies et de déceler une éventuelle carence alimentaire. Les résultats obtenus dans cette étude concordent généralement avec les données bibliographiques.

Plusieurs facteurs peuvent influencer la variation de ces paramètres, notamment l'âge qui apparaît comme un facteur déterminant des variations des constantes hémato-biochimiques.

En résumé, le dromadaire présente certaines particularités qui sont :

- Des taux d'hématocrite et d'hémoglobine assez élevés chez les jeunes par rapport aux adultes.
- Une cholestérolémie très basse par rapport à celle d'autres espèces, spécificité qui mérite d'être regardée comme objet d'étude pour les recherches sur le cholestérol.
- Une capacité majeure de recyclage de l'urée sanguine, qui favorise l'adaptation du dromadaire au régime alimentaire carencé en azote, et donc une urémie plus stable.
- Une localisation tissulaire assez particulière de l'ASAT au niveau rénal, qui permet l'évaluation de la fonction de cet organe.
- Une glycémie sensiblement élevée en comparaison avec d'autres ruminants, plus proche de celle des monogastriques, ce qui permet de supposer que le dromadaire utilise d'autres voies de l'homéostasie glucidique.

Perspectives

La présente étude s'est surtout focalisée sur l'effet de l'âge, en climat méditerranéen puisque les animaux sont nés dans le sud mais sont élevés au nord. Des différences avec d'autres espèces d'élevage ont aussi été retrouvées pour certains paramètres étudiés.

Dans le but de comprendre le maintien de l'homéostasie chez le dromadaire, il est suggéré, à travers ces résultats préliminaires, d'intensifier l'échantillonnage, avec une large population d'animaux dans différentes situations physiologiques et climatiques, en espaçant les saisons et les lieux, pour appréhender l'effet du climat et la réponse de l'animal aux variations de ces paramètres.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. Abd El-Baky AA, Salem SI (2011). Clinico-pathological and cytological studies on naturally infected camels and experimentally infected rats with *Trypanosoma evansi* [en ligne]. World Appl. Sci. J. 14, pp. 42-50.
<https://www.researchgate.net/publication/274391419> [consulté le 01/11/2020]
2. Abdelgadir SE, Wahbi AA, Idris OF (1979). Biochemical studies of some blood and plasma constituents on camel (*Camelus dromedarius*). In : Cockrill WR (Ed) Camels and camelids. Scandinavian Institute of African Studies, Uppsala. pp 438-443.
3. Aichouni A (2010). Étude du potentiel reproductif et exploration de certains paramètres hématologiques et histologiques chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) du sud-ouest de l'Algérie. Thèse de doctorat ; Option : Biologie et physiologie animale. 102 p.
4. Ali A, Derar D, Tharwat M, Zeitounb MM, Alsobyil FA (2016). Dystocia in dromedary camels : prevalence, forms, risks and hemato-biochemical changes [en ligne]. Anim Reprod Sci. 170, pp. 149-156.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27211280> [consulté le 21/10/2020]
5. Ali S, Ahmad N, Akhtar N, Zia-ur-Rahman NDE (2008). Metabolite contents of blood serum and fluid from small and large sized follicles in dromedary camels during the peak and the low breeding seasons [en ligne]. Anim Reprod Sci. 108, pp. 446-456.
<https://scholar.google.com/scholar?hl> [consulté le 17/11/2020]
6. Al-Sobayil FA, Mousa HM (2009). Clinical and biochemical studies on wryneck syndrome in camels in Saudi Arabia [en ligne]. J Camel Pract Res. 16 (2), pp. 179-182.
https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-319-95562-9_3 [consulté le 18/11/2020].
7. Ateeq G, Kouider S, Kolb E (1984). Haematology of dromedaries, cell counts, haemoglobin, proteins, urea, cholesterol, AST and ALT. Age and sex variations (in German) [en ligne]. Archiv Exp Vet Med. 38(5), pp. 664-675.
https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-3-319-95562-9_3 [consulté le 13/11/2020]
8. Ayoub MA, El-Khouly AA, Mohamed TM (2003). Some hematological and biochemical and steroid hormones levels in one-humped camel during different physiological conditions [en ligne]. Emir J Agric Sci. 15 (1), pp. 44-55.
https://www.researchgate.net/publication/240310793_Evaluation_of_some_serum_constituents_of_camel_during_and_post_colostrual_period [consulté le 20/11/2020]

Références bibliographiques

9. Badakhshan Y, Mirmahmoudi R (2016). Blood metabolites of one-humped camel (*Camelus dromedarius*) versus sheep during summer heat stress [en ligne]. Iran J. Vet. Med. 10 (1), pp. 65-71.
<https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20163127833> Consulté le 22/09/2020]
10. Bengoumi M (1992). Biochimie clinique du dromadaire et mécanismes de son adaptation à la déshydratation, Thèse de doctorat ès Sciences Agronomiques. IAV Hassan II, Rabat, Maroc, 184 p.
11. Bengoumi M, Faye B, De La Farge F, Olson WG, Rico AG (1997). Clinical enzymology in the dromedary camel (*Camelus dromedarius*). Part I. Enzyme activities and distributions of AST, ALT, GGT, AP and LDH in liver, kidney, muscle, myocardium and blood [en ligne]. J Camel Pract Res. 4, pp. 19-23.
<https://hal.inrae.fr/hal-02697466> [consulté le 25/08/2020]
12. Bengoumi, M (2008). Tolerance study of Tiludronate in the dromedary camel [en ligne]. J Camelid Sci. 1, pp. 24-31.
<http://www.isocard.org> [consulté le 25/11/2020].
13. Braun JP (1985). Distribution des enzymes dans les organes des animaux [en ligne]. Int Soc Biol. 11, pp. 322-329.
<https://europepmc.org/article/med/30124> [consulté le 13/10/2020]
14. Chartier C, Chartier F, Lepers J, Pesce JL (1986). Étude préliminaire de quelques paramètres sanguins usuels du dromadaire mauritanien (*Camelus dromedarius*) [en ligne]. Rev Élev Méd Vét Pays Trop. 39, pp. 395-401.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/3659491/> [consulté le 19/02/2020]
15. Deen A (2013) Serum creatinine, urea nitrogen and endogenous creatinine clearance based glomerular filtration rate in camels to evaluate renal functions [en ligne]. Camel Int J Vet Sci. 1 (1), pp. 1-12.
<http://www.indianjournals.com/ijor.aspx?target=ijor:cijvs&volume=1&issue=1&article=001> [consulté le 20/09/2020]
16. El-Deeb WM, Fouda TA, El-Bahr SM (2014) Clinico-biochemical investigation of paratuberculosis of dromedary camels in Saudi Arabia : proinflammatory cytokines, Acute phase proteins and oxidative stress biomarkers [en ligne]. Pak Vet J. 34(4), pp. 484-488.
<https://www.researchgate.net/publication/287915574> [consulté le 15/09/2020]
17. Coles EH (1979). Le laboratoire en clinique vétérinaire. Traduction de la 2^e édition américaine par Lapeire C. J Crestian Editions, Vigot, Paris.

Références bibliographiques

- https://scholar.google.com/scholar?cluster=15998908851994551241&hl=fr&as_sdt=2005&sciodt=0,5 [consulté le 18/11/2020]
18. Faye B, Grillet C, Tessema A (1986). Teneur en oligo-éléments dans les fourrages et le plasma des ruminants domestiques en Éthiopie [en ligne]. Rev Elev Méd Vét Pays Trop. 39, pp. 227-237.
<https://agritrop.cirad.fr/431180> [consulté le 03/08/2020]
 19. Faye B, Mulato C (1991). Facteurs de variation des paramètres protéo-énergétiques, enzymatiques et minéraux dans le plasma chez le dromadaire de Djibouti. Rev Elev Med Vét Pays Trop. 44 : 325-334.
 20. Faye B (1997). Guide de l'élevage du dromadaire. Libourne (France), éd. Sanofi, 118 p.
 21. Faye B, Bengoumi M (2018). Camel clinical biochemistry and hematology. 352 p
 22. Ghodsian I, Nowrouzian I, Schels HF (1978). A study of some hematological parameters in the Iranian camels [en ligne]. Trop Anim Health Prod. 10, pp. 109-110.
<https://link.springer.com/article/10.1007/BF02235320> [Consulté le 06/08/2020]
 23. Ghosal AK, Apanna TC, Dwaraknath PK (1973). Studies on the seasonal variation in the blood constituents of Indian camel (*Camelus dromedarius*) [en ligne]. Indian J Anim Sci. 43, pp. 642-644. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/4840349/> [consulté le 06/08/2020]
 24. Ghosal AK, Apanna TC, Dwaraknath PK (1975). A note on the effect of short-term water deprivation on certain blood characteristics in the camel (*Camelus dromedarius*) [en ligne]. Indian J Anim Sci. 45, pp. 105-108. <https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=US201302489868> [consulté le 06/08/2020]
 25. Hassan YM, Hoeller H, Hassan IM (1968). Observations on the blood constituents of camels in the Sudan. Sudan J Vet Sci Anim Hub. 9 : 464-476.
 26. Idris OF, Tartour G (1970). Serum urea in camels of the Sudan : its variation with age, sex and region. In : Proceedings of the 5th Vet. conference. Sudan Veterinary Association, Khartoum, Sudan.
 27. Ismael AB, Swelum AA, Khalaf AF, Abouheif MA (2014). Clinical, haematological and biochemical alterations associated with an outbreak of theileriosis in dromedaries (*Camelus dromedarius*) in Saudi Arabia [en ligne]. Pak Vet J. 34(2), pp. 209-213.
<https://www.researchgate.net/publication/260284255> [consulté le 10/08/2020]
 28. Kamal AM (2008) Some biochemical, hematological and clinical studies of selected ruminal and blood constituents in camels affected by various diseases [en ligne]. Res J Vet Sci. 1 (1), pp. 16-27.

Références bibliographiques

- <https://scialert.net/fulltext/?doi=rjvs.2008.16.27> [consulté le 19/06/2020]
29. Kamili A, Bengoumi M, Oukessou M, Faye B, Lefebvre HP (2013). Assessment of glomerular filtration rate in normally hydrated and dehydrated dromedary camel by plasma exogenous creatinine clearance test [en ligne]. Emir J Food Agric. 25 (4), pp. 314-319.
<http://agritrop.cirad.fr/567608/> [Consulté le 20/10/2020]
30. Kaneko JJ, Harvey JW, Bruss M (1997). Clinical biochemistry of domestic animals, 5th edn. Academic, New York, 932 pp.
31. Kataria AK, Kataria N, Sharma KN (2000). Differential studies of serum proteins profile in camel (*Camelus dromedarius*) vs some other species [en ligne]. J Immunol. 2, pp. 52-55.
<https://www.researchgate.net/publication/327446130> [consulté le 02/09/2019]
32. Kataria N, Sareen M, Bhatia JS (1991). Effect of climatic condition, sex and age on serum ASAT and ALAT levels in dromedary camel [en ligne]. Indian Vet J. 68, pp. 596-598.
[https://doi.org/10.1016/0034-5288\(91\)90009-D](https://doi.org/10.1016/0034-5288(91)90009-D) [consulté le 19/09/2020]
33. Kayouli C, Jouany JP, Dardillat C, Tisserand J-L (1995). Particularités physiologiques du dromadaire : conséquences pour son alimentation [en ligne]. Options Méditerranéennes : Série B Études et Recherches. 13, pp. 143-155.
<https://www.doc-developpement-durable.org/file/Elevages/chameau-dromadaire/Particularit%C3%A9s%20physiologiques%20du%20dromadaire.pdf> [consulté le 10/10/2020]
34. Kelanemer R (2002). Contribution à l'étude des paramètres biochimiques sanguins chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) dans le sud-est algérien. Thèse de magister en sciences vétérinaires, option : zootechnie, 142 p.
35. Khanna D (1993). Adaptative responses of camel to dehydration and rehydration following water restriction. Thèse de doctorat, Université d'Ajmer, Inde. 307 p
36. Mirgani T (1981). Effect of fasting on camel tissue lipid. J Arid Environ. 4, pp. 359-361.
[https://doi.org/10.1016/S0140-1963\(18\)31480-0](https://doi.org/10.1016/S0140-1963(18)31480-0) [consulté le 03/06/2020]
37. Mohamed MA, Mohamed A, Locatelli A (1984). Water deprivation effects on the hematological and hematochemical pictures of *Camelus dromedarius* [en ligne]. Rev Elev Med Vet Pays Trop. 37, pp. 313-317.
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6537002/> [consulté le 25/09/2020]
38. Mohammed AK, Sackey AKB, Tekdek LB, Gefu JO (2008). Mean haematological characteristics of healthy adult one humped camel (*Camelus dromedarius*) introduced into a sub-humid climate in Nigeria [en ligne]. J Camel Pract Res. 15 (2), pp. 187-190.

Références bibliographiques

- <https://scholar.google.com/scholar> [consulté le 02/12/2019]
39. Mousa HM, Ali KE, Hume ID (1983). Effects of water deprivation on urea metabolism in camels, desert sheep and desert goats fed dry desert grass [en ligne]. *Comp Biochem Physiol.* 74A (3), pp. 715-720.
<https://link.springer.com/article/10.1007%2FBF00261672> [consulté le 08/06/2020]
40. Mutugi MW, Olaho-Mukani W, Kuto B, Alushula H, Njogu AR (1993). Haematological characteristics of the one-humped camel, *Camelus dromedarius*, in Kenya [en ligne]. *Bull Anim Prod Afr.* 41, pp. 181-184.
<http://europepmc.org/abstract/MED/8447066> [consulté le 17/03/2020]
41. Nazifi S, Gheisari M, Poorkabir A, Saadatfar S (2000). Serum lipids and lipoproteins in clinically healthy male camels (*Camelus dromedarius*) [en ligne]. *Vet Res Commun.* 24, pp. 527-531.
<https://link.springer.com/article/10.1023%2FA%3A1006487718002> [consulté le 02/02/2020]
42. Osman TEA, Al-Busadah KA (2000). Effects of age and lactation on some biochemical constituents of camel blood in Saudi Arabia [en ligne]. *J Camel Pract Res.* 7 (2), pp. 149-152
<https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20013034683> [consulté le 14/09/2020]
43. Rezakhani A, Nazifi HS, Maghrebi GM (1997). Studies on normal haematological and biochemical parameters of Turkmen camel in Iran [en ligne]. *J Camel Pract Res.* 4 (1), pp. 41-44. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/9123983/> [consulté le 10/08/2020]
44. Saeed A, Hussein MM, Khan IA, Chand G, El-Yousuf RA (2004). Effect of sex and age on blood biochemical profile in camel [en ligne]. *J Camel Pract Res.* 11 (1), pp. 73-77
<https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=IN2005000424> [consulté le 02/12/2019]
45. Sahraoui N, Doudou A, Douadji O, Babelhadj B, Hornick JL (2016). Impact of natural vegetation on some biochemical parameters of the Arabian camel (*Camelus dromedarius*) in Algeria [en ligne] *J Camelid Sci* 9, pp. 62-71.
<http://www.isocard.net/images/journal/FILE4d600f5d73ca93c.pdf> [consulté le 12/07/2020]
46. Salutini E, Biagi G (1983). GOT, GPT et CPK chez le Somali *Camelus dromedarius* d'âges et de sexes différents. *Vet* 37 : 375-377.
47. Schmidt-Nielsen B, Schmidt-Nielsen K, Houpt TR, Jarnum SA (1957). Urea excretion in the camel [en ligne]. *Am J Physiol.* 188, pp. 477-484.
<https://journals.physiology.org/doi/abs/10.1152/ajplegacy.1957.188.3.477> [consulté le 30/09/2020]

Références bibliographiques

48. Souilem O, Chine O, Alguemi C, Gogny M (1999). Étude de la glycémie chez le dromadaire en Tunisie. Résultats préliminaires. [en ligne]. Revue. Med. Vet. 150. pp. 537-542
<https://www.revmedvet.com/affiche.php?id=1999&vol=6> [consulté le 02/09/2020]
49. Yagil R (1993). Renal function and water metabolism in the dromedary. *In* : Bourke E, Mallick NP, Pollak VE (eds) Moving points in nephrology. Contributions to neprology, vol. 102. Karger, Basel. pp 161-170
50. Yagil R, Berlyne GM (1977). Glucose loading and dehydration in the camel. [en ligne]. J Appl Physiol. 42 (5), pp. 690-693
<https://doi.org/10.1152/jappl.1977.42.5.690> [consulté le 07/09/2020]
51. Yagoub IA (1988). Studies on haematological parameters and some biochemical blood constituents of Sudanese camels (*Camelus dromedarius*). Acta Vet. 38, pp. 99-106
52. Hardi, P (2014). Corps de Howell- Jolly. Journal des femmes santé [en ligne].
<https://sante-medecine.journaldesfemmes.fr> [consulté le 01/11/2020].

Résumé

Dans le but d'une meilleure connaissance de la biologie du dromadaire en Algérie (*Camelus dromedarius*), ce travail est effectué pour établir les valeurs usuelles de certains paramètres hématologiques et biochimiques (8 paramètres) chez 11 dromadaires, ainsi que leur variation en fonction de l'âge. Les animaux sont originaires de la région sud-est de l'Algérie (Bou Saada) mais sont élevés depuis une année dans la région de Rouiba. Le dosage des paramètres biochimiques sanguins est effectué par des méthodes spectrophotométriques. Les résultats indiquent que les valeurs moyennes de l'hématocrite sont de l'ordre de 13,47 g/dl, avec une différence significative entre les chamelons et les chamelles. Le même résultat est observé pour la glycémie dont la moyenne est de 0,95 g/l, et pour l'ASAT, plus élevées chez les jeunes (82,66 U/l) que chez les chamelles. Cependant, l'effet de l'âge est négligeable pour d'autres paramètres. Nous n'avons pas observé de variation entre les deux classes d'âge pour l'urémie, la créatinémie et la cholestérolémie.

Mots-clés : Dromadaire, chamelon, paramètres, sang, hématocrite.

Abstract

With the aim of a better knowledge of the biology of the dromedary in Algeria (*Camelus dromedarius*), this work is carried out to establish the usual values of certain hematological and biochemical parameters (8 parameters) in 11 dromedaries and their variations according to age. The animals originate from the south-east region of Algeria (Bou Saada) but have been bred for one year in the Rouiba region. The determination of blood biochemical parameters is carried out by spectrophotometric methods. The results indicate that the average hematocrit values are of the order of 13.47 g/dl, with a significant difference between little dromedaries and she-camels. The same result is observed for blood glucose, which averages 0.95 g/l, and for AST, which is higher in juveniles (82.66 U/l) than in camels. However, the effect of age is negligible for other parameters. We did not observe any variation between the two age groups for uremia, creatinemia and cholesterol.

Keywords: Dromedary, camel, parameters, blood, hematocrit.

ملخص

يتم تنفيذ هذا العمل بهدف الحصول على معرفة أفضل ببيولوجيا الجمل العربي في الجزائر لتحديد القيم المعتادة لبعض المؤشرات الدموية والكيميائية الحيوية (8 مؤشرات) عند 11 جمل واختلافاتهم وفق العمر. تأتي الحيوانات من المنطقة الجنوبية الشرقية للجزائر (بو سعادة) لكنها تربي لمدة عام في منطقة الرويبة. يتم إجراء فحص المعلمات الكيميائية الحيوية للدم بواسطة طرق القياس الطيفي. تشير النتائج إلى أن متوسط قيم الهيماتوكريت في حدود 13.47 غ/دل مع وجود فرق كبير بين الإناث والإبل الصغار. لوحظت النتيجة نفسها بالنسبة لسكر الدم، الذي يبلغ متوسطه 0.95 غ/ل، وبالنسبة إلى الانزيمات ارات أعلى عند الشباب (82.66 وحدة / لتر) مقارنة بالإبل. ومع ذلك، فإن تأثير العمر ضئيل بالنسبة للمعلمات الأخرى. لم نلاحظ أي اختلاف بين الفئتين العمريتين لإفراز البولة والكرياتينين في الدم والكوليسترول.

الكلمات المفتاحية : الجمل، الجمل الصغير، المؤشرات، الدم، الهيماتوكريت.