

République Algérienne démocratique et populaire

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida



Université Saad
Dahleb-Blida 1

Projet de fin d'études en vue de l'obtention du

Diplôme de Docteur Vétérinaire

**Détermination de quelques paramètres biochimiques chez le
dromadaire**

Présenté par :

Mr DOUDOU AISSA

&

Mr DOUADJI OUSSAMA

Membres de jury :

Présidente : Mme YAHIMI Nadia M A A USDB1

Examineur : Mr SALHI Omar M A A USDB1

Promotrice : Mlle SAHRAOUI Naima M C A USDB1

Année : 2015/2016

REMERCIEMENTS

Merci Dieu Tout-Puissant, qui éclaira nos esprits à la science et facile pour nous d'accomplir ce travail, et nous avons apprécié l'achèvement et la réussite dans formés réussite universitaire.

Merci et merci et louange à Dieu

Nous adressons nos sincères remerciements :

A Madame Djellata N,

Maître assistante (A), à l'institut des Sciences vétérinaire à l'Univers de l'université Saad Dahleb Blida 1. Pour nous avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury. Hommages respectueux.

AU Dr SAHRAOUI N,

maitre de conférences (A), à l'institut des Sciences vétérinaire à l'Univers de l'université Saad Dahleb Blida 1. Sur la valeur d'orientation et de la patience à supporter sur nous tout au long de l'année scolaire. Ainsi pour sa disponibilité sa gentillesse, son amabilité qui lui valut le sens de respect de tous les étudiants.

A Monsieur Omar Salhi,

Maître assistant (A), à l'institut des Sciences vétérinaire à l'Univers de l'université Saad Dahleb Blida 1.

Pour nous avoir fait l'honneur d'accepter d'examiner ce travail.

Sincères remerciements.

Nous adressons également nos vifs remerciements à Dr Boushaki Dj., Inspectrice vétérinaire, au DSV Alger. Pour ses orientations, ses conseils ,ses services, merci

Je tiens à exprimer toute ma gratitude à Dr HAFS H B, Docteur Vétérinaire de bureaux d'hygiène et Dr TALEB S, inspectrice vétérinaire, qui nous ont aimablement renseigné et aidée à mettre au point ce travail et chaque municipalité travailleurs Douera.

Mes sincères remerciements Au Dr Zenikeri N, Inspecteur vétérinaire de L'ETELVE pour ses conseils, et pour l'aide qui 'il a bien voulu accorder à ce travail.

Enfin, nous remercions tous ceux qui ont contribué à ce travail de près ou de loin, même la bonne parole.

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Au nom de Dieu et de la prière et la paix soient sur le Messager d' Allah, je mets ma confiance en Dieu et son enrôlé et est allé devant lui soit :

Je dédie le fruit de mon mieux pour :

A qui me submergé miséricorde après la miséricorde de Dieu Tout-Puissant , à celle qui à rester des nuits debout pour que je puissent dormi et qu'elle préfère de me donner tous m'soutenu m'encouragé durant toute ma période d'étude.et qui a mis le Paradis est sous ses pieds pour que si je décrivais assouplies par défaut et si elle a facilité la colère de Dieu , à ma **chère mère**.

Le cher **père** qui m'a soutenu toutes les choses, qu'il donna à quoi que ce soit. À ce qui sont allés loin de nous et leurs rêve de me voir ce que Je l'ai réalisé ce que nous avons atteint " Manny " et " Baba Cheikh "

Ce que je prie Dieu Tout-Puissant qui a habité de vastes paradis.

A mes sœurs jumelles " safa" et " Maroua " que je les souhaite une bonne continuation dans leurs études, à chaque famille proche et lointaine (Oncles et tantes et leurs enfants (Mohammed .Daïae Rayane Louai. Rihab. Ritadje et Rimesse. Yasser.Ramzi.Youness).sur tous Ma tante hourria pour son soutien et encouragement.

Pour tous les étudiants de la cinquième année vétérinaire promo 2016, en particulier Mohammed Hider, Abdesamad aussi Ounaser Ishak ami de parcours académique et à qui a partagé avec moi cette rêve d'accomplir ce travail humble Aissa.

A tous les enseignants qui m'ont enseigné durant tout mon cursus

Pour tout le monde cher à moi et à tous les demandeurs de la connaissance.

OUSSAMA

Dédicace

Ce travail est dédié à :

Mes chers parents

*Sans vous, je ne serais pas ce que je suis et que toute ma réussite
dans*

la vie et dans mes études dépendra de ce que vous m'avez donné

*Acceptez ce travail comme un témoignage de ma profonde
sympathie. Que Dieu vous accorde la santé et la vie.*

Mes grands-parents du côté de mon père ainsi que de ma mère.

*Mes frères Slimen et le petit Mohamed, et mes sœurs Halima et
son marie Khaled et leur belle petite Sidra , Faffa, Sarra et
Chaima.*

Toute ma grande famille.

*Mes amis Bakir Elchikhdehmen, Mohammed Daoudi, Elyess
Daoudi, Youcef Bougamra, Radouane Dahdouh, Niaf Nouh,
Mohammed Kechar Elkhalil, Bessaide Amer.*

Toutes mes autres amis et tout qui sont connu moi.

*Association Culturel Elsselem du Bounoura-Ghardaia et tous ses
membres.*

Tous les étudiants de ma promotion

Tous mes enseignants depuis l'école primaire.

*En fin, tous ceux qui ont participés de près ou de loin pour la
réalisation de ce travail*

AISSA DOUDOU ✍

TABLE DES MATIERS

Remerciements.....	I
Dédicaces.....	II
Table des matièresIII
Liste des abréviations.....	IV
Liste des figures	V
Liste des tableauxVI
Résumé en français.....	VII
Résumé en anglais.....	VIII
Résumé en arabe.....	IX
Introduction.....	1

Partie I : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : HISTOIRE ET IDENTITE DES DROMADAIRES

1-1.Morphologie générale.....	2
1-2.Taxonomie.....	3
1-3.Répartition géographique dans le monde, Afrique, Algérie.	4
1-4.Races camelins en Algérie.....	7
1-5.Caractéristique climatique.....	9
1-6.Physiologie orientée vers l'adaptation	10
1-7.Multifonctionnalité du dromadaire.....	13
1-8.Paramètres zootechniques.....	15
1-9.Différent système d'élevage en Algérie.....	18
1-10.L'importance de l'élevage camelin.....	19

CHAPITRE 2 : PARAMETRES BIOCHIMIQUES

2-1.Introduction.....	22
2-2.Analyses biochimiques:.....	22
2-2.1.Glucose	22
2-2.2.Créatinine.....	23
2-2.3.Urée.....	23
2-2.4.Bilan lipidique.....	24

PARTIE II : PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 3 : MATERIEL ET METHODES

3-1.Objectif	25
3-2.Cadre de l'étude	25
3-2. 1.Zone et période de l'étude.....	25
3-3.Matériel et méthodes.....	25
3-3.1.Matériel.....	25
3-3.1.1.Au niveau de l'abattoir.....	25
3-3.1.2.Au niveau du laboratoire.....	26
3-3.2.Méthodes.....	27
3-3.2.1.Au niveau de l'abattoir.....	27
3-3.2.2.Au niveau du laboratoire.....	28
3-4.Etude statistique.....	39

CHAPITRE 4 : RESULTATS ET DESCUTION

4-1.Valeurs biochimiques du dromadaire.....	40
4-1.1.Glycémie	40
4-1.2.Créatinine.....	41
4-1.3.Urée.....	41
4-1.4.Bilan lipidique.....	42
4-1.4.1.Cholesterol total.....	42
4-1.4.2.Triglycerides.....	43
4-1.4.3.Cholesterol HDL.....	44
4-1.4.4.Cholestérol LDL	44
4-2.Facteur de variations.....	45
4-2.1.Age.....	45
4-2.2.Sexe	46
4-2.3.Race	47
CONCLUSION.....	49
RECOMMANDATIONS.....	50
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
ANNEXES	

Liste des abréviations

1. **ADP** : adenosine-5-diphosphate
2. **AG** : acide gras
3. **CK-MB** : Créatine Kinase
4. **CDC** : center disease control)
5. **DAP** : dihydroxiacétone phosphate
6. **FAO** : food and agriculture organization
7. **GK** : glycérol kinase
8. **GLDH** : glutamate déshydrogénase
9. **GPO** : glycérophosphate déshydrogénase
10. **G3P** : glycérol-3-phosphate
11. **HDL** : High Density Lipoprotein
12. **H₂O₂** : peroxyde d'hydrogène
13. **ITELV** : Institute Technique des Elevages
14. **LDL** : Low Density Lipoprotein
15. **LpL** : lipoprotéinlipase
16. **MADR** : Ministère d'Agriculture et Développement Rural
17. **NADH** : nicotine adenine dinucleotide, reduced
18. **PV** : poids vif
19. **POD** : peroxydase
20. **TG** : triglycéride
21. **4-AF** : 4-aminophénazone

Liste des figures :

Figure 1.1 : Camelus dromedarius (photo personnelle, 2015).....	3
Figure 1.2 : Chameau Bactriane (Photo NRCC).....	3
Figure 1.3 : Aires de distribution des camelins dans le monde (FAYE et al., 1999).....	4
Figure 1.4 : Aires de distribution du dromadaire en Algérie (BENAISSA ,1989).....	6
Figure 3.1 : Prélèvement de sang (photo personnelle, 2015).....	27
Figure 3.2 : Moyen de transport (glacière) (photo personnelle, 2015).....	28
Figure 3.3 : Appareil d'analyse (photo personnelle, 2015).....	28
Figure 3.4 : Centrifugation des prélèvements (photo personnelle, 2015).....	29
Figure 3.5 : Prise du sérum à l'aide d'une micropipette (photo personnelle, 2015).....	29
Figure 3.6 : Etape d'emplacement des échantillons.....	30
Figure 3.7: Chariot des réactifs (photo personnelle, 2015).....	30
Figure 3.8: Logiciel de traitement(photo personnelle, 2015).....	31
Figure 3.9 : Sérum transvasé dans le tube (photo personnelle, 2015).....	32
Figure 3.10 : Placement des tubes dans le chariot (photo personnelle, 2015).....	32
Figure 3.11 : Mise des échantillons dans le chariot (photo personnelle, 2015).....	33
Figure 3.12 : Logiciel d'analyse (photo personnelle, 2015).....	33
Figure 3.13 : Prise du sérum(photo personnelle, 2015).....	34
Figure 3.14 : Utilisation du sérum (photo personnelle, 2015).....	34
Figure 3.15 : Utilisation de réactif (photo personnelle, 2015).....	35
Figure 3.16 : Placement des tubes (photo personnelle, 2015).....	35

Liste des tableaux

Tableau 1.1 : Effectif et la répartition de dromadaire en Algérie (MADR, 2014).....	5
Tableau 1.2 : Principales races camelines en Algérie selon BOUE (1952), LASNAMI (1986), BEN AISSA (1988).....	7
Tableau 4.1 : Glycémie moyenne des dromadaires.....	39
Tableau 4.2 : Créatinine moyenne de 22 dromadaires.....	40
Tableau 4.3 : Valeur moyenne d'urée.....	40
Tableau 4.4 : Cholestérol moyen des 22 dromadaires.....	41
Tableau 4.5 : Valeur moyenne des triglycérides de 22 dromadaires.....	42
Tableau 4.6: Cholestérol HDL moyen des dromadaires.....	42
Tableau 4.7 : Cholestérol LDL moyen des dromadaires.....	43
Tableau 4.8 : Paramètres biochimiques en fonction de l'âge.....	44
Tableau 4.9 : Paramètres biochimiques en fonction du sexe.....	45
Tableau 4.10 : Valeurs biochimiques en fonction de la race.....	46

RÉSUMÉ

En Algérie, le dromadaire a toujours fait partie prenante du paysage socioéconomique du sud que soit désertique ou steppique. Malgré cette importance économique et sociale, peu de travaux sur la biochimie ont été réalisés en Algérie.

Dans le but d'une meilleure connaissance de la biologie du dromadaire, les valeurs usuelles des principaux paramètres biochimiques sanguins chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) ont été évaluées dans 22 prélèvements sanguins provenant de 16 mâles et 06 femelles et subdivisés en 2 groupes d'âge de tout âge {jeune (1à4ans); adulte (05 à08 ans)} et appartenant à deux races Sahraoui et Tergui. Nos valeurs usuelles montrent une glycémie moyenne de 1.86g/l. Le taux moyen d'urée et de créatinine sont de 0.45g/l et 14.64g/l respectivement. Le bilan lipidique représenté par le cholestérol total (0.26g/l), les triglycérides (0.28g/l), le cholestérol HDL (0.01g/l) et LDL (0.02g/l). Les variations physiologiques des valeurs usuelles en fonction de l'âge, du sexe et race ont été recherchées pour le glucose, les triglycérides (TG), le cholestérol, cholestérol LDL et HDL, l'urée, la créatinine.

Des variations statistiquement significatives (test ANOVA) ont été retrouvées en fonction de la race pour le HDL est significativement plus élevé pour la race sahraoui (n=18) : 0.014 ± 0.004 contre 0.003 ± 0.003 g.L⁻¹ pour la race targuie (n=8). En fonction de l'âge, le LDL est significativement plus élevé pour les 11 jeunes animaux : 0.024 ± 0.006 contre 0.007 ± 0.002 g.L⁻¹ pour les 11 animaux adultes. Ces valeurs sont à prendre en considération par le clinicien pour la détection précoce des désordres métaboliques et nutritionnels chez le dromadaire.

Mots clés : dromadaire-paramètres biochimiques-âge- sexe- race

Abstract

In Algeria the dromedary has always involved the socioeconomic landscape of the South that is desert or steppe. Despite the economic and social importance, little research on the biochemistry were performed in Algeria.

With the aim of better understanding the biology of camels, the usual values of the main blood biochemical parameters in the dromedary (*Camelus dromedarius*) were evaluated in 22 blood samples from 16 males and 06 females, divided into 2 groups {young (1à4ans); Adult (05 years A08) } and owned two breed Sahraoui and Tergui. Our common values show an average blood glycemia of 1.86g / l. the average rate of urea and creatinine are of 0.45g / l and 14.64g / l respectively. The lipid represented by the total cholesterol (0.26g / l), triglycerides (0.28g / l), the HDL cholesterol (0.01g / l) and LDL (0.02g / l). Physiological changes in usual values depending on the age, sex and race have been sought for glycemia, triglycerides (TG), cholesterol, LDL and HDL cholesterol, urea, creatinine.

Statistically significant variations (ANOVA) were suckled found depending on the race for HDL is significantly higher for the Saharawi race (n = 18): 0.014 ± 0.004 against 0.003 ± 0.003 gL⁻¹ for the Tuareg race (n = 8). Depending on the age, LDL was significantly higher for the 11 young animals: 0.024 ± 0.006 0.007 ± 0.002 against g L⁻¹ for 11 adult animals. These values are to be considered by the clinician for the early detection of metabolism and nutrition disorders in camels.

Key words: biochemical-age- sexe- camel-breed- settings

ملخص

في الجزائر يدرج الجمل العربي الاصيل دائما في المشهد الاجتماعي والاقتصادي للجنوب سواء في الصحراء أو البادية. وعلى الرغم من الأهمية الاقتصادية والاجتماعية للإبل، إلا أنه أجريت بحوث قليلة حول الكيمياء الحيوية له. بهدف فهم أفضل لبيولوجيا الإبل في الجزائر، تم تقييم القيم المعتادة لمختلف قياسات الدم البيوكيماوية الرئيسية عند الجمل العربي (*Camelus dromedarius*). لهذا الغرض قمنا بدراسة 22 عينه دم منها 16 ذكور و 06 إناث، وتنقسم هذه الأخيرة الى مجموعتي عمر: {صغار} بمعدل عمر من (1 سنة الي 04 سنوات)؛ و الكبار من (05 سنوات 08 سنوات) وتنتمي الي سلالة الصحراوي والترقي.

تظهر قيما المشتركة ان متوسط نسبة السكر في الدم تقدر ب 1.86 غ / لتر. ومتوسط معدل اليوريا والكرياتينين 0.45 غ / لتر و 14.64 غ / لتر علي التوالي. الدهون ممثلة في الكوليسترول الكلي (0.26 غ / لتر) والدهون الثلاثية (0.28 غ / لتر)، والكوليسترول HDL (0.1 غ / لتر) و LDL (0.02 غ / لتر). دراسة التغيرات الفسيولوجية في القيم المعتادة اعتمادا على العمر والجنس والعرق للجلوكوز والدهون الثلاثية (TG)، الكوليسترول، LDL والكوليسترول الحميد، واليوريا، والكرياتينين. اتبنت وجود اختلافات ذات دلالة إحصائية (أنوفا) بدلالة السلالة بالنسبة ل HDL هو أعلى بكثير للجمل الصحراوي (ن = 18): 0.014 ± 0.004 ضد 0.003 ± 0.003 GL-1 ب بالنسبة للجمل الترقي (ن = 8).

اعتمادا على العمر كان LDL أعلى بكثير عند 11 الحيوانات الصغيرة: 0.024 ± 0.006 ضد 0.007 ± 0.002 ضد 11 الحيوانات الكبار. هذه القيم هي التي ستظهر للطبيب و تساعده للكشف المبكر عن اضطرابات عملية التمثيل الغذائي والتغذية عند الجمل.

كلمات المفتاح - جمل " وحيد السنام ": الكيمياء الحيوية، مثل السن-العمر-السلالة.

Références :

1. **Abenga J.N., Anosa V.O. (2005).** Serum total proteins and creatinine levels in experimental Gambian trypanosomosis of vervet monkeys. *Afr. J. Biotech.*, 4 : 187-190.
2. **ADAMOU A., (2008).** L'élevage camelin en Algérie : Système à rotation lente et problème de reproduction, profils hormonaux chez la chamelle Chaabi. Thèse de Doctorat université Badji Mokhtar- ANNABA 247.
3. **ADAMOU (A), 1993:** l'exploitation du dromadaire dans le Sahara Algérien (El-Oued) :Renouveau ou déclin ? Thèse Master Of science -Montpellier, centre International de HautesEtudes Agronomiques Méditerranéennes (CIHEAM). 207p.
4. **AYAD (S) et HERKAT (A), 1996 :** contraintes de développement de l'élevage camelin enAlgérie ; cas de la wilaya d'El Oued, Thèse ingéniorat en sciences Agronomiques, INA El-Harrach Alger. 40p.
5. **A.K.AL-ALI, H.A.HUSAYNI, D.M.POWER,(1987) COMPREHENSIVE BIOCHEMICAL ANALYSIS OF THE BLOOD OF THE CAMEL (CAMELUS DROMEDARIUS),** Department of Biochemistry, College of Medicine and Medical Sciences, King Faisal University, Dammam, Saudi Arabia.. Pp. 35-37
6. **Alshamsi, Ksiksi. Ashraf, (2015), ALTERED SERUM ENZYMES AND BIOCHEMICAL LEVELS IN ARABIAN RACING CAMELS WITH BONE FRACTURES,** The Journal of Animal & Plant Sciences, 25(4): 2015, Page: 1072-1080
7. **BEN AISSA(R), 1988 :** le dromadaire en Algérie - Séminaire sur le dromadaire, OuarglaAlgérie, pp20-21
8. **BEN AISSA. 1989 :** Le dromadaire en Algérie, option méditerranéenne, série n°2. pp19-28.
9. **BENGOUMI M., FAYE B., 2002.** Adaptation du dromadaire à la déshydratation. *Sécheresse*,13 (2) : 121-129.
10. **BENGOUMI M., Y. FAULCONNIER, A. TABARANI, A. SGHIRI, B. FAYE ET Y. CHILLIARD. (2005)** Effects of feeding level on body weight, hump size, lipid content and adipocyte volume in the dromedary camel. *Anim. Res.* 54: 383-393.
11. **BENYOUCEF M.T., BOUZEGAG B., (2006)** Résultats d'étude de la qualité de la viande de deux races camelines (Targui et Sahraoui) à Ouargla et Tamanrasset (Algérie), *Annales del'Institut national agronomique*; 27: 37-53.

12. **BESSAHRAOUI (T) et KERRACHE (A), 1998** : Etude socio-économique relative à l'élevage camelin dans la région du Hoggar (Algérie). Thèse ingénieur en sciences Agronomiques IHAS Ouargla. pp99-101
13. **BOUE (A), 1952** : l'originalité du chameau in : revue d'élevage et de Médecine vétérinaire des pays Tropicaux N°2. Pp 193-201
14. **BRUGERE-PICOUX J., REMY D.(1995)**, Baisse de la disponibilité en glucose. La dépêche Technique, 1995, Supplément technique 46 à la Dépêche Vétérinaire, 9-21.
15. **CHEHMA A. 1987** : Contribution à la connaissance du dromadaire dans quelques aires de distribution en Algérie, mémoire d'ingénieur en agronomie INA, Alger 83p.
16. **CHEHMA ,A .1996** .Contribution à la connaissance du dromadaire dans quelques aires de distribution en Algérie ,Thèse ing INA , El Harrach , 83p.
17. **CHERFI. M, 2003** Potentialités laitières des chammes (*Camelus dromedarius*) de la population sahraoui, these Ing, Agro, Inst, Nati, For, Sup., agro, Sah., 67p
18. **DUBIEF J., (1950)** : Evaporation et coefficients climatiques au Sahara. Ed : Ed: Inst. Rech.Sah., Alger.Tome VI. pp. 13-43.
19. **EMMANUAL, B. ;HOWARD B.R. et EMADY, M. (1976)** : urea degradation in the camel . can.J.Anim. Sci., **56**, 596-601.
20. **F.A.O., (2013)** food and agriculture organization of the united nations (fao) faostat online statistical service . Division de la Statistique
21. **FAO, 2003**: Feed and Agriculture Organization.
22. **FARAH Z. (1993)**. Composition and Characteristics of Camel Milk ; review.*J. Dairy Res.*, **60**, 603-626.
23. **F. ASADI, A. SHAHRIARI, P. ASADIAN, M. POURKABIR, A. SABZIKAR, R. OJAGHEE (2009)**: Serum lipid, glucose, free fatty acids and liver triglyceride in sub-adult and adult camels (*Camelus dromedarius*) 1Department of Biochemistry, School of Veterinary Medicine, University of Tehran, Tehran, IRAN.Revue Méd. Vét., 2009, 160, 12, 552-556
24. **FAYE B. et MULATOC.** : Facteurs de variations des paramètres pro-téo-énergétiques enzymatiques et minéraux dans le plasma chez le dromadaire de Djibouti. *Revue Elev. Méd. Pays Tro p .*, 1991, **44**, 325-334.
25. **FAYE B., J.P. JOUANY, J.P. CHACORNAC ET M. RATOVOANAHARY. (1995)** L'élevage des grands camélidés: analyse des initiatives réalisées en France. INRA prod. Anim. 8:3-17.
26. **FAYE B., 1997**. Le guide de l'élevage du dromadaire. Ed. Sanofi, Libourne.
27. **Fayer, B. Meyer, C.Marti,A.(1999)**: Le dromadaire CD-Rom. CIRAD Publ. Montpellier, France.

28. **FAYE B., BENGOUNI M., 2000.** Le dromadaire face à la sous-nutrition minérale : un aspect méconnu de son adaptabilité aux conditions désertiques. *Sécheresse*, 11 (3) : 155-161.
29. **FAYE B., S. GRECH ET T. KORCHANI. (2004)** Le dromadaire, entre féralisation et intensification. *Anthropozoologica*. 39: 7-14.
30. **FAYE B., (2012)** Camel Meat in the World: 18-27 In Camel Meat and Meat Products Edited by I.T. Kadim , O. Mahgoub , B. Faye , M.M. Farouk. 248 p. cab international. Org.
31. **GUERRADI M. 1998.** Contribution à la détermination de la composition et lacaractérisation physico chimique de lait de chamelle (nagga), mémoire d'ingénieur INFSAS, Ouargla 58p
32. **Harris P.A., Marlin D.J., Gray J. (1998).** Plasma aspartate aminotransferase and creatine kinase activities in thoroughbred racehorses in relation to age, sex, exercise and training. *Vet. J.*, 155 : 295-304.
33. **31-HARTLEY. B. O. 1980.** Cité par RICHARD D in le dromadaire et son élevage 1984.163p.
34. **Hilali M., Abdel-Gawad A., Nassar A., Abdel-Wahab A. (2006).** Hematological and biochemical changes in water buffalo calves (*Bubalus bubalis*) infected with *Trypanosoma evansi*. *Vet. Parasitol.*, 139 : 237-243.
35. **ITELVE :** Institute Technique des Elevages 2012
36. **JESSICA H. LEWIS, COMPARATIVE HEMATOLOGY-STUDIES ON CAMELIDAE**, comp, biochimie, physio, 1976, vol. 55A, pp 367 to 371. Pergamum Press, Printed in Great Britain. Department of Medicine, University of Pittsburgh, Pittsburgh. Pennsylvanie 15261. U.S.A
37. **JIANLIN H. (2005)** Camelids. International Livestock Research Institute (ILRI), Nairobi, Kenya. *Encyclopedia of Animal Science*, 187-190.
38. **JOUANY J.P. (2000)** La digestion chez les camélidés ; comparaison avec les ruminants *INRA Prod. Anim.* 13: 165-176.
39. **KAMOUN M 1998.** Evolution de la composition du lait de dromadaire durant l'allactation : conséquence technologiques, in *Dromadaires Chameaux, Animaux laitiers*, Actes du colloque 24-26/octobre/1994. Nouakchott Mauritanie CIRAD, Montpellier, France pp 168-170.
40. **KANEKO J.J., HARVEY J.W. et BRUSS M.L. (2008).** *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*. 6th ed., Elsevier Inc., Burlington, 2008. 916 p.

41. **KAYOULI C., JOUANY J.P., DARDILLAT C., TISSERAND J.L., 1995.**
Particularités physiologiques du dromadaire : conséquences pour son alimentation . In :
Elevage et alimentation du dromadaire. Tisserand J-L (ed.), Zaragoza. (*Options Méditerranéennes*. Série B. Etudes et Recherches ; n. 13 , pp 143-155).
42. **KNOESS. 1977** : the Camel a meat au milk animal. Cité par YAGIL. R. In the
désert Camel, comparative physiologique adaptation, Karger, Basel, 1985. 163p.
43. **LASNAMI (K), 1986** : Le dromadaire en Algérie, perspectives d'avenir. Thèse Magis.
Agro.INA El Harrach. 185p.
44. **Le HOUEROU H.N. (2005)** Problèmes écologiques du développement de l'élevage en
région sèche. Sécheresse. 16: 89-96.
45. **LHOST P. (2004)** Pastoralisme et désertification. Quel avenir pour les sociétés
pastorales sahéliennes? (Conférence donnée à l'Agropolis Museum le 8 octobre 2004).
La 53^{ème} réunion de la Fédération européenne de Zootechnie (FEZ), Égypte septembre
2002. Les systèmes d'élevage des zones sèches. Les conditions de la durabilité.
46. **MADR, 2014** : Ministère d'Agriculture et Développement Rural. Statistiques
agricoles. 2014.
47. **MARES, R.G, 1954:** animal husbandry, animal industry and animal disease in the
Somali Land protectorate. Cité par WILSON, R.T. In the camel Longman. London au
New York. 1984. 163p.
48. **Marshall W.J., Bangert S.K. (2005).** Clinical Chemistry, 5th Ed. Elsevier, London, UK,
392p.
49. **MOSLAM E, MEGDICHE. F 1989.** L'élevage camelin en Tunisie
option méditerranéenne série n°2 pp47-53.
50. **NARJISSE H. (1989)** Nutrition et production laitière chez les dromadaires. Options
Méditerranéennes -Série Séminaires. 2: 163-166.
51. **NAZIFI, K. MALEKI,(1998).** Biochemical analysis of serum and cerebrospinal fluid in
clinically normal adult camels (*Camelus dromedarius*), Research in Veterinary, Science
1998, 65, 83-84
52. **NAZIFI, S.GHEISARI H.R.(1999)** : The influence of thermal stress on serum lipids of
Camel Prac. Res. 6,307-309.
53. **NOLAN C.J., DAMM P., PRENTKI M. (2011).** Type 2 diabetes across generations:
from pathophysiology to prevention and management. The Lancet, vol 378, p. 169-181.
54. **NYANGA.O.(1997)** : A study of some hematological and biochemical parameters of the
normal dromedary camel in Kenya. J camel pract.res.,4,31-33.

55. **OULD TALEB M.H. (1999)** Généralités sur l'élevage du dromadaire en Mauritanie. FAO-EMPRES-GCP/INT/651/NOR.
56. **OZENDA P., (1977)** Flore du Sahara Septentrional. Ed. Centre nati. rech. sci. (C.N.R.S.), Paris, 622 Pages.
57. **OZENDA P., (1983)** Flore du Sahara. Ed. Centre nati. rech. sci. (C.N.R.S.), Paris, 622 Pages.
58. **OZENDA P (1991):** Flore de sahara (3 édition mise à jour et augmentée) Paris , Editions duCNRS. 662 pages. + Cartes.
59. **Peyre, D.F. 1989.** Le dromadaire dans son milieu naturel. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1 :127-132.
60. **Pitel Ph., Moulin M., Valette J-P., Dumontier S., Petit L., Fortier G., Couroucé-Malblanc A. (2006).** Approche des valeurs hématologiques et biochimiques chez deux races asines. Prat.Vèt. Éq., 38 : 19-25.
61. **Pritchard J.C., Burn C.C., Barr A.R.S., Whay H.R. (2009).**Haematological and serum biochemical reference values for apparently healthy workinghorses in Pakistan. Res. Vet. Sci., 87 : 389-395.
62. **RAMET J.P., 1993.** La technologie des fromages au lait de dromadaire (*Camelusdromedarius*). In: Etude FAO: Production et SanteAnimales, no. 113. Rome, FAO, 123 p.
63. **REZAKHANI A. HABIBABADI S.N. et GHOJOGH M.M. :** Studies on normal haematological and biochemical parameters of Tu r k m e n camel in Iran. J. Camel Pract. Res., 1997, 4, 41-44
64. **RICHARD, D. (1985)** Le dromadaire et son élevage ; Maisons-Alfort ; IEMVT ; Coll. Études et synthèse de l'IEMVT ; 162p
65. **RIFAI N., BACHORIK P.S. et ALBERS J.J.(1999).**Lipids, lipoproteins and apolipoproteinsIn : *Tietz textbook of clinical chemistry*, 3rd ed. WB Saunders Company, Philadelphia, 1999. 809p.
66. **Sahraoui N., M. Brabim Errahmani, Guetarni, JL Hornic 2014.** "Caractérisation des acides gras de la viande cameline en Algérie" cahiers de nutrition et diététiques.
67. **SALEY B. STEINMETZ, 1998** Approche quantitative de la production laitière.Destinée à la consommation humaine, répercussion sur la croissance du chameau étudéréalisée au milieu traditionnelle sahélien. in Dromadaires Chameaux, Animaux laitiers, Actes du colloque 24-26/octobre/1994. Nouakchott Mauritanie CIRAD, Montpellier, France pp87-94.

68. S. BEN ROMDHANE, M.N. ROMDANE, M.FEKI, H. SANHAGI, N. KAABACHI et A. M'BAZAA(2003). Article, Valeurs usuelles des principaux constituants biochimiques sériques du dromadaire (*Camelus dromedarius*) ,Service de Biochimie, Hôpital la Rabta Tunis, Tunisie, pages 696-702.
69. **SCHWARTZ et al 1983**. Cité par BORREGUBA et LOUNISS In contribution à l'étude des systèmes d'élevage et les caractères de production et de reproduction de race camel dans la sahra septentrional algérien. Thesing agro saha. INFS/AS Ouargla. 1993.80p
70. **Shujait Ali, Nazir Ahmad, Nafees Akhtar, Zia-ur-Rahman, David E, Noakes.(2007)** Metabolite contents of blood serum and fluid from small and large sized follicles in dromedary camels during the peak and the low breeding seasons. *Animal Reproduction Science* 108 (2008) 446–456.
71. **Sidi SIBY,(2008)**. Etudes de la variation des paramètres biochimiques et hématologique dans le district de Bamako, Diplôme d'état en médecine, Université de Bamako Mali(2008),pp 43.
72. **SNOW D.H., BILLAH A. et RIDHA A.** : Effect of maximal exercise on the blood composition of the racing camel. *Vet. Rec.*, 1998, **123**, 311-312.
73. Smith A.D., Datta S.P., Smith G.H., Campbell P.N., Bentley R., McKenzie H.A. (2000). *Oxford Dictionary of Biochemistry and Molecular Biology*, Revised Edition. OXFORD, University Press, New York, USA, 753p.
74. **SOUED A, 1965**. Cité par RICHARD (1985) In le dromadaire et son élevage IEMVT163P
75. **Souilem, O. Chine, O. Alguemi, C. Gogny M.(1999)** : étude de la glycémie chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) en Tunisie : résultats préliminaires *Rev . Med . Vèt .* **150**, 537-542.
76. **T.E.A.Osman, K.A.AL-Busadah (2003)**: Normal concentrations of twenty serum biochemical parameters of she-camels, cows and ewes in Saudi Arabia, camel research centre, department of physiology, biochemistry and pharmacology, college of veterinary medicine and animal resources, king faisal university, P.O.Box 1757, AL-Ahsa Saudi Arabia, *Pak.J.Biol.Sci.*, 6(14): 1253-1256, 2003
- 77.
78. **TITAOUNE M.,2006** .Considération zootechnique de l'élevage du dromadaire dans le Sud-Est Algérie :Influence du sexe et de la saison sur certains paramètres sanguins.Thèse de Magistère en Science vétérinaires .Faculté des sciences vétérinaire ,Université de Batna,pages. Pages, 2, 62, 64, 65.
79. **TOUTAIN G., (1979)** : Eléments d'agronomie saharienne, de la recherche au développement. Ed : I.N.R.A., Paris. 276 pages.

- 80. TRABELSI H., SENOUSI A., CHEHMA A., (2012)** Etude de la dissémination des graines des plantes spontanées dans les fèces du dromadaire dans le Sahara septentrional Algérien. Sécheresse vol. 23 (2):94-101.
- 81. WILLIAMSON.G, PAYNE.W.J.A 1978:** An introduction an animal husbandry in the tropics. Cité par RICHARD.D In le dromadaire et son élevage I E M V T 1984.163P.
- 82. WILSON R.T. (1989)** The one-humped camel in the word. Options Méditerranéennes - Série Séminaires. 2 :15-17.
- 83. YASIN.S.A, WAHID.A. 1957:** Pakistan camels. Cité par RICHARD. D. In le dromadaire et son élevage I E M V T. 1984.163P.
- 84. ZITOUT (2007) :** Contribution à l'étude des paramètres de production (lait) et de la reproduction chez le dromadaire population CHAAMBI dans la région de Metlili. Diplôme d'Ingénieur d'état. Agro. production animale. Option : production animale. Université KASDI Merbah Ouargla. Pages, 60, 61, 62, 64, 65.

ANNEXES

Annexe 1 :

Fiche commémorative

Abattoir

Code

Race

Sexe

Age

Date de prélèvement

Lieu de prélèvement

Annexe 2 : réactifs utilisé



Kits utilisés pour le dosage de cholestérol-HDL



Réactif des triglycérides



Kit du glucose



Réactif du l'urées



Réactif créatinine



REACTIFS BIOLABO
www.biolabo.fr
FABRICANT :
BIOLABO SA,
02160, Maizy, France

Calibrateur HDL / LDL / CK-MB

Pour la calibration du dosage du Cholestérol-HDL (méthode directe et méthode PTA)
Pour la calibration du dosage du Cholestérol-LDL (méthode directe)
Pour la calibration lors de la détermination de l'activité CK-MB (méthode immunoinhibition)

REF 95506 R1 2 x 2 mL R2 1 x 5 mL



IVD USAGE IN VITRO

SUPPORT TECHNIQUE et COMMANDES
Tel : (33) 03 23 25 15 50
Fax : (33) 03 23 256 256

PRESENTATION ET UTILISATION (1)

Le Calibrateur Cholestérol-HDL / LDL / CK-MB BIOLABO est une préparation lyophilisée de sérums d'origine humaine contenant différentes formes de lipoprotéines, incluant des lipoprotéines de haute densité (HDL) et les lipoprotéines de faible densité (LDL) et CK-MB.
Les valeurs en Cholestérol-HDL / LDL sont traçables sur des étalons internationaux SRM® 1951b (Standard Reference Material®) titrés au CDC (Center for Disease Control) et sont proches du niveau décisionnel en clinique. L'activité CK-MB a été déterminée dans des conditions strictement standardisées sur plusieurs séries indépendantes et à l'aide de réactifs et calibrateur de référence interne BIOLABO. A utiliser avec :

BIOLABO Cholestérol-HDL (méthode directe)
REF 90206 (200-250 Tests), REF 90406 (400-500 Tests),
REF 90426 (2000-2500 Tests).

BIOLABO Cholestérol-HDL (méthode PTA)
REF 86516 (1 x 125 mL), REF 86536 (1 x 30 mL)

BIOLABO Cholestérol-LDL (méthode directe)
REF 90416 (100-125 Tests), REF 90816 (200-250 Tests).

BIOLABO CK-MB (méthode immuno-inhibition)
REF 97217 (10 x 3 mL), REF 97317 (8 x 20 mL)

Il convient à la fois aux méthodes manuelles et aux méthodes sur analyseurs automatiques. En cas d'utilisation avec un réactif d'un autre fournisseur, se référer aux recommandations de la notice correspondante.

REACTIFS FOURNIS ET COMPOSITION

fiaçon R1 CALIBRATEUR HDL / LDL / CK-MB

Sérum humain lyophilisé : 2 x 2 mL

fiaçon R2 DILUANT

L'activité CK-MB et la concentration en Cholestérol-HDL et Cholestérol-LDL sont indiquées dans le tableau ci contre (valeurs spécifiques du lot).

REACTIFS ET MATERIEL COMPLEMENTAIRES

1. Equipement de base du laboratoire d'analyses médicales.
2. Sérums de contrôle HDL / LDL / CK-MB (origine humaine)
REF 95516 Contrôle HDL / LDL / CK-MB Taux 1 (2 x 2 mL)
REF 95526 Contrôle HDL / LDL / CK-MB Taux 2 (2 x 2 mL)

PREPARATION

- Ouvrir le flacon R1 avec précaution sans perdre de lyophilisat.
- Mesurer précisément 2 mL (2000 µL) du flacon R2 et transférer dans R1.
- Refermer et laisser reposer 20 minutes à température ambiante.
- Homogénéiser par rotations lentes avant utilisation.
- Méthode PTA : traiter le calibrateur comme un spécimen avant utilisation. **Ne pas secouer** (pour éviter la formation de mousse).

STABILITE ET CONSERVATION

Stocker à 2-8°C dans le flacon d'origine bien bouché et à l'abri de la lumière.

- Avant ouverture, le Calibrateur lyophilisé est stable jusqu'à la date de péremption indiquée sur l'étiquette.

- En l'absence de contamination, utilisé et stocké comme indiqué dans la notice, le Calibrateur reconstitué est stable 6 heures à 15-25°C, 7 jours à 2-8°C, 4 semaines à -20°C (ne pas recongeler).

Rejeter le Calibrateur s'il est troublé ou contaminé.
Ne pas utiliser le Calibrateur reconstitué après de la date de péremption indiquée sur l'étiquette.

PRECAUTIONS

Les réactifs BIOLABO sont destinés à du personnel qualifié, pour un usage in vitro.

- **Attention : Origine humaine.** Chaque prélèvement utilisé dans cette production est testé par des réactifs approuvés FDA et l'absence de réactivité vis-à-vis de l'AghBs, du VHC et des anticorps anti-VIH1/2 a été contrôlée. Aucun test ne pouvant apporter une certitude quant à l'absence de contamination par des agents infectieux, ce matériel doit être traité comme potentiellement infectieux.
- Utiliser des équipements de protection (blouse, gants, lunettes).
- Ne pas pipeter avec la bouche.
- En cas de contact avec la peau ou les yeux, rincer abondamment à l'eau et consulter un médecin.
- Les réactifs contiennent de l'azide de sodium (concentration < 0,1%) qui peut réagir avec les métaux tel que le cuivre ou le plomb des canalisations. Rincer abondamment.
- La fiche de données de sécurité peut être obtenue sur simple demande.
- Elimination des déchets : respecter la législation en vigueur.

Par mesure de sécurité, traiter tout spécimen comme potentiellement infectieux, dans le respect des bonnes pratiques de laboratoire, en prenant toutes les précautions appropriées. Respecter la législation en vigueur.

VALEURS DE CALIBRATION ET INCERTITUDES (1)

LOT	101408A1	Valeur de calibration	Incertitude
CK-MB (immunoinhibition)		91 U/L	(10,4)
Cholestérol-HDL (Méthode directe)		2,54 mmol/L	(0,106)
Unités Conventionnelles		0,983 g/L	(0,041)
Cholestérol-HDL (Méthode PTA)		2,49 mmol/L	(0,052)
Unités Conventionnelles		0,963 g/L	(0,020)
Cholestérol-LDL (Méthode directe)		1,92 mmol/L	(3,62)
Unités Conventionnelles		0,744 g/L	(0,014)

Les valeurs de calibration ont été établies dans plusieurs laboratoires indépendants, ou dans nos laboratoires en utilisant :

- Les méthodes BIOLABO et des étalons internationaux pour le HDL et LDL Cholestérol (SRM® 1951c : Standard Reference Material®) titrés au CDC (Center for Disease Control) et un calibrateur de référence interne pour la mesure de l'activité CK-MB.
- Des techniques statistiques recommandées et validées.
- Un matériel sous contrôle métrologique.

La valeur assignée est la moyenne des mesures de chaque analyte.
La valeur en méthode PTA est rattachée sur SRM® 1951c et est obtenue en traitant le calibrateur comme un échantillon. Il n'est donc pas nécessaire de multiplier les résultats des patients par le facteur de dilution (voir notice REF 86516 et 86536).

Les valeurs entre parenthèses indiquent l'incertitude composée et prennent en compte toutes les sources d'erreurs susceptibles d'influer sur le résultat.

REFERENCES

- (1) Sano, A.H. Lipoprotein metabolism and the etiology of hyperlipidemia. *Hospital Practice*, 23(Suppl. 1), p.4-13 (1988).
- (2) Chouze, J.R. and al., Studies of low density lipoprotein molecular weight in human beings with coronary artery disease. *J. Lipid Res.*, 26:p.566-574 (1985).
- (3) Badimon, J. J., Badimon, L., Fuster, V., Regression of Atherosclerotic Lesions by High Density Lipoprotein Plasma Fraction in the Cholesterol-Fed Rabbit. *Journal of Clinical Investigation*, 85, p.1234-1241 (1990).
- (4) Castelli, W.P. and al., LDL Cholesterol and other lipids in coronary heart disease. *Circulation*, 55, p.767 (1977).
- (5) Barr, D.P., Russ, E.M., Eisen, H.A., Protein-lipid relationships in human plasma. *Am. J. Med.*, 11, p.480-493 (1951).
- (6) Gordon, T. and al., High density lipoprotein as a protective factor against coronary heart disease. *Am. J. Med.*, 62, p.707-714 (1977).
- (7) Williams, P., Robinson, D., Baly, A., High density lipoprotein and coronary risk factor. *Lancet*, 1, p.75-76 (1973).
- (8) Kannel, W.B., Castelli, W.P., Gordon, T., Cholesterol in the prediction of atherosclerotic disease. New perspectives based on... *Am. J. Med.*, 60, p.85-91 (1976).
- (9) National Institutes of Health publication No. 83-3026, September, (1983).
- (10) Tate, B. W., *Clinical Guide to Laboratory Tests*, W. B. Saunders Co., Philadelphia, p. 256-257, (1988).
- (11) SMO BIOLABO, Document interne ref. 81 INS 01 - Evaluation et étirage des sérums de contrôles et calibrateurs.

Fabricant Date de péremption Usagé "in vitro" Température de conservation Référence Produit Consulter la notice Numéro de lot Conserver à l'abri de la lumière Suffisant pour diluer avec

Made in France

Dernière version : www.biolabo.fr

version : 28/07/2011



CREATININE - J

Créatinine

Jaffé. Colorimétrique- cinétique

Détermination quantitative de créatinine IVD

Conservé à 2-8°C

PRINCIPE DE LA METHODE

Le test de la créatinine est basé sur la réaction de la créatinine avec le picrate sodium décrit par Jaffé.

La créatinine réagit avec le picrate alcalin en formant un complexe de couleur rouge. L'intervalle de temps choisi pour les lectures permet d'éliminer une grande partie des interférences connue pour la méthode. L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de créatinine présente dans l'échantillon testé¹.

SIGNIFICATION CLINIQUE

La créatinine est le résultat de la dégradation de la créatine, composant des muscles et qui peut être transformée en ATP, source d'énergie pour les cellules.

La production de créatinine dépend de la modification de la masse musculaire. Elle varie peu et les niveaux sont généralement très stables. Elle est éliminée par le rein. En cas d'insuffisance rénale progressive, il existe une rétention de sang dans l'urée, la créatine et l'acide urique. Des niveaux élevés de créatinine sont un signe de pathologie rénale^{4,5}. Le diagnostic clinique doit être réalisé en prenant compte des données cliniques et de laboratoire.

REACTIFS

R 1 Réactif picrique	Acide picrique	17,5 mmol/L
R 2 Réactif alcalinisant	Hydroxyde de sodium	0,29 mol/L
CREATININE CAL	Patron premier de détection de la créatinine	2 mg/dL

PRECAUTIONS

R1/ R2: H314-Provoque des brûlures de la peau et des lésions oculaires graves.
CAL: H290- Peut être corrosif pour les métaux.
Suivez les conseils de prudence donnés en SDS et étiquette.

PREPARATION

Réactif de travail (RT): Mélanger des volumes égaux de réactif picrique R 1 et de réactif alcalinisant R 2.
Stabilité du réactif de travail: 15 jours à 2-8°C ou 7 jours à température ambiante (15-25°C).

CONSERVATION ET STABILITE

Tous les composants du kit sont stables jusqu'à la date de péremption indiquée sur le flacon, et s'ils sont maintenus hermétiquement fermés à 2-8°C, à l'abri de la lumière et des sources de contamination. Ne pas utiliser les réactifs en dehors de la date indiquée.

Indices de détérioration des réactifs:

- Présence de particules et turbidité.
- Absorbance (A) du blanc à 492 nm $\geq 1,80$.

MATERIEL SUPPLEMENTAIRE

- Spectrophotomètre ou analyseur pour les lectures à 492 nm (490-510).
- Cuvettes de 1,0 cm d'éclairage.
- Equipement classique de laboratoire.

ECHANTILLONS

- Sérum ou plasma héparinisé¹.
- Stabilité de la créatinine: 24 heures à 2-8°C.
- Urine (24 h): Diluer l'échantillon à 1/50 avec de l'eau distillée. Mélanger. Multiplier le résultat obtenu par 50 (facteur de dilution)
- Stabilité de la créatinine: 7 jours à 2-8°C.

PROCEDURE

- Conditions de test:
Longueur d'ondes: 492 nm (490-510)
Cuvette: 1 cm d'éclairage
Température: 37°/15-25°C
- Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée
- Pipetter dans une cuvette:

	Blanc	Étalon	Echantillon
RT (mL)	1,0	1,0	1,0
Étalon (Remarque 1,2,3) (µL)	--	100	--
Echantillon (µL)	--	--	100

- Mélanger et activer le chronomètre.

- Consulter l'absorbance (A₁) au bout de 30 secondes puis de 90 secondes (A₂) après avoir ajouté l'échantillon de test.
- Calculer: $\Delta A = A_2 - A_1$.

CÁLCULS

$$\frac{\Delta A \text{ Echantillon} - \Delta A \text{ Blanc}}{\Delta A \text{ Étalon} - \Delta A \text{ Blanc}} \times 2 \text{ (Conc. Étalon)} = \text{mg/dL de créatinine dans l'échantillon}$$

Facteur de conversion: mg/dL x 88,4 = µmol/L

CONTROLE DE QUALITE

Il est conseillé d'analyser conjointement les échantillons de sérum dont les valeurs ont été contrôlées: SPINROL H Normal et pathologique (Réf. 1002120 et 1002210).

Si les valeurs se trouvent en dehors des valeurs tolérées, analyser l'instrument, les réactifs et le calibre.

Chaque laboratoire doit disposer de son propre contrôle de qualité et déterminer les mesures correctives à mettre en place dans le cas où les vérifications ne correspondraient pas aux attentes.

VALEURS DE REFERENCE¹

Sérum plasma:

Hommes	0,7 - 1,4 mg/dL	≅ 61,8 - 123,7 µmol/L
Femmes	0,6 - 1,1 mg/dL	≅ 53,0 - 97,2 µmol/L

Urine: 15-25 mg/Kg/24 h

Hommes	10 - 20 mg/Kg/24 h
Femmes	8 - 18 mg/Kg/24 h

Ces valeurs sont données à titre d'information. Il est conseillé à chaque laboratoire de définir ses propres valeurs de référence.

CHARACTERISTIQUES DE LA METHODE

Gamme de mesures: Depuis la limite de détection de 0,000 mg/dL jusqu'à la limite de linéarité de 35 mg/dL.

Si la concentration de l'échantillon est supérieure à la limite de linéarité, diluer 1/2 avec du ClNa 9 g/L et multiplier le résultat final par 2.

Précision:

	Intra-série (n=20)		Inter-série (n=20)	
Mesure (mg/dL)	0,92	3,43	0,96	3,50
SD	0,03	0,07	0,04	0,09
CV (%)	2,76	1,90	3,97	2,51

Sensibilité analytique: 1 mg/dL = 0,0407 ΔA/min.

Exactitude: Les réactifs SPINREACT (y) ne montrent pas de différences systématiques significatives lorsqu'on les compare à d'autres réactifs commerciaux (x).

Les résultats obtenus avec 50 échantillons ont été les suivants:

Coefficient de corrélation (r): 0,99584.

Equation de la Courbe de régression: $y = 0,953x + 0,075$

Les caractéristiques de la méthode peuvent varier suivant l'analyseur employé.

INTERFERENCES

Hémoglobine (1 g/L), Bilirubine (55 mg/dL), interfèrent¹.

Différentes drogues ont été décrites ainsi que d'autres substances qui interfèrent dans la détermination de la créatinine^{2,3}.

REMARQUES

- CREATININE CAL: Etant donné la nature du produit, il est conseillé de le manipuler avec une grande précaution. En effet, il peut être contaminé avec facilité.
- Le calibrage au moyen du patron de détection peut donner lieu à des erreurs systématiques lors de méthodes automatiques. Dans de tels cas, il est conseillé d'utiliser des calibrages sériques.
- Utiliser des embouts de pipettes jetables propres pour diffuser le produit.
- SPINREACT dispose de consignes détaillées pour l'application de ce réactif dans différents analyseurs.

BIBLIOGRAPHIE

- Murray R.L. Creatinine. Kaplan A et al. Clin Chem The C.V. Mosby Co. St Louis, Toronto, Princeton 1984; 1261-1266 and 418.
- Young DS. Effects of drugs on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACCC Press, 1995.
- Young DS. Effects of disease on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACCC 2001.
- Burtis A et al. Tietz Textbook of Clinical Chemistry, 3rd ed AACCC 1999.
- Tietz N W et al. Clinical Guide to Laboratory Tests, 3rd ed AACCC 1995.

PRESENTATION

Ref: 1001110	Cont.	R1: 1 x 50 mL, R2: 1 x 50 mL, CAL: 1 x 2 mL
Ref: 1001111		R1: 1 x 150 mL, R2: 1 x 150 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001112		R1: 1 x 1000 mL, R2: 1 x 1000 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001113		R1: 2 x 250 mL, R2: 2 x 250 mL, CAL: 1 x 5 mL



Détermination quantitative de glucose IVD

Conservé à 2-8°C

PRINCIPE DE LA METHODE

Le glucose oxydase (GOD) catalyse l'oxydation du glucose en acide gluconique. Le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) produit, se détache au moyen d'un accepteur chromo génique d'oxygène, de phénol-ampirone en présence de peroxydase (POD):



L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de glucose présent dans l'échantillon testé^{1, 2}.

SIGNIFICATION CLINIQUE

Le glucose est la meilleure source d'énergie pour les cellules de l'organisme; l'insuline facilite l'entrée de glucose dans les cellules. Le diabète mellitus est une maladie qui se produit en cas d'hyperglycémie, provoquée par un déficit d'insuline^{1, 5, 6}. La diagnostic clinique doit tenir compte de données cliniques et de laboratoire.

REACTIFS

R 1	TRIS pH 7.4	92 mmol/L
Tampon	Phénol	0,3 mmol/L
R 2	Glucose oxydase (GOD)	15000 U/L
Enzymes	Peroxydase (POD)	1000 U/L
	4 - Aminophénazone (4-AF)	2,6 mmol/L
GLUCOSE CAL	Patron primaire de détection du glucose 100 mg/dL	

PREPARATION

Réactif de travail (RT): Dissoudre (→) le contenu d'une capsule d'enzymes R 2 dans un flacon de tampon R 1. 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).

CONSERVATION ET STABILITE

Tous les composants du kit sont stables jusqu'à la date de péremption indiquée sur l'étiquette du flacon, et si les flacons sont maintenus hermétiquement fermés à 2-8°C, à l'abri de la lumière et des sources de contamination.

Ne pas utiliser les réactifs en dehors de la date indiquée.

Indices de détérioration des réactifs:

- Présence de particules et turbidité.
- Absorption du blanc à 505 nm $\geq 0,10$.

MATERIEL SUPPLEMENTAIRE

- Spectrophotomètre ou analyseur pour lectures à 505 nm.
- Cuvettes de 1,0 cm d'éclairage.
- Equipement classique de laboratoire.

ECHANTILLONS

Sérum ou plasma, sans hémolyse¹ ni LCR. Le sérum doit être séparé dès que possible du caillot. Stabilité: Le glucose dans le sérum ou le plasma est stable 3 jours à 2-8°C.

PROCEDURE

- Conditions de test:
Longueur d'ondes: 505 nm (490-550)
Cuvette: 1 cm d'éclairage
Température: 37°C
- Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée
- Pipetter dans une cuvette:

	Blanc	Modèle	Echantillon
RT (mL)	1,0	1,0	1,0
Modèle (Remarque 1,2) (µL)	--	10	--
Echantillon (µL)	--	--	10

- Mélanger et incuber pendant exactement 10 minutes à 37°C ou 20 min à température ambiante (15-25°C).
- Lire l'absorption (A) du patron et l'échantillon, en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur reste stable pendant au moins 30 minutes.

CALCULS

$$\frac{(A) \text{ Echantillon}}{(A) \text{ Modèle}} \times 100 \text{ (modèle conc.)} = \text{mg/dL de glucose dans l'échantillon}$$

(A) Modèle

Facteur de conversion: mg/dL x 0,0555 = mmol/L.

CONTROLE DE QUALITE

Il est conseillé d'analyser conjointement les échantillons de sérum dont les valeurs ont été contrôlées: SPINTROL H Normal et pathologique (Réf. 1002120 et 1002210).

Si les valeurs se trouvent en dehors des valeurs tolérées, analyser l'instrument, les réactifs et le calibre.

Chaque laboratoire doit disposer de son propre contrôle de qualité et déterminer les mesures correctives à mettre en place dans le cas où les vérifications ne correspondraient pas aux attentes.

VALEURS DE REFERENCE¹

Sérum ou plasma:
60 - 110 mg/dL \approx 3,33 - 6,10 mmol/L

LCR:
60 - 80 % de la valeur en sang

Ces valeurs sont données à titre d'information. Il est conseillé à chaque laboratoire de définir ses propres valeurs de référence.

CARACTERISTIQUES DE LA METHODE

Gamme de mesures: Depuis la limite de détection 0,04 mg/dL jusqu'à la limite de linéarité 500 mg/dL.

Si la concentration de l'échantillon est supérieure à la limite de linéarité, diluer 1/2 avec du ClNa 9 g/L et multiplier le résultat final par 2.

Précision:

	Intra-série (n=20)		Inter-série (n=20)	
Moyenne (mg/dL)	96,8	241	98,4	248
SD	0,81	1,43	1,55	3,73
CV (%)	0,83	0,59	1,58	1,50

Sensibilité analytique: 1 mg/dL = 0,0036 A.

Exactitude: Les réactifs SPINREACT (y) ne montrent pas de différences systématiques significatives lorsqu'on les compare à d'autres réactifs commerciaux (x).

Les résultats obtenus avec 50 échantillons ont été les suivants:

Coefficient de corrélation (r): 0,99.

Equation de la Courbe de régression: $y = 1,0x + 0,12$.

Les caractéristiques de la méthode peuvent varier suivant l'analyseur employé.

INTERFERENCES

Aucune interférence n'a été relevée avec: l'hémoglobine jusqu'à 4 g/L, la bilirubine jusqu'à 20 mg/L, la créatinine jusqu'à 100 mg/L, la galactose jusqu'à 1 g/L.

Différentes drogues ont été décrites, ainsi que des substances pouvant interférer dans la détermination de la glucose^{3, 4}.

REMARQUES

- GLUCOSE CAL: Etant donné la nature du produit, il est conseillé de le manipuler avec une extrême précaution. En effet, il peut être contaminé très facilement.
- Le calibrage au moyen du patron de détection peut donner lieu à des erreurs systématiques lors de méthodes automatiques. Dans de tels cas, il est conseillé d'utiliser des calibrages sériques.
- Utiliser des embouts de pipettes jetables propres pour diffuser le produit.
- SPINREACT dispose de consignes détaillées pour l'application de ce réactif dans différents analyseurs.

BIBLIOGRAPHIE

- Kaplan A. Glucose. Kaplan A et al. Clin Chem The C.V. Mosby Co. St Louis. Toronto. Princeton 1984; 1032-1036.
- Trinder P. Ann Clin Biochem 1969; 6: 24-33.
- Young DS. Effects of drugs on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACC Press, 1995.
- Young DS. Effects of disease on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACC 2001.
- Burtis A et al. Tietz Textbook of Clinical Chemistry, 3rd ed AACC 1999.
- Tietz N W et al. Clinical Guide to Laboratory Tests, 3rd ed AACC 1995.

PRESENTATION

Ref.1001190	Cont.	R1: 4 x 125 mL, R2: 4 → 125 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref.1001191		R1: 4 x 250 mL, R2: 4 → 250 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref.1001192		R1: 10 x 50 mL, R2: 10 → 50 mL, CAL: 1 x 5 mL



TRIGLYCERIDES

Triglycérides

GPO-POD. Enzymatique colorimétrique

Détermination quantitative de triglycérides

IVD

Conserver à 2-8°C

PRINCIPE DE LA METHODE

Les triglycérides incubés avec de la lipoprotéinase (LPL) libèrent du glycérol et des acides gras libres. Le glycérol est phosphorylé par du glycérophosphate déshydrogénase (GPO) et de l'ATP en présence de glycérol kinase (GK) pour produire du glycérol-3-phosphate (G3P) et de l'adénosine-5-di-phosphate (ADP). Le G3P est alors transformé en dihydroxyacétone phosphate (DAP) et en peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) par le GPO. Au final, le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) réagit avec du 4-aminophénone (4-AF) et du p-chlorophénol, réaction catalysée par la peroxydase (POD), ce qui donne une couleur rouge.



L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de triglycérides présents dans l'échantillon testé^{1,2,3}.

SIGNIFICATION CLINIQUE

Les triglycérides sont des graisses qui fournissent à la cellule son énergie. Tout comme le cholestérol, ils sont transportés vers les cellules de l'organisme par les lipoprotéines du sang. Un régime fort en graisses saturés ou en carbohydrates peut élever les niveaux de triglycérides.

Leur augmentation est relativement neutre. Diverses maladies, telles que certaines dysfonctions hépatiques (cirrhose, hépatite, obstruction biliaire) ou diabètes mellitus, peuvent être associées à des hausses de triglycérides^{3,6,7}. Le diagnostic clinique doit tenir compte des données cliniques et de laboratoire.

REACTIFS

R 1	GOOD pH 7,5 p-Chlorophénol	50 mmol/L 2 mmol/L
R 2	Lipoprotéine lipase (LPL) Glycérol kinase (GK) Glycérol-3-oxydase (GPO) Peroxydase(POD) 4 - Aminophénone (4-AF) ATP	150000 U/L 500 U/L 2500 U/L 440 U/L 0,1 mmol/L 0,1 mmol/L
TRIGLYCERIDES CAL	Patron primaire de détection de triglycérides	200 mg/dL

PREPARATION

Réactif de travail (RT): Dissoudre (→) le contenu d'une capsule d'enzymes R 2 et un flacon de tampon R 1.

Réf: 1001310 Réactif de travail (RT): Reconstituer (→) le contenu d'une capsule d'enzymes R 2 dans 10 mL de tampon R 1.

Refermer et agiter doucement jusqu'à ce que le contenu soit dissout. Stabilité du R: 6 semaine au réfrigérateur (2-8°C) ou une semaine à 15-25°C.

CONSERVATION ET STABILITE

Tous les composants du kit sont stables jusqu'à la date de péremption indiquée sur l'étiquette, et si les flacons sont maintenus hermétiquement fermés à 2-8°C, à l'abri de la lumière et des sources de contamination. Ne pas utiliser les réactifs en dehors de la date indiquée.

Indices de détérioration des réactifs:

- Présence de particules et turbidité.
- Absorption (A) du blanc à 505 nm $\geq 0,14$.

MATERIEL SUPPLEMENTAIRE

- Spectrophotomètre ou analyseur pour les lectures à 505 nm.
- Cuvettes de 1,0 cm d'éclairage.
- Equipement classique de laboratoire.

ECHANTILLONS

Sérum ou plasma héparinisé ou EDTA¹. Stabilité de l'échantillon: 5 jours à 2-8°C.

PROCEDURE

- Conditions de test:
Longueur d'ondes: 505 nm (490-550)
Cuvette: 1 cm d'éclairage
Température: 37°C/15-25°C
- Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée
- Pipetter dans une cuvette:

	Blanc	Étalon	Echantillon
RT (mL)	1,0	1,0	1,0
Modèle (Remarque 1,3,4) (µL)	--	10	--
Étalon (µL)	--	--	10

- Mélanger et incuber 5 minutes à 37°C ou 10 min. à température ambiante.
- Lire l'absorption (A) du patron et l'échantillon, en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur reste stable pendant au moins 30 minutes.

CALCULS

(A) Échantillon - (A) Blanc x 200 (Étalon conc.) = mg/dL de triglycéride dans l'échantillon
(A) Étalon - (A) Blanc

Facteur de conversion: mg/dL x 0,0113 = mmol/L.

CONTROLE DE QUALITE

Il est conseillé d'analyser conjointement les échantillons de sérum dont les valeurs ont été contrôlées: SPINTRLOL H Normal et pathologique (Réf. 1002120 et 1002210). Si les valeurs se trouvent en dehors des valeurs tolérées, analyser l'instrument, les réactifs et le calibre. Chaque laboratoire doit disposer de son propre contrôle de qualité et déterminer les mesures correctives à mettre en place dans le cas où les vérifications ne correspondraient pas aux attentes.

VALEURS DE REFERENCE

Hommes: 40 - 160 mg/dL

Femmes: 35 - 135 mg/dL

Ces valeurs sont données à titre d'information. Il est conseillé à chaque laboratoire de définir ses propres valeurs de référence.

CARACTERISTIQUES DE LA METHODE

Gamme de mesures: Depuis la limite de détection de 0,000 mg/dL jusqu'à la limite de linéarité de 2200 mg/dL.

Si la concentration de l'échantillon est supérieure à la limite de linéarité, diluer 1/2 avec du CINA 9 g/L et multiplier le résultat final par 2.

Précision:

	Intra-série (n=20)		Inter-série (n=20)	
Moyenne (mg/dL)	103	219	103	217
SD	0,41	0,93	3,74	7,80
CV (%)	0,39	0,43	3,62	3,59

Sensibilité analytique: 1 mg/dL = 0,00137 A.

Exactitude: Les réactifs SPINREACT (y) ne montrent pas de différences systématiques significatives lorsqu'on les compare à d'autres réactifs commerciaux (x). Les résultats obtenus avec 50 échantillons ont été les suivants:

Coefficient de corrélation (r): 0,99760.

Equation de la Courbe de régression: y=0,905x + 10,77.

Les caractéristiques de la méthode peuvent varier suivant l'analyseur employé.

INTERFERENCES

Aucune interférence n'a été relevée avec bilirubine jusqu'à 170 µmol/L et hémoglobine jusqu'à 10 g/L².

Différentes drogues ont été décrites ainsi que d'autres substances qui peuvent interférer lors de la détermination de la triglycérides^{4,5}.

REMARQUES

- TRIGLYCERIDES CAL: Etant donné la nature du produit, il est conseillé de manipuler le produit avec une grande précaution. En effet, il peut être contaminé très facilement.
- Du LCF (Lipid Clearing Factor) est intégré au réactif.
- Le calibrage au moyen du patron de détection peut donner lieu à des erreurs systématiques lors de méthodes automatiques. Dans de tels cas, il est conseillé d'utiliser des calibrages sériques.
- Utiliser des embouts de pipettes jetables propres pour diffuser le produit.
- SPINREACT dispose de consignes détaillées pour l'application de ce réactif dans différents analyseurs.

BIBLIOGRAPHIE

- Buccolo G et al. Quantitative determination of serum triglycerides by use of enzymes. Clin Chem 1973; 19 (5): 476-482.
- Fossati P et al. Clin. Chem 1982; 28(10): 2077-2080.
- Kaplan A et al. Tryglycerides. Clin Chem The C.V. Mosby Co. St Louis. Toronto. Princeton 1984; 437 and Lipids 1194-1206.
- Young DS. Effects of drugs on Clinical Lab. Tests. 4th ed AACC Press, 1995.
- Young DS. Effects of disease on Clinical Lab. Tests. 4th ed AACC 2001.
- Burtis A et al. Tietz Textbook of Clinical Chemistry, 3rd ed AACC 1999.
- Tietz N W et al. Clinical Guide to Laboratory Tests, 3rd ed AACC 1995.

PRESENTATION

Ref: 1001310	R1: 1 x 50 mL, R2: 5 → 10 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001311	R1: 10 x 20 mL, R2: 10 → 20 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001312	R1: 10 x 50 mL, R2: 10 → 50 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001313	R1: 4 x 125 mL, R2: 4 → 125 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001314	R1: 4 x 250 mL, R2: 4 → 250 mL, CAL: 1 x 5 mL





CHOLESTEROL

Cholestérol

CHOD-POD. Enzymatique chlorimétrique

Détermination quantitative de cholestérol IVD

Conservé à 2-8°C

PRINCIPE DE LA METHODE

Le cholestérol présent dans l'échantillon donne lieu à un composé coloré, suivant la réaction suivante:

L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de cholestérol présent dans l'échantillon testé^{1,2}.

SIGNIFICATION CLINIQUE

Le cholestérol est une substance grasse présente dans toutes les cellules de l'organisme. Le foie produit naturellement tout le cholestérol dont il a besoin pour former les membranes cellulaires et pour produire certaines hormones. La détermination du cholestérol est l'un des outils les plus importants pour diagnostiquer et classer les lipémies. L'augmentation du niveau de cholestérol est l'un des facteurs de risques cardiovasculaires possibles^{3,4}.

Le diagnostic clinique doit tenir compte des données cliniques et de laboratoire.

REACTIFS

R 1	PIPES pH 6,9	90 mmol/L
Tampon	phénol	26 mmol/L
R 2	Cholestérol estérase (CHE)	300 U/L
Enzymes	Cholestérol oxydase (CHOD)	300 U/L
	Peroxydase (POD)	1250 U/L
	4 - Aminophénazone (4-AF)	0,4 mmol/L
CHOLESTEROL CAL	Patron primaire de détection du cholestérol 200 mg/dL	

PREPARATION

Réactif de travail (RT): Dissoudre (→) le contenu d'une capsule d'enzymes R 2 dans un 1 flacon de tampon R 1. 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 15-25°C. Conserved à l'abri de la lumière.

CONSERVATION ET STABILITE

Tous les composants du kit sont stables jusqu'à la date de péremption indiquée sur l'étiquette, et si les flacons sont maintenus hermétiquement fermés à 2-8°C, à l'abri de la lumière et des sources de contamination. Ne pas utiliser les réactifs en dehors de la date indiquée.

Indices de détérioration des réactifs:

- Présence de particules et turbidité.
- Absorption (A) du blanc à 505 nm $\geq 0,1$.

MATERIEL SUPPLEMENTAIRE

- Spectrophotomètre ou analyseur pour les lectures à 505 nm (500-550).
- Cuvettes de 1,0 cm d'éclairage.
- Equipement classique de laboratoire.

ECHANTILLONS

Sérum ou plasma^{1,2}. Stabilité de l'échantillon 7 jours à 2-8°C et plusieurs mois si l'échantillon est congelé (-20°C).

PROCEDURE

- Conditions de test:
Longueur d'ondes: 505 nm (500-550)
Cuvette: 1 cm d'éclairage
Température: 37°C/15-25°C
- Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée
- Pipetter dans une cuvette:

	Blanc	Modèle	Echantillon
RT (mL)	1,0	1,0	1,0
Modèle (Remarque 1-2) (µL)	--	10	--
Echantillon (µL)	--	--	10

- Mélanger et incubé pendant exactement 5 minutes à 37°C ou 10 min à température ambiante.
- Lire l'absorption (A) du patron et l'échantillon, en comparaison avec le blanc du réactif. La couleur reste stable pendant au moins 60 minutes.

CALCULS

$$\frac{(A) \text{ Echantillon}}{(A) \text{ Modèle}} \times 200 (\text{Modèle Conc.}) = \text{mg/dL de cholestérol dans l'échantillon}$$

Facteur de conversion: mg/dL x 0,0258 = mmol/L.

CONTROLE DE QUALITE

Il est conseillé d'analyser conjointement les échantillons de sérum dont les valeurs ont été contrôlées: SPINTROL H Normal et pathologique (Réf. 1002120 et 1002210).

Si les valeurs se trouvent en dehors des valeurs tolérées, analyser l'instrument, les réactifs et le calibre.

Chaque laboratoire doit disposer de son propre contrôle de qualité et déterminer les mesures correctives à mettre en place dans le cas où les vérifications ne correspondraient pas aux attentes.

VALEURS DE REFERENCE

Evaluation du risque^{5,6}.

Moins de 200 mg/dL	Normal
200-239 mg/dL	Modéré
240 ou plus	Elevé

Ces valeurs sont données à titre d'information. Il est conseillé à chaque laboratoire de définir ses propres valeurs de référence.

CARACTERISTIQUES DE LA METHODE

Gamme de mesures: Depuis la limite de détection de 0,6 mg/dL jusqu'à la limite de linéarité de 600 mg/dL.

Si la concentration de l'échantillon est supérieure à la limite de linéarité, diluer 1/2 avec du ClNa 9 g/L et multiplier le résultat final par 2.

Précision:

Moyenne (mg/dL)	Intra-série (n=20)		Inter-série (n=20)	
	90,1	305	90,4	301
SD	0,64	3,30	1,12	2,30
CV (%)	0,71	1,08	1,24	0,76

Sensibilité analytique: 1 mg/dL = 0,002 A.

Exactitude: Les réactifs SPINREACT (y) ne montrent pas de différences systématiques significatives lorsqu'on les compare à d'autres réactifs commerciaux (x).

Les résultats obtenus avec 50 échantillons ont été les suivants:

Coefficient de corrélation (r): 0,995.

Equation de la Courbe de régression: $y = 1,004x - 0,931$.

Les caractéristiques de la méthode peuvent varier suivant l'analyseur employé.

INTERFERENCES

Aucune interférence d'hémoglobine n'a été constaté jusqu'à 5 g/L et bilirubine jusqu'à 10 mg/dL^{1,2}.Différentes drogues ont été décrites ainsi que des substances pouvant interférer dans la détermination du cholestérol^{3,4}.

REMARQUES

- CHOLESTEROL CAL: Etant donné la nature du produit, il est conseillé de le manipuler avec une grande précaution. En effet, il peut être contaminé avec facilité.
- LCF (Lipid Clearing Factor) intégré au réactif.
- Le calibrage au moyen du patron de détection peut donner lieu à des erreurs systématiques lors de méthodes automatiques. Dans de tels cas, il est conseillé d'utiliser des calibrages sériques.
- Utiliser des embouts de pipettes jetables propres pour diffuser le produit.
- SPINREACT dispose de consignes détaillées pour l'application de ce réactif dans différents analyseurs.

BIBLIOGRAPHIE

- Naito H.K. Cholesterol. Kaplan A et al. Clin Chem The C.V. Mosby Co. St Louis. Toronto. Princeton 1984; 1194-11206 and 437.
- Meiattini F. et al. The 4-hydroxybenzoate/4-aminophenazone Chromogenic System. Clin Chem 1978; 24 (12): 2161-2165.
- Young DS. Effects of drugs on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACC Press, 1995.
- Young DS. Effects of disease on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACC 2001.
- Burtis A et al. Tietz Textbook of Clinical Chemistry, 3rd ed AACC 1999.
- Tietz N W et al. Clinical Guide to Laboratory Tests, 3rd ed AACC 1995.

PRESENTATION

Ref: 1001090	R1: 10 x 50 mL, R2: 10 → 50 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001091	R1: 10 x 20 mL, R2: 10 → 20 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001092	R1: 4 x 125 mL, R2: 4 → 125 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001093	R1: 4 x 250 mL, R2: 4 → 250 mL, CAL: 1 x 5 mL



Urée-UV

Uréase -GLDH. Cinétique UV

Détermination quantitative d'urée IVD

Conservé à 2-8°C

PRINCIPE DE LA METHODE

L'urée catalyse l'hémolyse de l'urée, présente dans l'échantillon, en ammoniac (NH3) et en anhydride carbonique (CO2). L'ammoniac formé est incorporé à l'alpha-cétoglutarate par l'action du glutamate déshydrogénase (GLDH) avec oxydation parallèle de la NADH à la NAD+ :



2 NH3 + alpha-Cétoglutarate + NADH ->[GLDH] H2O + NAD+ + L-Glutamate
La diminution de la concentration de NAD+ dans la méthode est proportionnelle à la concentration d'urée dans l'échantillon testé 1.

SIGNIFICATION CLINIQUE

L'urée est le résultat final du métabolisme des protéines; elle se forme dans le foie à partir de sa destruction. Il peut apparaître un taux d'urée élevé dans le sang (urémie) dans le cadre de régimes excessives en protéines, de maladies d'insuffisances cardiaques, d'hémorragies, d'hypovolémie et d'obstructions rénales 1,4,5. La diagnostique clinique doit tenir compte des données cliniques et des données de laboratoire.

REACTIFS

Table with 3 columns: Reactif, Composition, and Concentration. Includes R 1 (TRIS pH 7,8, alpha-Cétoglutarate), R 2 (Uréase, Glutamate déshydrogénase (GLDH), Enzymes), and UREA CAL (Patron primaire de détection d'urée 50 mg/dL).

PREPARATION

Réactif de travail (RT): Dissoudre (->) le contenu d'une capsule d'enzymes de R 2 dans un flacon de tampon R 1. Refermer et mélanger doucement jusqu'à ce que le contenu soit dissout. Stabilité: 6 semaines à 2-8°C ou 7 jours à 15-25°C.

CONSERVATION ET STABILITE

Tous les composants du kit sont stables jusqu'à la date de péremption indiquée sur l'étiquette, et si les flacons sont maintenus hermétiquement fermés à 2-8°C, à l'abri de la lumière et des sources de contamination. Ne pas utiliser les réactifs en dehors de la date indiquée.

Indices de détérioration des réactifs:

- Présence de particules et turbidité.
- Absorption (A) du blanc à 340 nm < 1,00.

MATERIEL SUPPLEMENTAIRE

- Spectrophotomètre ou analyseur pour lectures à 340 nm.
- Cuvettes de 1,0 cm d'éclairage.
- Equipement classique de laboratoire (Remarque 2)

ECHANTILLONS

- Sérum ou plasma héparinisé 1: Ne pas utiliser de sels d'ammonium ou de fluorure comme anticoagulants.
- Urine 1: Diluer l'échantillon à 1/50 avec de l'eau distillée. Mélanger. Multiplier le résultat obtenu par 50 (facteur de dilution); éviter l'augmentation de bactéries en maintenant le pH < 4.
L'urée est stable 5 jours à 2-8°C.

PROCEDURE

- 1. Conditions de test:
Longueur d'ondes: 340 nm
Cuvette: 1 cm d'éclairage
Température: 37/15-25°C
2. Régler le spectrophotomètre sur zéro en fonction de l'eau distillée
3. Pipetter dans une cuvette:

Table with 4 columns: RT (mL), Blanc, Etalon, Echantillon. Values: RT (1,0), Blanc (1,0), Etalon (1,0), Echantillon (1,0). Etalon (1,3,4) (µL) and Echantillon (10).

- 4. Mélanger et consulter les absorptions aux 30 s (A1) et aux 90 s (A2).
5. Calculer: ΔA = A1 - A2.

CALCULS

(ΔA) Échantillon / (ΔA) Etalon x 50 (Étalon conc.) = mg/dL d'urée dans l'échantillon testé

10 mg/L d'urée BUN divisé par 0,466 = 21 mg/L d'urée = 0,36 mmol/L d'urée 1.

Facteur de conversion: mg/dL x 0,1665 = mmol/L.

CONTROLE DE QUALITE

Il est conseillé d'analyser conjointement les échantillons de sérum dont les valeurs ont été contrôlées: SPINTROL H Normal et pathologique (Réf. 1002120 et 1002210).

Si les valeurs se trouvent en dehors des valeurs tolérées, analyser l'instrument, les réactifs et le calibre.

Chaque laboratoire doit disposer de son propre contrôle de qualité et déterminer les mesures correctives à mettre en place dans le cas où les vérifications ne correspondraient pas aux attentes.

VALEURS DE REFERENCE 1

Sérum: de 15 à 45 mg/dL (2,49-7,49 mmol/L)

Urine: de 20 à 35 gr/24 heures

Ces valeurs sont données à titre d'information. Il est conseillé à chaque laboratoire de définir ses propres valeurs de référence.

CARACTERISTIQUES DE LA METHODE

Gamme de mesures: Depuis la limite de détection 1,82 mg/dL jusqu'à la limite de linéarité 500 mg/dL.

Si la concentration de l'échantillon est supérieure à la limite de linéarité, diluer 1/2 avec du ClNa 9 g/L et multiplier le résultat final par 2.

Précision:

Table with 3 columns: Moyenne (mg/dL), Intra-série (n=20), Inter-série (n=20). Rows: Moyenne (41,9, 146, 39,96, 144), SD (0,89, 2,55, 1,10, 2,79), CV (%) (2,13, 1,74, 2,76, 1,93).

Sensibilité analytique: 1 mg/dL = 0,0016 A.

Exactitude: Les réactifs SPINREACT (y) ne montrent pas de différences systématiques significatives lorsqu'on les compare à d'autres réactifs commerciaux (x).

Les résultats obtenus avec 50 échantillons ont été les suivants:

Coefficient de corrélation (r): 0,99.

Equation de la Courbe de régression: y=0,99x + 0,01

Les caractéristiques de la méthode peuvent varier suivant l'analyseur employé.

INTERFERENCES

Comme anticoagulant, il est conseillé d'avoir recours à l'héparine. En aucun cas il ne faut utiliser de sels d'ammonium ou e fluorure 1.

Différentes drogues ont été décrites, ainsi que d'autres substances pouvant interférer dans la détermination de l'urée 2,3

REMARQUES

- 1. UREA CAL: Etant donné la nature du produit, il est conseillé de la manipuler avec précaution. En effet, il peut facilement être contaminé.
2. Le matériel utilisé ainsi que l'eau distillée ne doivent contenir ni ammonium ni sels 1.
3. Le calibrage au moyen du patron de détection peut donner lieu à des erreurs systématiques lors de méthodes automatiques. Dans de tels cas, il est conseillé d'utiliser des calibrages sériques
4. Utiliser des embouts de pipettes jetables propres pour diffuser le produit.
5. SPINREACT dispose de consignes détaillées pour l'application de ce réactif dans différents analyseurs.

BIBLIOGRAPHIE

- 1. Kaplan A. Urea. Kaplan A et al. Clin Chem The C.V. Mosby Co. St Louis. Toronto. Princeton 1984; 1257-1260 and 437 and 418.
2. Young DS. Effects of drugs on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACC Press, 1995.
3. Young DS. Effects of disease on Clinical Lab. Tests, 4th ed AACC 2001.
4. Burtis A et al. Tietz Textbook of Clinical Chemistry, 3rd ed AACC 1999.
5. Tietz N W et al. Clinical Guide to Laboratory Tests, 3rd ed AACC 1995.

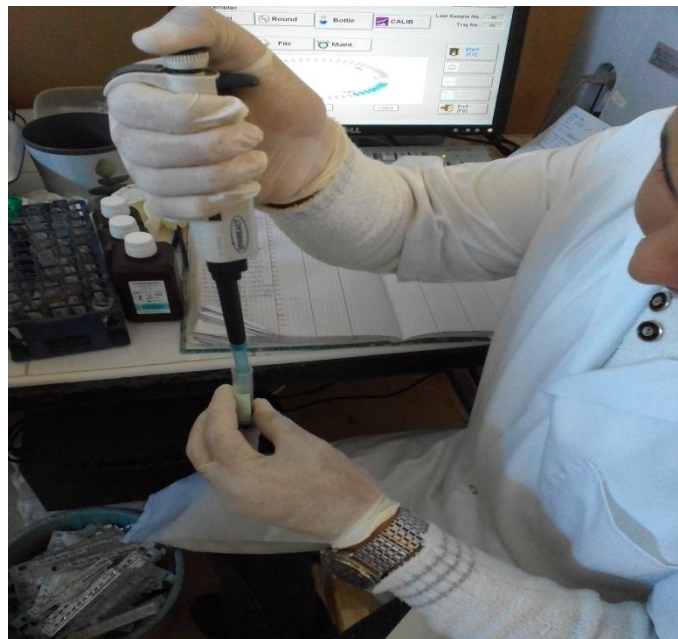
PRESENTATION

Ref: 1001332 Cont. R1: 10 x 20 mL, R2: 10 -> 20 mL, CAL: 1 x 5 mL
Ref: 1001333 R1: 10 x 50 mL, R2: 10 -> 50 mL, CAL: 1 x 5 mL

Annexe 3 : Matériel pour dosage :



Centrifugeuse



Prise du sérum à l'aide d'une micropipette



Appareil d'analyse

Annexes 4 : valeurs de quelques paramètres biochimiques de chaque tête dans les 22 dromadaires

Tube01 : Jeune male de la race Saharaoui_

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	1.6	0.28	12	0.16	0.30	0.04	0.0072

Tube02 : Male adulte de la race Saharaoui

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	créatinine	Cholestérol g/l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL g/l
Taux	0,4	0.23	05	0.05	0.15	0.00	0.0015

Tube03 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	1,8	0.33	15	0.39	0.55	0.00	0.043

Tube04 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	2,2	0.53	14	0.18	0.63	0.02	0.021

Tube05 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	1.5	0.35	12	0.24	0.12	0.00	0.0058

Tube06 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	1.5	0.53	10	0.03	0.23	0.00	0.0014

Tube07 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	3.1	0.36	14	0.43	0.23	0.01	0.018

Tube08 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	1.7	0.53	19	0.42	0.40	0.03	0.031

Tube09 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	0.9	0.13	14	0.33	0.23	0.00	0.015

Tube10 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	1	1.01	22	0.47	0.04	0.02	0.0034

Tube11 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	1.9	0.52	15	0.70	0.41	0.04	0.054

Tube12 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	2	0.48	17	0.27	0.15	0.00	0.0081

Tube13 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	2	0.43	17	0.14	0.15	0.00	0.0042

Tube14 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	2.2	0.46	12	0.18	0.16	0.00	0.0058

Tube15 :

SANG							
Examens	Glycémie	Urée	créatinine	cholestérol	triglycérides	HDL	LDL
Taux	2.6	0.22	17	0.44	0.30	0.03	0.025

Tube16 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	2.6	0.29	12	0.29	1.00	0.02	0.054

Tube17 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	2.1	0.63	20	0.12	0.09	0.00	0.0022

Tube18 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	2.1	0.66	18	0.12	0.20	0.00	0.0048

Tube19 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	1.9	0.56	14	0.28	0.30	0.00	0.017

Tube20 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	1.7	0.51	15	0.08	0.07	0.00	0.0011

Tube21 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	2.3	0.61	12	0.24	0.22	0.00	0.011

Tube22 :

SANG							
Examens	Glycémie g/l	Urée g/l	Créatinine mg/l	Cholestérol g /l	Triglycérides g/l	HDL g/l	LDL
Taux	1.8	0.23	16	0.10	0.17	0.00	0.0034

Annexe 5 : tableaux des résultats

Cholestérol total

Univariate Tests of Significance for Chol Sigma-restricted parameterization Effective hypothesis decomposition					
Effect	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	1,115	1	1,115	52,197	0,000
Race	0,109	1	0,109	5,117	0,036
Anim	0,088	1	0,088	4,131	0,057
Race*Anim	0,005	1	0,005	0,236	0,633
Error	0,384	18	0,021		

HDL

Univariate Tests of Significance for HDL Sigma-restricted parameterization Effective hypothesis decomposition					
Effect	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	0,0014	1	0,0014	9,3181	0,0069
Race	0,0008	1	0,0008	5,4074	0,0319
Anim	0,0005	1	0,0005	3,6725	0,0713
Race*Anim	0,0002	1	0,0002	1,4142	0,2498
Error	0,0026	18	0,0001		

LDL

Univariate Tests of Significance for LDL Sigma-restricted parameterization Effective hypothesis decomposition					
Effect	SS	Degr. of Freedom	MS	F	p
Intercept	0,0041	1	0,0041	19,6568	0,0003
Race	0,0004	1	0,0004	1,9518	0,1794
Anim	0,0014	1	0,0014	6,8144	0,0177
Race*Anim	0,0001	1	0,0001	0,3662	0,5526
Error	0,0037	18	0,0002		

Introduction

"Laisser la voie pour la chamelle, elle connaîtra son chemin"

C'est avec ses paroles saintes que le prophète Mohammed que le salut et le pardon soient sur lui – ordonna aux gens de Médine, a venus l'accueillir de permettre à une chamelle de vaquer librement avant de s'agenouiller à un endroit où fut décidé la construction de la première mosquée en Islam, c'est dire toute la symbolique qui entoure cet animal qu'est le dromadaire.

En Algérie, le dromadaire a toujours fait partie prenante du paysage socio-économique du sud, que soit désertique ou steppique.

Malheureusement, le dromadaire reste une richesse mal exploitée, ses performances faibles du fait qu'il est livré à lui-même ou mené de manière traditionnelle reposant sur un niveau de technicité limité et dépassée. Plusieurs études ont montré que le dromadaire possède une meilleure capacité à digérer les fourrages pauvres que les autres ruminants domestiques en raison d'une plus grande rétention des particules solides dans les pré-estomacs. De ce fait l'élevage du dromadaire (*Camelus dromedarius*) revêt une importance considérable notamment dans les zones arides et semi-arides du sud algérien. 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. En effet, en plus de son utilisation classique à des fins de production (lait, viande, cuir, et poil), 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 .

Malgré cette importance économique et sociale, peu de travaux sur l'anatomie, la zootechnie, la physiologie, la pathologie et la biochimie de cet animal ont été réalisés en Algérie, avec un nombre limité de constituants et n'a pas tenu compte des variations physiologiques susceptibles d'influencer les valeurs des paramètres sanguins(Titaouine, 2006).

Dans ce contexte, notre travail aura pour objectif de déterminer les valeurs usuelles des principaux paramètres biochimiques sanguins chez le dromadaire et de rechercher l'implication de certains facteurs physiologiques comme l'âge, le sexe et la race.

PARTIE BIBLIOGRAIQUE

CHAPITRE 1 : HISTOIRE

ET IDENTITE DES DROMADAIRES

1-1. Morphologie générale du dromadaire :

Wilson (1989) a rapporté que le dromadaire est très distinct des autres animaux domestiques, notamment par la présence d'un long cou, de la bosse et de la callosité au niveau de sternum. La tête est large, le cou large et fin, le coussinet sternal maintenant l'abdomen légèrement au-dessus du sol, le dromadaire ne possède pas de cornes, les oreilles sont petites, les yeux larges et saillants, les narines longues peuvent être refermées pour les besoins de l'animal, la lèvre supérieure est divisée, fendue, poilue, extensible et très sensitive, la lèvre inférieure est large et pendante, les membres sont puissants. L'animal a des glandes derrière la tête qui servent à la transpiration.

La peau est souple recouverte de poils. Le rallongement est souvent au niveau des épaules et de la bosse, la couleur des poils est généralement brune variant du chocolat foncé à presque noir au rouge ou rouille fauve à presque blanche chez quelques types. La femelle a quatre quartiers au niveau de la mamelle, les testicules du mâle sont positionnés haut derrière les cuisses et le début du fourreau est dirigé vers l'arrière.

Ces particularités morphologiques et anatomiques pourraient expliquer la capacité d'adaptation du dromadaire en milieu désertique que les autres herbivores domestiques. A propos de l'anatomie digestive du dromadaire (KAYOULI *et al.* 1995, JOUANY, 2000) ont signalé que celle-ci diffère de celle des autres ruminants quant à la forme, la structure et la fonction. Elle a la particularité de valoriser les ressources végétales naturelles de zones désertiques.

1-2. Taxonomie :

La classification du dromadaire dans le règne animal (CHEHMA,1996) . il appartient :

- Sous- règne : Métazoaires
- Embranchement : Chordata
- Sous-embranchement : Vertebratés
- Super-classe : Tetrapodes
- Classe : Mammifère
- Sous-classe : Theria (placentaires)
- Infra classe : Eutheria
- Super-ordre : Praxonia
- Ordre :Artyodactyles
- Sous-ordre : Tylopoda

Le dromadaire appartient à la famille des Camélidés, genre *Camelus*, qui comprend deux espèces *Camelus dromedarius* (dromadaire à une bosse) (figure 1.1) et *Camelus bactrianus* ou chameau de Bactriane (à deux bosses) (figure 1.2) (Faye, 1997).

- ✚ Le premier est un animal des déserts chauds d’Afrique, du Proche et Moyen Orient, et même au désert du Thar en Inde, il se trouve dans 35 pays.
- ✚ Le second en revanche est un animal des déserts froids d’Asie centrale, et se rencontre jusqu’au Mandchourie .



Figure1.1 : *Camelus dromedarius* (photo personnelle, 2015)



Figure1.2 : Chameau de Bactriane (Photo NRCC)

1-3. Répartition géographique et effectif :

La population cameline se repartie dans le continent d’Afrique et d’Asie

a. Dans le monde :

Le recensement précis de la population cameline mondiale n’est pas facile, notamment à cause de l’absence de vaccinations obligatoires dans ces espèces, mais on l’estime à 20 millions de tête (chameaux et dromadaires confondus) (Faye, 1997)

La localisation géographique du dromadaire se situe dans la ceinture des zones tropicales et subtropicales sèches de l'Afrique, de l'Ouest du continent asiatique et du Nord- Ouest de l'Inde (figure 1.3). 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).

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 « bactrians » (*Camelus bactrianus*) peuplant les régions froides de l'Asie. Ce nom leur a été donné, par référence à la région de "Baktriane", située au nord de l'Afghanistan, où cette espèce était initialement implantée (FARAH, 1993).



Figure 1.3 : Aires de distribution des camelins (FAYE et *al.* 1999).

b. En Afrique :

Les principales zones d'élevage du dromadaire se situent dans la partie septentrionale de l'Afrique de l'Est en Afrique de l'Ouest et en Afrique du Nord. La limite sud de son aire est approximativement le treizième degré de latitude Nord, sauf à l'Est où celle-ci descend jusqu'à l'Équateur (RICHARD, 1985). Cependant, près de 80% de la population de dromadaire se situe en Afrique. Les pays de la Corne de l'Afrique (Somalie, Soudan, Ethiopie, Kenya, Djibouti) abritent seuls 60% du cheptel camelin mondial. La Somalie contient environ 6,5 millions de dromadaires, ce qui est proche de 50% du cheptel africain (Faye, 1997).

c. En Algérie :

Le dromadaire est présent dans 17 wilayas (09 steppiques et 08 saharien) (tableau 1) qui sont connues pour leur vocation ancestrale de zone d'élevage mixte (camelin ; caprin et ovin) qui s'adaptent aux conditions climatique arides. Elles détiennent un effectif camelin de l'ordre de 354 000 têtes répartis dans une superficie de 2millions de km² (ITELV, 2012).

Tableau 1.1 : Effectif et la répartition de dromadaire en Algérie (MADR, 2014).

	Wilaya	Surface en km ²	Chamelles	Autre : Mal	Total
Wilaya Steppiques	M'SILA	18.718	1 220	400	1 620
	TEBESSA	14.227	354	73	427
	BATNA	12.192	50	46	96
	LAGHOUAT	25.057	1 174	783	1 957
	DJELFA	66.415	3 840	2580	6 420
	NAAMA	29.950	690	325	1 015
	EL_BAYADH	78.870	9 020	2 430	11 450
	TIARET	20.673	162	68	230
Wilaya Saharien	BISKRA	20.986	3 350	1 650	5 000
	EL-OUED	54.573	23 000	15 000	38 000
	OUARGLA	211.980	20 540	12 018	32 558
	GHARDAIA	86.870	5 360	5 850	11 210
	BECHAR	162.200	17 242	3 493	20 735
	TINDOUF	159.000	33 358	22 214	55 572
	ADRAR	427368	21 212	28 738	49 950
	TAMANRASSET	555.906	49 859	36 036	85 895
	ILLIZI	284.618	13 393	18 937	32 330

L'effectif des camelins le plus important se situe dans la wilaya de Tamanrasset.

Aires de distribution du dromadaire en Algérie est représenté dans la figure

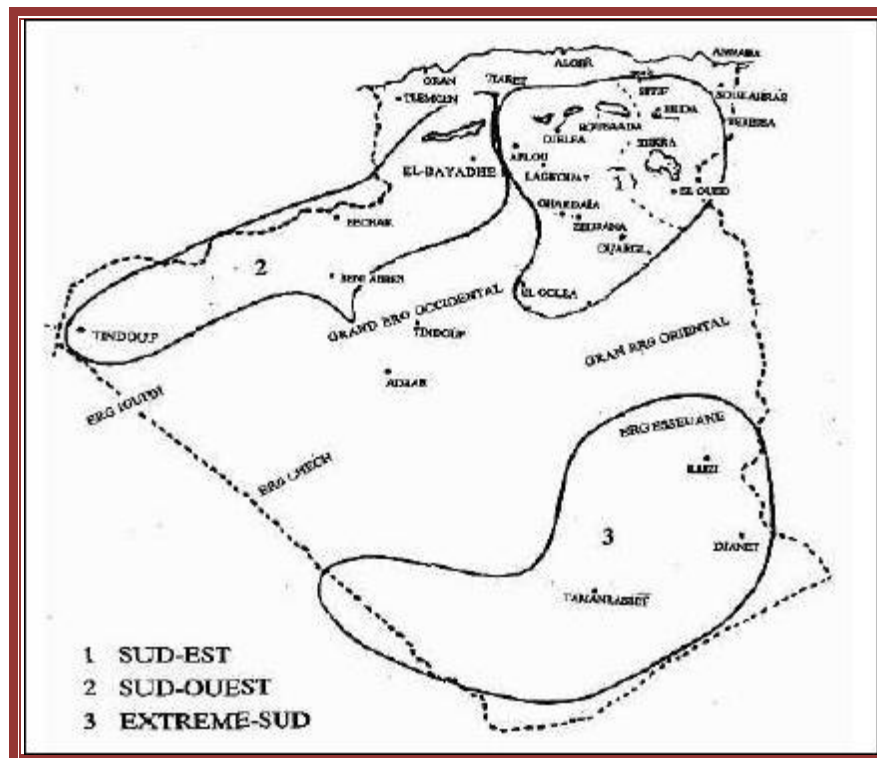


Figure 1-4 : Aires de distribution du dromadaire en Algérie (BENAISSA ,1989)

1-4. Races camelines en Algérie :

La génétique cameline est loin par rapport à celle des grands ruminants, dans la détermination des races camelines qui sont plus proches des populations naturelles. Selon LASNAMI (1999), le cheptel camelin national comprend dix races, qui sont citées dans le tableau 1.2.

Tableau 1.2. : Principales races camelines en Algérie selon BOUE (1952), LASNAMI (1986), BEN AISSA (1988).

Races	Caractéristiques	Territoires
BARBARI	-Forme fine. Une arrière main bien musclée. -production laitière entre 1000-1300L (durant la période de lactation).	Limite sud de la steppe
CHAAMBI	-taille petite. animal lourd -plus productif en viande et lait -utilisé pour la selle, -fortement croisée avec le rang de dromadaire Arabe.	Du grand ERG occidental au Grand ERG oriental
OULED.SIDICHEKH	-pelage foncé mi-long. -Animal de selle, s'adapte au sable et les pierres.	Les hauts plateaux au nord du grand ERG occidental.
SAHRAOUI	-Croisement de Châambi et Ouled sidi Cheikh. -Robuste à pelage foncé de couleur rouge mi-log. -Excellent Méhari.	Grande ERG occidentale au centre du Sahara
AIT KHEBBACH	-Animal Bréviligne. -Taille normale. -Robe très foncée à poils ras. -animal du bât.	Sud-ouest Algérien
TARGI	- une robe grise à poils très courts et fins - dromadaire des Touaregs du Nord -Animal fin et bien musclé. -un excellent méhari, noble, Arabe. -Robe claire blanche et, grise à poils très courts et fins	Hoggar et le Sahara central
AJER	-Animal bréviligne. -petite taille. -S'adapte bien aux parcours en montagnes. - un bon marcheur et porteur.	Tassili d'Ajjer
REGUBI	-Animal longiligne, énergique. -un très bon Méhari et un excellent animal de selle. -robe claire et poils ras.	Sud-ouest (Bechar, Tindouf)
CHAMEAU D'AFTOUH	-Animal bréviligne. -Excellent dromadaire de transport. -un animal de trait et de bât.	REGUIBET

1-5. Caractéristiques climatiques

Le climat :

Les caractères du climat saharien sont dus tout d'abord à la situation en altitude, au niveau du tropique, (ce qui entraîne de fortes températures), et au régime des vents qui se traduit par des courants chauds et secs (OZENDA, 1991). Le climat saharien est caractérisé notamment par la faiblesse et l'irrégularité des précipitations, une luminosité intense, une forte évaporation et de grands écarts de température.

➤ **faiblesse et irrégularité des précipitations :**

C'est évidemment le caractère essentiel. En plus de la moyenne des précipitations qui est faible, la distribution temporelle est aléatoire, de sorte que les deux facteurs conjuguent leurs effets pour aggraver les conditions de vie (OZENDA, 1983). Dans le Sahara septentrional, particulièrement, la pluie tombe souvent pendant les mois d'hiver, laissant une longue période estivale, complètement sèche (OZENDA, 1977).

➤ **Luminosité et température :**

Le Sahara est très ensoleillé, la nébulosité est très faible, le soleil brille de 9 à 10 heures par jour (SUTER, 1973 *in* HIND, 2003), ce qui donne annuellement 3000 à 3500 heures par an (OZENDA, 1983). L'air et le sol s'échauffent considérablement, d'où une température maximale très forte, de l'ordre de 40 °C à l'ombre, pendant la période critique (juillet, août). Parfois, elle peut aller au delà de 50 °C. Par contre, en hiver, on peut observer des températures très basses qui atteignent les 10 °C, dans certaines régions (TOUTAIN, 1979).

➤ **Evaporation :**

D'après DUBIEF (1950), l'évaporation se définit par l'épaisseur, exprimée en millimètre, de la couche d'eau évaporée dans l'unité du temps que l'on considère : jours, mois, année. C'est un phénomène physique qui augmente avec la température, la sécheresse de l'air et l'agitation de cet air (OZENDA, 1991).

Selon DUBIEF, (1950), le Sahara apparaît comme la région du monde qui possède l'évaporation la plus élevée. Cette perte d'eau, peut avoir comme origine:

- l'évaporation de masses d'eau libre ou de celle contenues dans le sol (évaporation physique).
- l'évaporation par les végétaux (qui peut être considérée comme secondaire dans les régions sahariennes) (évaporation physiologique).

1-6. Physiologie orientée vers l'adaptation :

Sur les plans anatomique et physiologique, les études entreprises dans ce sens visent l'exploration anatomique de tous les organes et les appareils et leurs fonctionnements. Il s'est avéré que l'espèce cameline, bien que classée parmi les ruminants, présente certaines analogies avec les équidés et les porcins ainsi que les particularités spécifiques à cette espèce. Certaines de ces particularités ont permis l'explication de phénomènes physiologiques d'adaptation chez les dromadaires (FAYE *et al.*, 1995).

✓ Adaptation du dromadaire à la chaleur :

Les membres longs du dromadaire maintiennent le corps loin du sol, évitant qu'il ne se réchauffe trop à proximité du sable chaud. Les pieds sont larges et élastiques. Ceci facilite le déplacement sur le sable.

On retrouve des zones d'hyperkératose au niveau des membres (grasset et carpe) et du sternum. Ce dernier coussinet protège les organes vitaux comme le cœur et les poumons de la chaleur lorsque l'animal est en position baraquée (Faye, 1997).

Les sinus des dromadaires sont amples et profonds, munis d'un sac sinusal aveugle latéral qui leur permet de récupérer l'eau lors de l'expiration par les voies nasales. La fermeture complète des naseaux diminue considérablement l'assèchement de la muqueuse nasale et empêche le sable de rentrer. Cet animal a un faible nombre de glandes sudoripares, ce qui limite les pertes hydriques (Faye, 1997).

La bosse du dromadaire, n'est pas une réserve d'eau, mais d'énergie. Il s'agit d'un amas de graisse blanchâtre qui peut atteindre les 90 kg pour un animal engraisé (FAYE, 1997). Bengoumi *et al.* (2005) ont signalé que la teneur de la bosse en matière grasse varie de 53 à 68 g pour chaque 100g. Cette accumulation localisée évite la dissémination du gras en région sous-cutanée dans les autres parties du corps. Sa présence sur le dos de l'animal lui assure également un rôle dans la thermorégulation. L'animal se refroidit mieux car il est moins gras. Il est le seul animal à pouvoir transformer la graisse en eau par des réactions physiologiques d'oxydation.

En effet, la concentration des réserves adipeuses limite leur répartition sous la peau et donc facilite la dissipation cutanée de la chaleur. Le dromadaire a la capacité de faire varier sa température interne en fonction de la chaleur externe dans une proportion importante de l'ordre de 8°C (34-42°C) ce qui autorise à considérer que cet animal n'est pas un strict homéotherme (FAYE *et al.*, 1995). Lorsque la température ambiante décroît, la température interne du

dromadaire peut descendre à 34°C. Cependant, durant les heures les plus chaudes, la température peut atteindre une valeur maximale de 42°C (BENGOUMI et FAYE, 2002, JIANLIN, 2005). Un tel écart de température corporelle est fatal pour la plupart des mammifères. En saison chaude, il peut rester sans boire 2 à 3 semaines et en saison fraîche 4 à 5 semaines.

La volémie est de 93mL/kg, ce qui est supérieur aux autres animaux domestiques (Faye, 1997). L'hématocrite est peu influencé par l'état d'hydratation. Chez d'autres espèces, un abreuvement trop rapide entraîne une hypotonicité plasmatique, pouvant causer une hémolyse parfois mortelle. Les hématies du dromadaire sont ovoïdes, capables de changer de volume, et particulièrement résistantes aux variations d'osmolarité. Il a été rapporté une ingestion record de 200 litres d'eau en seulement 3 minutes après une privation d'eau intense (Bengoumi *et al.* 2002).

Chez la plupart des espèces, l'activité de la glande thyroïdienne augmente avec la chaleur, un cercle vicieux se met alors en place : le métabolisme sous l'influence de la thyroïde augmente, ce qui accroît la production de chaleur, qui elle-même active la thyroïde. parfois jusqu'au coup de chaleur. Chez le dromadaire au contraire, la déshydratation et la chaleur dépriment l'activité de la thyroïde, d'où un ralentissement du métabolisme général et une diminution de la consommation de dioxygène (Faye, 1997).

La résistance du dromadaire aux privations d'eau est légendaire. Cet animal est en effet capable de perdre jusqu'à 30% de son poids en eau, sans mettre sa vie en danger, contre 12% chez les autres espèces (Bengoumi *et al.* 2002).

L'eau ingérée est absorbée au niveau des préestomacs et des intestins. L'excrétion hydrique se fait par les voies respiratoires, digestive, la peau, les reins. A tous ces niveaux il existe des processus d'économie. Cependant chez la femelle en lactation, le chamelon est prioritaire, donc la production lactée reste constante. La quantité d'eau ingérée varie selon la qualité de l'aliment plus ou moins sec, la température extérieure, l'état d'hydratation. Ainsi quand l'animal dispose de fourrage vert, que la température extérieure est plutôt douce, il peut se contenter de l'eau contenue dans sa ration et ne pas boire d'un mois. En saison sèche, par contre, un abreuvement hebdomadaire est nécessaire (Faye, 1997).

La température corporelle d'un dromadaire normalement hydraté est comprise entre 36 et 38°C. En cas de déshydratation elle varie en fonction de la température ambiante, avec des valeurs pouvant aller de 36 à 42°C. Dans un milieu chaud, le dromadaire déshydraté accumule la chaleur et augmente sa température corporelle pendant la journée, ce qui diminue le gradient de température avec l'air ambiant et limite le gain de chaleur. Une augmentation de 6°C de la

température corporelle chez un animal de 600 kg lui permet d'économiser 5 litres d'eau par jour. Pendant la nuit, il dissipe cette chaleur accumulée en abaissant sa température corporelle (Bengoumi *et al.* 2002).

La quantité de sueur produite par le dromadaire est faible : 1,1 litre (L) pour 100 kg de poids vif (PV), contre 4,7L/100kg PV chez l'âne dans les mêmes conditions. En cas de déshydratation, la sudation diminue, les glandes sudoripares ne s'activent que si la température corporelle atteint 42°C (Bengoumi *et al.*, 2002, Faye, 1997). De plus, le maintien de l'homéostasie est vital : celui-ci est possible grâce à une excrétion maximale des déchets métaboliques dans des urines très concentrées (baisse de la diurèse).

Le rein est un organe central de la régulation hydrique : chez le dromadaire déshydraté, le volume urinaire correspond à 0,1% de son poids, contre 2% chez le mouton. Le volume urinaire peut diminuer selon un rapport de 1 à 4 lors de privation d'eau prolongée, grâce notamment aux très longues anses de Henlé. L'élimination d'une urine très concentrée explique la tolérance du dromadaire aux sels et à l'ingestion d'eaux saumâtres. Par ailleurs la durée de vie des hématies augmente en période de déshydratation. La destruction des érythrocytes consommant de l'eau et de l'énergie, ceci constitue un autre mécanisme d'économie hydrique (Bengoumi *et al.*, 2002, Faye, 1997).

Chez un dromadaire hydraté, les glandes parotides libèrent environ 21 litres de salive par jour et par glande. Cette production de salive est fortement influencée par la privation d'eau : elle chute à 0,6 litre par jour chez le dromadaire déshydraté (Bengoumi *et al.* 2002).

Les réservoirs gastriques du dromadaire diffèrent de ceux des autres ruminants domestiques. Le rumen contient des « sacs aquifères » qu'on ne retrouve pas chez les autres ruminants domestiques. Ces sacs ont pu être considérés comme des réservoirs d'eau (d'où leur dénomination), mais leur volume total ne dépasse pas 4 litres et leur contenu est proche de celui du rumen. Ils n'ont aucun rôle spécifique de réservoir hydrique. Cependant, le tube digestif du dromadaire qui, comme celui des autres ruminants, contient environ 20 % du poids corporel en eau, constitue une réserve d'eau mobilisable lors de déshydratation (Bengoumi *et al.* 2002).

L'intestin grêle du dromadaire mesure 40 mètres et le gros intestin 20 mètres. L'eau y est massivement réabsorbée. Le dromadaire émet les fèces les plus sèches parmi les ruminants domestiques et sauvages, et ce phénomène s'accroît en cas de déshydratation. Avec une déshydratation de 15%, la teneur en eau des fèces passe de 57 à 43%. A titre de comparaison, la teneur en eau des fèces d'un bovin déshydraté varie de 81 à 62% (Bengoumi *et al.* 2002).

✓ **Adaptation à la sous-alimentation :**

Les ressources alimentaires du dromadaire varient au cours de l'année, en quantité et en qualité, et sont très dispersées dans l'espace . Il possède une bonne capacité à digérer les fourrages pauvres grâce à un temps de rétention plus long des particules solides dans les préestomacs, ce qui permet une augmentation du temps de contact avec les microorganismes qui les digèrent (Kayouli *et al.* 1995).

La néoglucogénèse est très active au niveau du foie et des reins, ce qui permet de maintenir une glycémie normale en cas de privation de nourriture. La cétogénèse est toujours faible chez les dromadaires (Faye, 1997). Quand la ration est déficitaire en protéines, la quantité d'urée excrétée devient très faible, 1% contre 23% chez le mouton. Il recycle de façon remarquable l'urée, ce qui permet de répondre au déficit protéique d'origine alimentaire et de maintenir la protéosynthèse ruminale (Faye, 1997, Kayouli *et al.* 1995, Ramet, 1993).

Le dromadaire signe son adaptation aux périodes de sous nutrition minérale par divers mécanismes : augmentation des capacités d'absorption en cas de pénurie, plus grande capacité de stockage de certains éléments minéraux, plus grande tolérance à certains électrolytes et maintien des activités enzymatiques de base en dépit des situations déficitaires (Faye et al. 2000).

1-7. Multifonctionnalité du dromadaire :

Le dromadaire peut assurer plusieurs productions, à savoir :

- **Lait :**

Globalement, dans les mêmes conditions climatiques et alimentaires, le dromadaire exprime une meilleure performance laitière que la vache. La durée de la lactation varie entre 8 et 18 mois, et semble sous la dépendance de quelques pratiques notamment la fréquence de traite ou de tétées (Ramet, 1993). La courbe de lactation de la chamelle laitière est comparable dans sa forme à celle de la vache laitière. Le pic de lactation survient 2 à 3 mois après le chamelage, de plus, Faye (2004) indique que la courbe de lactation est comparable à celle des bovins avec une persistance meilleure.

En moyenne on considère qu'une chamelle produit environ 2500 litres de lait au cours d'une année. La production journalière moyenne s'élève à 2 à 6 litres en élevage extensif, et à 12 à 20 litres en élevage intensif (Ramet, 1993).

Les facteurs alimentaires et saisonniers influent évidemment sur ces performances (Faye, 2004).L'essentiel du lait est consommé cru par les membres de la famille après la traite. Il est

difficile à baratter et ne caille pas aisément. En dehors de cette autoconsommation, la production de lait de chamelle tend à s'intensifier, afin d'assurer l'approvisionnement des marchés périurbains (Faye, 1997).

- **Viande :**

En Algérie, les régions sahariennes tiennent généralement la première place dans la consommation des produits camelins, notamment la viande (BENYOUCEF et BOUZEGAG, 2006). Avec 5190 tonnes de viande cameline produite en 2011 (FAO, 2013), l'Algérie occupe le 15ème rang mondial concernant la production de viande cameline, estimée au niveau mondial à 356000 tonnes (Faye, 2012). Selon les statistiques de la FAO (2013), la production de viande cameline en Algérie a augmenté de 3900 tonnes en 2000 à 4180 tonnes en 2010. La viande du dromadaire est assez proche de la viande du bœuf, tant dans sa composition chimique globale que dans ses particularités gustatives et sa valeur nutritive.

- **Peau et toison :**

La peau du dromadaire est épaisse, elle est plus solide que celle des bovins, pouvant peser 15 à 20 kg en fonction de la taille, l'âge et les races. On obtient un cuir particulièrement plus résistant que les petits ruminants. Il est employé dans la fabrication artisanale, on l'utilise soit tanné, soit salée et séché (LASNAMI, 1986 et ADAMOU, 2008).

Le chamelier trouve en l'oueber une matière première dans la fabrication de toute une gamme de produits nécessaire à sa vie de nomade (sacs, couvertures, entraves...). Le poil de dromadaire a une très bonne valeur marchande (ADAMOU A. 2008).

- **Autres intérêts :**

Le dromadaire a une place importante dans la vie sociale de la société nomade. En Afrique du Nord, le dromadaire est un animal de traction, de folklore, utilisé dans les activités de loisirs, comme les courses.... Dans les autres pays, comme le Pakistan et l'Inde, il est incontestable que l'emploi massif du dromadaire comme animal de trait représente un puissant levier du développement agricole dans une perspective durable (énergie non polluante, économique et autonome) (FAYE, 1997).

Les atouts du dromadaire ne se limitent pas seulement au côté socio-économique, mais aussi aux rôles écologiques dans les zones arides et semi-arides. La présence du dromadaire est indispensable à l'équilibre écologique des zones semi-arides et arides, en particulier au Sahara (Trabelsi et *al.* 2012).

1-8. Paramètres zootechniques de l'élevage camelin :

▪ alimentation :

L'alimentation des camelin est basée essentiellement durant toute l'année sur les ressources fourragères qu'offrent les parcours. Les lieux de pâturages sont divers et différents par la composition de leur cortège floristique, leur localisation et leur palatabilité. Ils peuvent être classés en deux catégories :

✦ D'une part « l'acheb », ou pâturages éphémères, constitué de végétations annuelles.

✦ D'autre part, les pâturages permanents qui sont constitués de végétations vivaces ligneuses et buissonneuses ou encore de végétation halophiles.

les ressources alimentaires des troupeaux proviennent essentiellement des parcours, seuls 8% utilisent une complémentation qui d'ailleurs ne se pratique que pendant les périodes de sécheresse prolongées et seulement pour certaines catégories d'animaux (femelles gestantes, chamelon, dromadaires malades et les dromadaires destinés à la vente), et que se limite à une quantité négligeable d'un mélange de foin et de concentrés (orge, déchets de dattes, paille... etc.) (ZITOUT,2007).

▪ Saison de reproduction:

l'accouplement se fait à la saison d'hiver où, peu au printemps; selon d'autres éleveurs, la saison de reproduction se fait dans la période étalée du mois de novembre au mois de mars.

D'après MARES (1954) et HARTLEY (1980), l'apparition de rut après les pluies des printemps (vers le mois d'avril), et signalent qu'il peut parfois réapparaître après la deuxième saison des pluies.

▪ Age de puberté :

La moyenne de trois (3) ans est l'âge de la puberté d'après la plupart des éleveurs. Elle dépend de :

✓ L'influence de la supplémentation alimentaire.

✓ La mauvaise gestion de la reproduction dans les grands troupeaux.

Les mâles également sont capables de saillir à l'âge de 3 ans

La puberté est liée généralement au poids de l'animal et à l'état sanitaire et de l'alimentation (ZITOUT, 2007).

- **Age de mise à la reproduction :**

Le mâle en Algérie atteint son âge de mise à la reproduction 4 à 5 ans (RICHARD, 1984).

L'âge de mise à la reproduction ne se fait pas généralement que vers l'âge de 6 ans (RICHARD, 1984, YAGIL, 1985). D'après BOURAGBA et LOUNISS, (1992).

- **La durée de gestation :**

En Algérie, elle est généralement de 12 mois selon BOURREGBA et LOUNISS (1993) .

- **Age de première mise bas :**

En Algérie d'après BOURREGBA et LOUNISS (1993), la première mise bas a lieu l'âge de 3 à 6 ans.

- **Intervalle entre deux mises bas:**

l'intervalle entre deux mise bas successives varie entre 13 et 24 mois, cette variété liée à la durée de tarissement et la retour en chaleur et la sevrage (ZITOUT, 2007).

En général l'intervalle entre deux mise bas est de 2 ans, mais peut être réduit jusqu'à 14 mois avec de bonnes conditions d'alimentation (MARS, 1954) .

- **Age de réforme du mâle :**

Chez les petits éleveurs, l'âge de réforme du mâle varie entre 15 à 30 ans avec une moyenne de 21 ans, par contre chez les éleveurs moyens l'âge de réforme du mâle varie entre 15 à 25 ans avec une moyenne de 22 ans (ZITOUT, 2007).

L'âge moyen de réforme pour tous les éleveurs est à l'ordre de 20 ans. Les mâles seraient considérés comme reproducteurs de 7 à 15 ans (plus rarement 20 ans),(YACINE et WAHID, 1957).

- **Age de réforme de la femelles :**

l'âge de réforme de la femelle varie entre 15 à 26 ans, il est lié avec le nombre de mise bas et le nombre de chamelon pendant sa carrière (ZITOUT, 2007).

Les femelles sont généralement gardées à la reproduction jusqu'à l'âge de 20 ans (LEUPOLD, 1968, WILLIAMSON et PAYNE, 1978). La durée de la vie de dromadaire est cependant de l'ordre de 30 ans (EL AMIN, 1979).

- **Age de sevrage:**

Le sevrage est effectué selon l'état sanitaire de la chamelle, des conditions d'élevage et de destination du chamelon (CHERFI, 2003).

D'après GUERRADI (1998), généralement le chamelier intervient pour sevrer le chamelon quand celui-ci atteint un âge compris entre 6 et 12 mois. Il oblige alors les chamelons à se nourrir des parcours.

D'après, GUERRADI (1998) le sevrage est fait par deux types:

1er type : Le sevrage se fait naturellement, vers l'âge de 7 à 8 mois, si la mère est féconde vers le 2eme ou 3eme , après la mise bas précédente .Vers l'âge de 18 à 19 mois, si la mère est fécondée vers le 12 ou 13eme mois, après la mise bas .

2eme type: Le sevrage est imposé par l'éleveur généralement, le chamelier intervient pour servir le chamelon de sa mère vers l'âge de 6 mois jusqu'à 12 mois. Il oblige les chamelons à se nourrir exclusivement des parcours en protégeant la mamelle par un filet <<Chemale>> pour l'empêcher de téter et inciter les chamelons à effectuer leur 2eme saillie fécondante.

- **Paramètres de production (lait):**

D'après CHEHMA (1987), les chamelles de la population sahraouie débutent avec une production laitière qui varie entre 6 et 10l/j durant les 4 à 5mois suivant la mise bas, et peut chuter au milieu de lactation jusqu'à 3 a 4l/j

D'après BEN AISSA (1989), les chamelles algériennes peuvent produire 2 a 3l/j à la fin de la lactation.

Selon KAMOUN (1998), la production laitière au pic de lactation qui correspond le plus souvent en troisième mois est de 11.9 litres par jour chez les chamelles de la race maghrébine.

D'après CHEHMA (1987), la durée de lactation varie en fonction du moment de sevrage. Elle serait de l'ordre de 9 à 12 mois.

Selon MOSLAM et MEGDICHE (1989), la durée de lactation varie entre 8 à 12 mois chez les chamelles de la race maghrébine.

Selon GUERRADI (1998), la durée de tarissement de chamelle de la population sahraoui varie entre 4 et 6 mois après le sevrage.

Le lait du dromadaire est préféré au lait d'autres espèces, car il présente des effets thérapeutiques, ceux contre les maux d'estomacs, ceux contre les piqûres des scorpions...etc. (CHERFI, 2003). C'est la seule source protéinique disponible à tout moment pour les nomades dans le désert. Il est caractérisé par sa richesse particulière en vitamine C (YAGIL, 1985). Le lait

du dromadaire possède le caractère de ne pas fermenter rapidement et il est riche en matière grasse.

Selon KAMOUN (1998), la production laitière augmente avec la fréquence de la traite. Le passage de deux à trois traites par jour, augmentent la production laitière journalière de 28.5 % (KAMOUN, 1998). D'après SALEY et STEINNETZ (1998), les éleveurs se livrant à deux traites par jour prélèvent 50 % de plus que ceux faisant une seule traite par jour.

L'heure de la traite est très importante pour la production laitière. La traite du matin donne une quantité importante par rapport à celle du soir car l'intervalle entre la traite du soir et celle du lendemain matin est suffisante pour l'accumulation du lait au niveau des mamelles (CHERFI, 2003).

1-9. Différents systèmes d'élevage camelin en Algérie :

➤ L'élevage camelin en Algérie :

Les dromadaires sont élevés selon les trois systèmes d'élevage existants: Sédentaire, nomade et transhumant. Compte tenu des zones écologiques dans lesquelles ils vivent, les deux derniers systèmes sont de loin les plus fréquents avec toutefois prédominance du mode transhumant. Suivant la saison, les régions, les tribus et leurs usages, on voit adopter diverses combinaisons(BENAISSA, 1989).

Les différents Systèmes d'élevage :

• Système H'mil :

Ce système est pratiqué essentiellement en mauvaise saison (manque de pâturage), où les dromadaires sont en quête d'eau et de pâturage, mais il présente des inconvénients, ou les produits du dromadaire (lait, poil,..., etc.) ne seront pas exploités, les maladies les accidents de la route, et la disparition des chamelons qui ne sont pas marqués ce qui complique leur identification et aussi des difficultés de dressage (GHAUTHIER-PLITERS ,1977).

• Système nomade :

Les éleveurs nomades se concentrent généralement en groupements familiaux, par tribus et se déplacent ensemble pour les besoins de l'élevage. Ils utilisent la tente comme mode d'habitation(BESSAHRAOUI & KERRACHE, 1998).

• Système semi-nomade :

Les bergers, semi-nomades, possédant des effectifs qui proviennent pour certains de l'activité du gardiennage de leurs parents, lesquels étaient rémunérés en nature, et gardaient des troupeaux

confiés par plusieurs propriétaires (ADAMOU, 1993). Au contraire des nomades, les semi-nomades gardent personnellement ou avec la participation d'un membre de la famille, la conduite de leurs troupeaux à l'aide d'un berger (BESSAHRAOUI & KERRACHE, 1998). Des chameliers, avec des effectifs moyens, sont des éleveurs phoéniculteurs avec de jeunes plantations en cours de mise en valeur. Les chameliers sont des semi-nomades qui passent la moitié de l'année sous la tente et qui sont contraints à la halte d'automne, et/ou au repos estival. Les produits mis sur le marché par les chameliers sont très limités (ADAMOU, 1993).

- **Système sédentaire :**

Outre l'élevage sédentaire situé particulièrement dans la wilaya de M'Sila autour du Chott El Hodna, (AYAD & HERKAT, 1996). Selon BESSAHRAOUI & KERRACHE (1998), les éleveurs sédentaires résident dans les centres de cultures (villages), dans des groupements tribaux ou logent en ville (Tamanrasset), ils habitent des maisons en dur.

Les Ramasseurs de bois ou Hattabines : ils sont en majorité sédentaires avec un faible effectif camelin, possédant trois animaux, arrivant à vendre trois charges par semaine, le prix varie suivant le poids, la période de vente et la nature du bois, Ils s'adonnent également au ramassage du crottin qui est vendu aux phoéniculteurs du Souf (ADAMOU, 1993).

- **Système d'engraissement :**

Ce système semble se développer ces dernières années suite à l'augmentation des prix des viandes rouges, il à été signalé particulièrement chez les éleveurs du « Chott-El-Hodna » (BEN AISSA, 1988).

1-10. Importance de l'élevage camelin

Lhoste (2004) a rapporté que les zones sèches représentent de très vastes étendues dans le monde et elles couvrent près de 40 % de la surface globale des terres émergées, elles sont souvent consacrées à des activités pastorales. L'élevage des herbivores domestiques, dans des systèmes pastoraux extensifs, y joue en effet un rôle essentiel pour exploiter des ressources naturelles limitées et pour permettre la survie des populations concernées. Ces régions sont aussi sujettes à des évolutions importantes liées à l'accroissement démographique humain et animal et aussi à divers enjeux économiques et politiques.

La pression anthropique et les charges animales tendent en effet à y augmenter rapidement malgré la précarité et la fragilité des ressources naturelles, entraînant un impact parfois négatif sur l'environnement. C'est pourquoi les menaces de désertification sont particulièrement aiguës dans ces régions. Ces zones font aussi l'objet de compétitions quant à l'utilisation des ressources

naturelles entre différents groupes (conflits éleveur-agriculteur et fonciers, etc.). Ce qui constitue, une autre source d'insécurité qui s'ajoute au risque climatique et écologique pour les sociétés pastorales. Par ailleurs, Houerou(2005) a signalé que la viabilité des activités pastorales dans ces zones sèches pose des problèmes de natures diverses : politique, sociologique, agraire, commerciale, économique, organisationnelle, législative, technique et environnementale.

❖ **Importance socio-économique du dromadaire :**

L'élevage du dromadaire a joué un rôle important dans la vie sociale et économique de populations des zones arides et désertiques d'Afrique et d'Asie. L'image du dromadaire, reste le symbole de la survie de l'homme dans le désert, est attachée à l'histoire des grandes civilisations nomades des régions sèches et chaudes caractérisées par une longue période défavorable souvent supérieure à huit mois et par des précipitations rares et faibles comprises entre 50 et 550 mm par an. Le dromadaire représente l'un des fondements de la culture et de l'agriculture des sociétés concernées. D'une manière générale, le dromadaire est très estimé et il représente pour son propriétaire la concrétisation de sa réussite sociale (RAMET, 1993). L'élevage camelin a connu un essor important avec le transport caravanier qui lui a valu la dénomination de "vaisseau du désert". Cependant, en raison des progrès réalisés dans la mécanisation et la sélection génétique chez les autres ruminants, l'élevage camelin fut non rentable et abandonné dans plusieurs régions. Néanmoins, durant ces dernières décennies, avec la sécheresse et l'avancée du désert, l'élevage du dromadaire ne cesse de progresser et les effectifs augmentent régulièrement. Pour bien appréhender l'importance numérique du cheptel camelin, il peut être utile de le rapporter à l'ensemble du cheptel d'herbivores domestiques (bovins, ovins, caprins, et camelins).

❖ **Importance écologique du dromadaire :**

La présence des dromadaires est nécessaire au maintien de l'équilibre écologique des zones pastorales arides et à la préservation de certains écosystèmes, grâce à leurs atouts spécifiques : La morphologie et la physiologie du dromadaire lui permettent de s'adapter avec les écosystèmes désertiques (NARJISSE, 1989). En effet, ses soles plantaires, molles et plates, préservent la structure des sols et leur piétinement a une faible incidence sur le couvert végétal contrairement aux autres ruminants qui possèdent des sabots durs. Le dromadaire, par son mode de préhension, évite le surpâturage. Ainsi, il contribue à conserver les écosystèmes extrêmement fragiles que sont les déserts. -Le dromadaire s'accommode des ressources alimentaires de faible valeur pastorale. Il ménage la végétation grâce à son broutage rationnel et par les prélèvements sélectifs des espèces et de très faible quantité de prises. Il peut également valoriser des plantes ligneuses et épineuses rejetées par les autres herbivores bien que les prises soient lentes et de faible

quantité. Ceci permet le maintien de certaines espèces végétales capables de stabiliser et de fixer les dunes et de lutter ainsi contre l'ensablement. Oueld Taleb (1999) a raconté que les dromadaires transportent les semences extrêmement loin. L'auteur a constaté des plants de plusieurs genres poussent sur les crottins du dromadaire. Se déplaçant sur de longues distances, le dromadaire comme beaucoup d'herbivores véhicule ainsi les semences plus loin que leur lieu d'origine et par conséquent, il participe à la dissémination des graines de certaines espèces pastorale. Il est aussi l'animal qui consomme le moins alors que les réserves d'eau commencent à être un problème mondial. Ceci représente un atout majeur sur le plan écologique. Le dromadaire est, sinon utile pour lutter contre la désertification, du moins ne la favorise-t-il pas vu le caractère extensif de son élevage traditionnel, à l'inverse des troupeaux de bovins, de caprins et d'ovins, beaucoup plus destructeurs de couvert végétal (piétinement, broutage, etc.). Le dromadaire peut rester de longues périodes sans boire et peut de ce fait pâturer à des endroits où l'herbe est abondante mais où les points d'eau font défaut. Cela permet au dromadaire de se déplacer sur un rayon de plus de 80 km autour d'un point d'eau contrairement aux bovins qui sont contraints, eux, de se tenir au maximum à 40 km d'un puits du fait de leurs abreuvements rapprochés (environ tous les 2 jours au maximum). Cette aptitude évite la concentration du cheptel camelin aux alentours des puits et dans les parcours d'où une meilleure répartition de l'habitat en dehors de la saison sèche qui entraîne un effet bénéfique sur la végétation des zones non pâturées.

CHAPITRE 2 :

PAREMETRES BIOCHIMIQUE

2-1. Introduction :

La biochimie ou la chimie biologique est la branche de la science qui étudie les composés chimiques, les réactions et autres processus qui se produisent dans l'organisme des êtres vivants (Smith *et al.* 2000). Les analyses biochimiques et hématologiques sont d'une importance capitale dans le dépistage, le diagnostic et le suivi des malades. Il s'agit des examens très souvent demandés en pratique médicale, mais l'exploitation des renseignements contenus dans ses résultats est souvent incomplète et leur valeur sémiologique méconnue ou surestimée. Pour exploiter correctement les résultats de ces analyses il faut donc connaître les valeurs normales et définir leurs anomalies. La biochimie est l'étude des réactions chimiques du monde vivant.

2-2. Analyses biochimiques:

Il s'agit d'un ensemble de procédures chimiques permettant d'estimer les quantités des constituants des liquides biologiques (sang, urines, épanchements, sécrétions, etc..) (Sidi SIBY, 2008). Si la biochimie clinique est utilisée à l'échelle de l'individu pour confirmer ou infirmer une hypothèse diagnostique, les profils biochimiques servent plutôt à évaluer l'état métabolique et/ou nutritionnel d'un groupe d'animaux. Ceux-ci sont en général apparemment sains, et le dosage de plusieurs paramètres sanguins peut aider à détecter des maladies subcliniques expliquant des baisses de production, par exemple. Les animaux sont choisis au hasard dans un même lot.

Il n'existe pas de « profil type » : il est nécessaire d'interpréter les résultats selon l'élevage concerné et l'aspect clinique des animaux (Brugère-Picoux, 1995). Il faut également tenir compte de variations inhérentes au prélèvement.

2-2.1. Glucose :

Le glucose est le principal sucre de l'organisme. C'est lui qui apporte l'énergie aux cellules. Il obéit à une régulation très précise qui fait que sa concentration reste constante alors même que les apports alimentaires sont discontinus et sa consommation variable dépendant pour une bonne part des efforts de l'animal (Sidi SIBY, 2008).

La glycémie est un paramètre très contrôlé par l'organisme correspond à la concentration de glucose sanguin. Tout d'abord, le glucose est apporté par l'alimentation, puis il est distribué dans l'organisme suite à son passage dans le sang : le foie, les muscles et le tissu adipeux notamment.

Le stockage se fait sous deux formes : le glycogène et les triglycérides. D'autres tissus comme les cellules nerveux , au contraire, ne peuvent stocker le glucose, et leur besoin en celui-ci est élevé, ils sont donc très sensibles aux variations de la glycémie. Il s'agit du système nerveux central, de la médulla rénale et des globules rouges. Lors de chute de la glycémie, trois mécanismes se mettent en place afin de libérer du glucose dans la circulation: la glycolyse, la néoglucogenèse et la lipolyse.

Physiologiquement, la glycémie doit correspondre à des valeurs comprises entre 3 et 8 mmol/L. En-dessous de 3 mmol/L, on parle d'hypoglycémie, et au-delà de 8 mmol/L, l'individu est en hyperglycémie.

Parmi les facteurs de régulation physiologique de la glycémie, on distingue deux catégories de molécules: l'insuline, et les hormones hyperglycémiantes. L'insuline représente la seule hormone hypoglycémiante de l'organisme et le glucagon, synthétisé par les cellules α des îlots de Langerhans est principalement à l'origine de l'hyperglycémie (NOLAN et al. 2011).

2-2.2. Créatinine :

La créatinine est le marqueur biochimique de la fonction glomérulaire le plus simple et le plus fiable. Toutefois, la concentration plasmatique de la créatinine varie en fonction de la masse musculaire, de l'âge et l'intensité de l'effort musculaire (Marshall et Bangert, 2005). Une diminution de la concentration sérique de la créatinine peut être le signe de cachexie (Pitel *et al.* 2006 , Pritchard *et al.* 2009).

2-2.3. Urée :

L'urée représente la principale forme d'élimination non toxique de l'azote chez les mammifères. L'ammoniac est le précurseur de l'urée. Ce toxique endogène majeur est produit majoritairement par la dégradation des acides aminés dans le foie. Ces derniers proviennent soit de l'alimentation, soit des protéines tissulaires. Une petite quantité d'ammoniac est également produite par les bactéries du tube digestif ainsi que par la dégradation des protéines au niveau des tissus périphériques. Il est alors transporté jusqu'au foie sous forme de glutamine.

Une augmentation de la concentration sérique de l'urée peut être le signe d'une néphropathie (au moins 70% des néphrons non fonctionnels), d'une déshydratation, d'un déséquilibre électrolytique, d'une hypoalbuminémie, d'un catabolisme tissulaire (fièvre, traumatisme musculaire, myosite) ou d'origine iatrogène (glucocorticoïdes, tétracycline, thyroxine) (Harris *et al.* 1998, Pitel *et al.* 2006). En association avec la créatinine sanguine, l'urée indique si la fonction rénale est altérée mais elle demeure moins exploitable du fait de son influence par des facteurs nutritionnels. Lors d'insuffisance rénale, les deux paramètres rénaux (créatinine et urée)

augmentent. Les infections à *T. evansi* induisent des variations significatives dans les concentrations plasmiqes de l'urée et de la créatinine chez les ruminants et les primates (Abenga et Anosa, 2005, Hilali *et al.* 2006).

2-2.3. Bilan lipidique :

Il s'agit de composés solubles dans des solvants organiques et relativement insolubles dans l'eau. Parmi tous les lipides retrouvés dans le sang et autres fluides corporels, le cholestérol et les TG sont ceux qui sont le plus souvent dosés en médecine vétérinaire. Il existe plusieurs types de lipides :

- les stérols : cholestérol, esters de cholestérol, acides biliaires, hormones stéroïdes et vitamine D,
- les esters de glycérol : phospholipides, monoglycérides, diglycérides et TG,
- les acides gras (AG): à chaîne courte, moyenne, longue et prostaglandines (dérivés d'AG)
- les sphingosines : sphingomyéline et glycosphingolipides.
- les terpènes : Vitamine A, E et K.

Les lipides ont de nombreuses fonctions dans l'organisme. Les triglycérides et les Acides gras sont en particulier une importante source d'énergie (Rifai *et al.* 1999). La cholestérolémie renseigne sur la mobilisation des réserves de graisses corporelles par l'animal. Le cholestérol joue également un rôle essentiel dans la structure des membranes cellulaires. Il est aussi le précurseur des hormones stéroïdiennes et des acides biliaires. Le cholestérol est présent dans la ration alimentaire et peut être synthétisé par le foie, selon un mécanisme soumis à une régulation métabolique très fine (Marshall et Bangert, 2005).

La circulation sérique du cholestérol et des TG se fait par l'intermédiaire de lipoprotéines. Celles-ci empêchent la formation de plus grosses particules graisseuses qui occluraient les vaisseaux. Les lipoprotéines sont classifiées en fonction de leur densité et leurs propriétés dépendent de leur composition. Leur densité augmente avec l'augmentation du pourcentage de protéines (diminution des ratios lipide/protéine et TG/cholestérol) (Rifai *et al.* 1999).

PARTIE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 3 :

MATERIEL ET METHODES

Le développement de l'élevage camelin en Algérie a suscité la tension des chercheurs pour s'occuper des études relatives au dromadaire, en l'occurrence les paramètres biochimiques. Ces études ont été abordées y a déjà une quinzaine d'année, mais elles ont concerné un nombre limité des constituants et n'ont pas tenu compte des variations physiologiques susceptibles qui aboutissent aux changements des paramètres sanguins tel que la glycémie et autres. Nous avons convenu de procéder à l'étude des valeurs biochimiques sanguines chez le dromadaire.

3-2.Objectifs :

Dans le but d'une meilleure connaissance des paramètres biochimiques du dromadaire en Algérie, nous nous sommes fixés les objectifs suivants

- Déterminer les valeurs usuelles de quelques paramètres biochimiques
- Déterminer les facteurs de variation (âge, sexe, race).

3-3.Cadre de l'étude:

3-3.1. Zone et période de l'étude:

Notre étude est effectuée dans l'abattoir de la wilaya d'Ouargla (à 800 km d'Alger). Elle a été réalisée durant une période de 06 mois (mars – aout 2015).

3-4.Matériel et méthodes:

3-4.1.Matériel:

Nous avons utilisé le matériel suivant:

3-4.1.1.Au niveau de l'abattoir :

Le matériel consiste en :

A) Matériel biologique :

a. Animaux :

Dans l'abattoir de Ouargla, nous avons examiné 22 dromadaires sains dont l'examen clinique n'a révélé aucune pathologie. Ces animaux sont de sexe différent (male en majorité n=16 et femelle n=6), de tout âge {jeune (1 à 4 ans), adulte (05 à 08 ans)} et appartenant à deux races Sahraoui n=14 et Tergui n=8.

b. Aliments :

L'alimentation provenaient des pâturages arides naturels, dont la végétation est composée d'herbes sauvages, telles que *Atriplex species halimus*, *Astragalus sp.* Et *Artemisia vulgaris* (l'Acheb) . Ces animaux sont issus de l'élevage extensif.

B°) Matériel non biologique :

C'est le matériel de récolte et d'acheminement des prélèvements. Il consiste en:

- Habillement (blouse, botte).
- Gants, aiguilles stériles.
- Tubes stériles étiquetés.
- Glacière pour la bonne conservation des prélèvements.

3-4.1.2. Au niveau de laboratoire :

A) Matériel biologique :

Les échantillons collectés ont été acheminés à 800 Km (Alger) et ont été traités dans les laboratoires d'analyses médicales à Alger.

L'intérêt de cette étude repose sur la détermination des paramètres biochimiques chez l'espèce cameline. Les analyses ont porté sur les constantes métaboliques suivantes :

- Glycémie
- Urée
- Créatinine
- Cholestérol Total
- Triglycérides
- Cholestérol LDL et HDL

B°) Matériel non biologique :


Le matériel consiste en :

- 1- Centrifugeuse (cf. annexe.)
- 2- Tubes de prélèvements.
- 3- Micropipettes pour prélever du sérum.
- 4- Réactifs pour les dosages.
- 5- Appareillages d'analyse (cf. annexe.)

3-4.2 Méthodes :

3-4.2.1. Au niveau de l'abattoir:

Nous avons procédé à :

 Identification des animaux :

Les animaux parvenus à l'abattoir de Ouargla, ont été identifiés (sexe, âge et race) et examinés en présence du vétérinaire inspecteur de l'abattoir.

 Prélèvements :

Après contention de l'animal, une prise de sang a été effectuée au niveau de la veine jugulaire par ponction (région cervicale crâniale) dans un tube sec sous pression stérile, sachant que l'animal était à jeun depuis 8h avant le prélèvement du sang . (figure 3.1).



Figure 3.1 : Prélèvement du sang (personnel, 2015)

Les échantillons collectés ont été recueillis dans des tubes de prélèvements pré étiquetés. Ces tubes étaient fermés hermétiquement, pour éviter toutes sortes d'accident lors du transport. Chaque prélèvement est accompagné d'une fiche de commémoratif indiquant tous les renseignements : date et lieu de prélèvement, âge, sexe, race. Cette fiche portait un code qui est reporté sur les prélèvements (cf. Annexe 1). Ces derniers sont acheminés dans des glacières adéquates (figure 3.2) dans un camion frigorifique confort au laboratoire d'analyses biochimiques.



Figure 3.2: Moyen de transport (glacière)

3-4.2.2 Au niveau de laboratoire :

Méthodes :

Analyse biochimique:

Les analyses ont été effectuées par un appareil automatique De type : biolis24i (figure 3.3).



Figure 3.3 : Appareil d'analyse

Cet appareil permet la détermination des teneurs des paramètres biochimiques tels que la glycémie, les triglycérides, le cholestérol, l'urée et la créatinine.

✚ **Les étapes d'analyses :**

▪ **1^{ère} étape :**

Les tubes de prélèvements remplis du sang ont été centrifugés (3000 tours par minute pendant 10 minutes) à l'aide d'un appareil centrifugeuse de type MPW251 (figure 3.4).



Figure 3.4: Centrifugation des prélèvements

▪ **2^{ème} étape :**

Après obtention des tubes contenant le caillot et le sérum (cf. annexe):

- Prise des quantités suffisantes du sérum à l'aide d'une micropipette menée d'ambout et pipeter dans d'autres tubes stériles (figure 3.5).



Figure3.5 : Prise du sérum à l'aide d'une micropipette

▪ 3^{ème} étape :

Les tubes prélevés sont directement placés dans un chariot énuméré par ordre de 01 j jusqu'à 47 et menés des cupules qui fixent les tubes (figure 3.6).

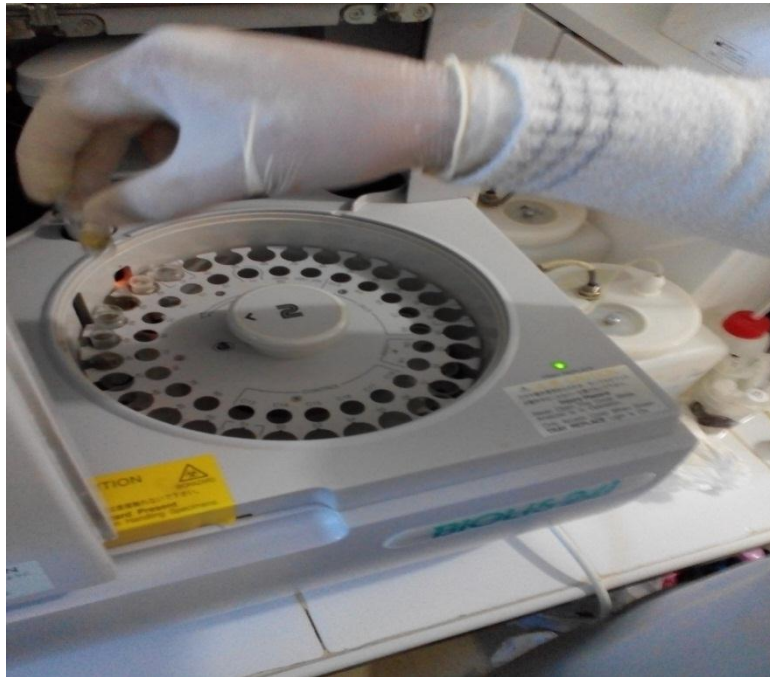


Figure 3.6 : Etape d'emplacement des échantillons

D'autre part, les réactifs sont aussi mis dans un autre chariot et placé dans l'appareil (figure 3.7).



Figure 3.7: Chariot des réactifs

- 4^{ème} étape :

La lecture : se fait avec un logiciel informatique spécialisé (figure 3.8).

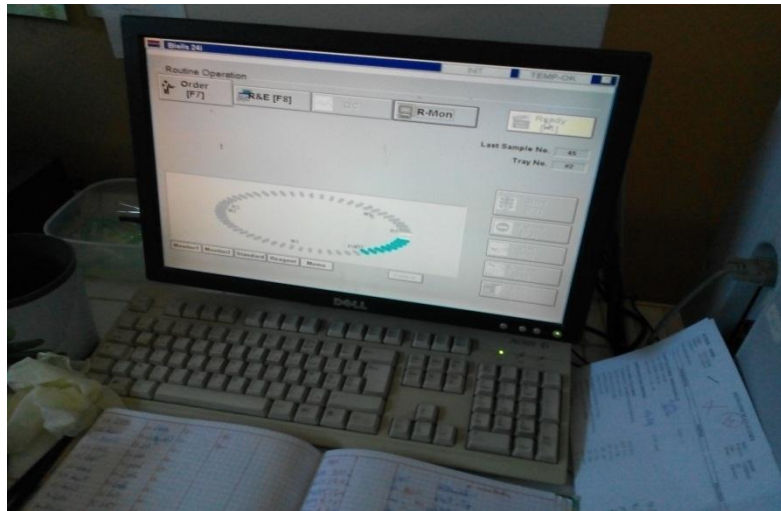
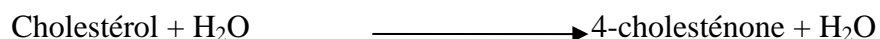
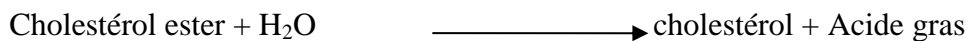


Figure 3.8: Logiciel de traitement

- ✚ **Méthodes de dosage de chaque paramètre :**

1. Cholestérol : Enzymatique-Chlorométrique

1-1.principe : le cholestérol présent dans l'échantillon donne lieu à un composé coloré suivant la réaction suivante :



L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de cholestérol présent dans l'échantillon testé (cf. annexes).

1-2. Protocole du dosage :

En premier temps, on doit pipeter dans les tubes à essai les sérums. il faut transvaser dans les tubes à échantillon la quantité nécessaire du sérum (05ul) (figure 3.9).



Figure 3.9 : Sérum transvasé dans le tube

La deuxième étape consiste à mettre les tubes à sérums dans un chariot énuméré (figure 3.10).



Figure 3.10 : Placement des tubes dans le chariot

L'étape suivante consiste à placer le chariot dans l'appareil (figure 3.11).

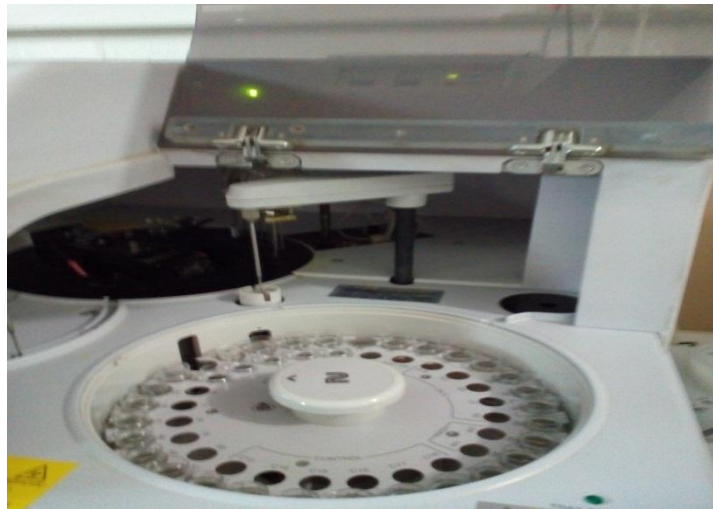


Figure 3.11 : Mise des échantillons dans le chariot

Ensuite on fait rentrer les données relatifs aux tubes qui sont dans le chariot sur le logiciel d'analyse (figure 3.12)

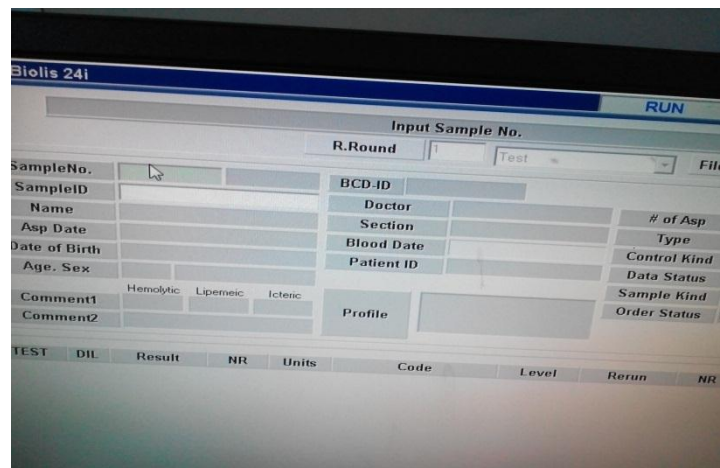


Figure 3.12 : Logiciel d'analyse

Une fois, les données sont incrustées, on lance l'opération d'analyse. L'appareil prend d'un côté le sérum et d'autre coté le réactif qui est déjà placé dans appareil et vous indique toutes les étapes sur écran de logiciel (figure 3.13, 3.14, 3.15).

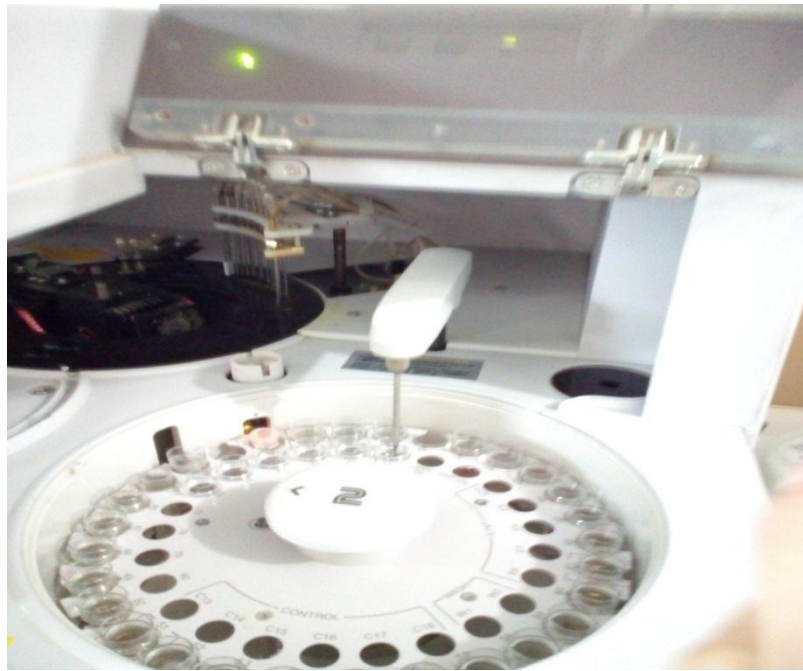


Figure 3.13 : Prise du sérum

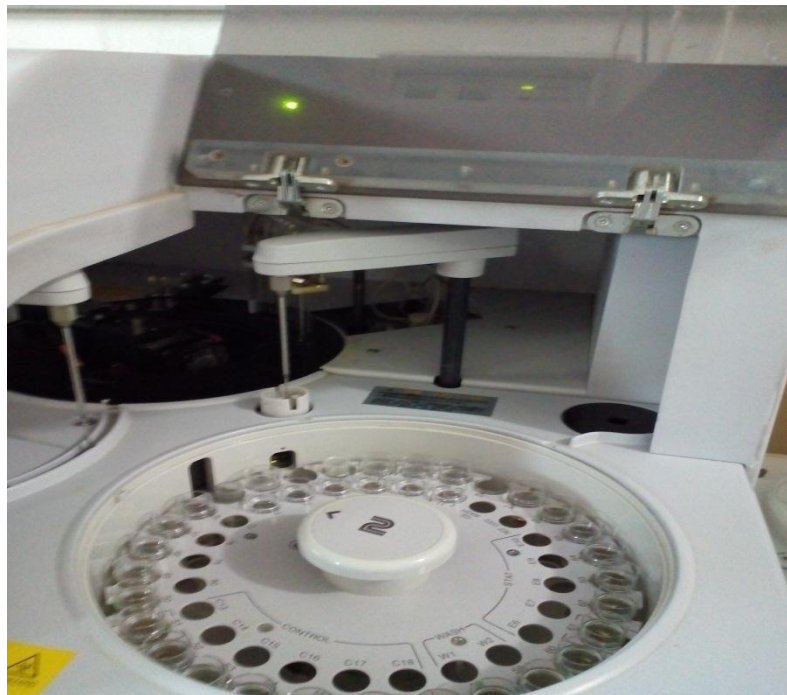


Figure14 : Utilisation du sérum



Figure 3.15 : Utilisation du réactif

Mais aussi, on peut ajouter d'autres tubes nouveaux au fur et à mesure que l'appareil analyse les données (figure 3.16)



Figure 3.16 : Placement des tubes

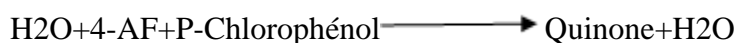
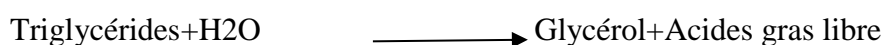
Réactif utilisé : 3 réactifs sont utilisés [R1 (tampon) + R2 (enzymes) + cholestérol Cal (patron primaire de détection du cholestérol)] (cf. annexe)

2. triglycéride : Enzymatique colorimétrique.

2-1. principe :

Les triglycérides incubés avec de la lipoprotéinlipase (LpL) libèrent du glycérol et des acides gras libres. Le glycérol est phosphorylé par du glycérophosphate déshydrogénase(GPO) et de l'ATP en présence de glycérol kinase (GK) pour produire de glycérol-3-phosphate (G3P) et de l'adénosine-5-diphosphate (ADP), le G3P est alors transformé en dihydroxiacétone phosphate (DAP) et en peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) Par le GPO.

Au final, le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) réagit avec du 4-aminophénazone (4-AF) et du p-chlorophénol, réaction catalysée par la peroxydase (POD), ce qui donne une couleur rouge :



L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de triglycérides présents dans l'échantillon testé.

2-2. Protocole du dosage :

Réactif utilisé : 2 réactifs sont utilisés [R1 (tampon) + R2 (enzymes) + triglycérides Cal (patron primaire de détection du triglycérides 200mg /dl)] (cf. annexe).

3. Glucose : méthode enzymatique

3-1. Principe :

Le glucose est la meilleure source d'énergie pour les cellules de l'organisme ; l'insuline facilite l'entrée de glucose dans les cellules.

Le diabète mellitus est une maladie qui se produit en cas d'hyperglycémie provoquée par un déficit d'insuline.

Le diagnostic clinique doit tenir compte de données cliniques et de laboratoire.

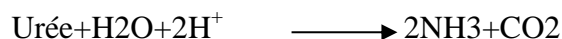
Réactif utilisé : 3 réactifs sont utilisés [R1 (solution tampon) + R2 (enzymes) + standard (glucose)] (cf. annexe).

4. Urée : méthode cinétique UV.

4-1. principe :

L'uréase catalyse l'hémolyse de l'urée, présent dans l'échantillon, en ammoniac (NH₃) et en anhydride carbonique(CO₂).

L'ammoniac formé est incorporé à l' α-cétoglutarate par l'action du glutamate déshydrogénase (GLDH) avec oxydation parallèle de la NADH à la NAD⁺ :



La diminution de la concentration de NADH⁺ dans la méthode est proportionnelle à la concentration d'urée dans l'échantillon testé.

Réactif utilisé : 02reactifs sont utilisés [R1 (solution tampon) + R2 (enzyme) + UREA CAL (patron primaire de détection d'urée 50mg /dl)] (cf. annexe).

5. créatinine : jaffé colorimétrique-cinétique.

5-1 principe :

Le test de la créatinine est basé sur la réaction de la créatinine avec le picrate sodium décrit par jaffé.

La créatinine réagit avec le picrate alcalin en formant un complexe de couleur rouge. L'intervalle de temps choisi pour les lectures permet d'éliminer une grande partie des interférences connue pour les la méthode.

L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de créatinine présente dans l'échantillon testé.

Réactif utilisé : 02reactifs sont utilisés [R1réactif picrique (Acide picrique) + R2 (Hydroxyde de sodium) +créatinine cal (patron premier de détection de la créatinine 2mg/dl)].

6. Le dosage de HDL/HDL : CALIBRATEUR HDL/LDL/CK-MB

6-1 principe :

Le calibrateur cholestérol-HDL/LDL CK-MB BIOLABO est une préparation lyophilisée de sérums d'origine humaine contenant différentes formes de lipoprotéines de faible densité(LDL) et CK-MB.

Les valeur en cholestérol-HDL/LDL sont traçable sur des étalons internationaux titrés au CDC (center disease control) et sont proche du niveau décisionnel en clinique. l'activité CK-MB à été déterminée dans conditions strictement standardisées sur plusieurs séries indépendantes et à l'aide de réactifs et calibratur de référence interne BIOLABO.

3-4.Etude statistique :

Anova factorielle

Croisement Race*Animal

CHAPITRE 4 :

RESULTATS ET DESCISION

4-1. valeurs biochimiques moyennes chez le dromadaire.

Une des grandes difficultés auxquelles est confronté le chercheur est celle de l'établissement des «valeurs normales» des paramètres biochimiques chez le dromadaire. Les paramètres sont représentées par :

4-1.1. Glycémie :

Les résultats de la glycémie des 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant

Tableau 4.1 : Glycémie moyenne des dromadaires

Glycémie (g/l)	Moyenne
Valeur	1,86±0,58

La valeur moyenne de la glycémie est de $1,86\pm 0,58$ g/l. La valeur la plus basse est de 0.4g/l et la plus élevée étant de 3.1g /l. (cf. annexe 4)

Nos résultats sont élevées de ceux rapportés par TITAOUIN,(2006) dans son étude sur 26 dromadaires menée en Sud-Est Algérien qui indiquent que la glycémie moyenne est de 0.9 g/l. Ainsi de ceux enregistrés par SOUILEM et al.(1999) sur un ensemble de 138 dromadaires (1.22g/l). F. ASADI et al (2009)(1.03g/l) obtenu par une population de 93 dromadaires, NAZIFI et al. 1999(0.645 g/l) dont l'étude est effectué sur un ensemble de 40 dromadaires, BEN ROMDHANE montre une moyenne de la glycémie dans une population a 165 dromadaires de (0.645 g/l). Cette valeur élevée de la glycémie peut être expliquée par le fait que les animaux sont placés sur parcours et recevaient une supplémentation à base d'orge qui est considéré comme aliment énergétique. Par ailleurs, le taux de sucre comme chez tous les animaux est faible (Bouras et Moussaoui 1995). Cependant, Ouled El hadj et al. (2002), indiquent que la teneur en sucres est stable 1.2%. BENGOUMI et al. (2002) enregistre que la glycémie des dromadaires dans des deux saisons reste dans les fourchettes internationales, mais en constate que, la glycémie en saison sèche est significativement ($P<0.05$) plus élevée que celle de la saison

humide. En effet, pendant la saison sèche, l'insulinémie baisse de 30%. L'insuline agit principalement sur le stockage et l'utilisation tissulaire du glucose mais elle n'aurait pas d'effet sur sa réabsorption rénale. Le dromadaire réduit donc ses pertes hydriques en maintenant une glycémie élevée et une glucosurie pratiquement nulle (BENGOUMI et al., 1998).

4-1.2. Créatinine:

Les résultats de la créatinine des 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant.

Tableau 4.2 : Créatinine moyenne des dromadaires

Créatinine (mg/l)	Moyenne
Valeur	14,88±2,36841

La valeur moyenne de la créatinine est de 14,88±2,36841 mg/l. La valeur la plus basse est de 05mg/l et la plus élevée étant de 22mg /l. (cf. annexe 4)

Nos résultats montrent une créatininémie moyenne de 14.88 mg/l, inférieure par rapport à celles rapportées par Alshamsi *et al.* (2015) (17.9 mg/l) dans une étude sur 111 dromadaires , SNOW (1988) (sur un ensemble de 9 dromadaires montre une moyenne de 16.1mg/l), T.E.A.Osman et al.(2003)(15 mg/l) dont l'étude est effectuée sur une population de 5 dromadaires, de telles variations peuvent être expliquées par différents facteurs, notamment les différences entre les techniques de dosage utilisées, le type d'élevage, l'alimentation, la saison et la zone géographique (BEN ROMDHANE, 2003).

4-1.3. Urée :

Les résultats de l'urée moyenne des 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant

Tableau 4.3 : Valeur moyenne d'urée des dromadaire

Urée (g/l)	Moyenne
Valeur	0,46±0,13605

La valeur moyenne de l'urée est de $0,46 \pm 0,13605$ g/l. La plus basse étant de 0.13g/l et la plus élevée est de 1.01g /l. (cf. annexe 4)

Nos résultats sont faibles de ceux rapportés par BEN ROMDHANE et al.(2003) menée en Tunisie qui rapportent une valeur moyenne de l'urée sur un ensemble de 165 dromadaires de 0.73 g/l, et celles de NAZIFI et al. (1998) (1.96 g/l) valeur a été obtenu par une population de 21 dromadaires (valeurs convertir de mmol/l en g/l) .Cette valeur diminuée peut être expliqué, par le régime alimentaire disponible pour le dromadaire qui est souvent déficitaire en protéines, la quantité d'urée excrétée est très faible et 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. Ceci se manifeste par une concentration en urée assez stable chez le dromadaire (FAYE et al. 1991). En effet, FAYE (1997) rapporte qu'en situation de déficit protéique, le dromadaire excrète seulement 1% de son urée. Cette capacité remarquable de recyclage de l'urée suppose quelques précautions en matière d'alimentation. Le métabolisme de l'urée est fortement influencé par l'effet saison. Chez les animaux domestiques, la diminution de la filtration glomérulaire s'accompagne d'une augmentation très marquée de l'urémie. Cependant, la réabsorption tubulaire de l'urée et son recyclage digestif sont particulièrement accentués chez le dromadaire (EMMANUAL et al.,1976).

4-1.4.Bilan lipidique :

Il se résume en :

4-1.4.1. Cholestérol total :

Les résultats du cholestérol des 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant

Tableau 4.4 : Cholestérol moyen des dromadaires

Cholestérol total (g/l)	Moyenne
Valeur	$0,18 \pm 0,07529$

La valeur moyenne du cholestérol est de $0,18 \pm 0,07529$ g/l. Elle varie de 0.03g/l à 0.44g /l. (cf. annexe 4)

Enfin pour le cholestérolémie (0.18g/l), nos résultats montrent une valeur élevée de ce paramètre dans le sang du dromadaire par rapport à ceux de BEN ROMDHANE qui a enregistré sur un ensemble de 165 dromadaires une moyenne de (0.0256 g/l)(convertir du mmol/l en g/l), et inférieure par rapport à ceux de A.A.AL-ALI et al (1987) (0.3g/l) dont ses études est effectué sur une population de 20 dromadaires et REZAKHANI (1997), qui montre une moyenne de (0.36 g/l) obtenu sur un ensemble de 83 dromadaires , TITAOUINE(2006),(0.4g/l, dont l'étude était effectué sur 26 dromadaires). Shujait Ali et al. (2007),(0.42g/l, obtenu par une population de 92 dromadaires).

4-1.4.2. Triglycérides:

La moyenne des triglycérides de 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant

Tableau 4.5 : Valeur moyenne des triglycérides des dromadaires

Triglycerides (g/l)	Moyenne
Valeur	0,18±0,07529

La valeur moyenne de triglycérides est de 0,18±0,07529g/l. La valeur la plus basse est de 0.04g/l et la plus élevée étant de 1.00g /l. (cf. annexe 4)

Nos résultats montrent une moyenne élevée des triglycéride de 0.18 g/l en comparaison avec ceux rapportés dans une étude sur 21 dromadaires par NAZIFI et al, (1998),(0.000116) (convertir de $\mu\text{mol/l}$ en g/l), et faible a ceux indiquant par TITAOUINE,(2006),(0.34 g/l, valeur obtenu par une population de 26 dromadaires). et FAYE et al .(1991)(0.266 g/l) dont l'étude était effectué sur un ensemble de 52 dromadaires .

Par ailleurs, TITAOUINE et al. (2006) NAZIFI et al (1998), montrent que les triglycérides varient en fonction du climat, de l'âge et du sexe.

4-1.4.3. Cholestérol HDL:

Les résultats du cholestérol HDL des 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant

Tableau 4.6 : Cholestérol HDL moyen des dromadaires

HDL (g/l)	Moyenne
Valeur	0,00±0,00661

La valeur moyenne de HDL est de $0,00 \pm 0,00661$ g/l. Elle varie de 0.00g/l et 0.04g /l. (cf. annexe 4)

Nos résultats sont peu faible par rapport à ceux qui sont rapportées par ALSHAMSI,(2015) (0.0001257 g/l, valeur obtenu sur un ensemble de 111 dromadaires) et BENREMDHANE et al.(2003),(0.0002578g/l) dont l'étude était effectué sur une population de 165 dromadaires. et JESSICA.H et al.(1976), (0.000471g/l, valeur obtenu sur un ensemble de 22 dromadaires) (valeur convertir de UI/L en g/l).

4-1.4.4. Cholestérol LDL :

Les résultats du Cholestérol LDL des 22 dromadaires sont présentés dans le tableau suivant

Tableau 4.7 : Cholestérol LDL moyen des dromadaires

LDL (g/l)	Moyen
Valeur	0,01±0,01629

La valeur moyenne de LDL est de $0,01 \pm 0,01629$ g/l. La valeur la plus basse est de 0.011g/l et la plus élevée étant de 0.054g /l. (cf. annexe 4)

NAZIFI et al, (1999) montrent que les concentrations des paramètres lipidiques du dromadaire varient en fonction du climat et sont plus élevées en hiver qu'en été . Cela pourrait être du probablement à une augmentation des besoins énergétiques au cours de la période de froid . Ces valeurs pourraient également signaler l'état d'inanition des animaux surtout en saison sèche . Cette période correspond à la disette et aussi aux parcours très pauvres en aliments. Ceci serait en accord avec KOLB(1975) qui note une diminution de la lipidémie lors d'inanition .

Shujait Ali et al. (2008) Il a été conclu que les teneurs sériques en triglycérides et de HDL chez le dromadaire ont été influencés par l'élevage saison.

Cependant, TITAOUINE (2006), rapporte que le taux du cholestérol suit l'allure des lipides totaux et les triglycérides, par rapport aux bovins. FAYE et al.(1991) ont observé une concentration du cholestérol très inférieure chez les bovins . Cependant, AL-REHAIMI (1989), montre que le cholestérol et les lipides ont une valeur significativement faible chez le dromadaire par rapport aux ovins.

4-2. Facteurs de variations:

Les paramètres biochimiques chez le dromadaire sont facilement influencés par différents facteurs tels que : la génétique, la physiologie, l'alimentation et la situation géographique, il semblait alors important de rechercher la variation de ces paramètres dans des conditions alimentaire et environnementale définies, en tenant compte de l'âge, du sexe et la race des dromadaires.

4-2.1. Age: Les résultats des paramètres biochimiques des 22 dromadaires en fonction de la tranche d'âge sont rapportés dans le tableau 4.8

Tableau 4.8 : paramètres biochimiques en fonction de l'âge

Paramètres	Age	
	Jeune [1-4 ans]	Adulte [5-8 ans]
Glycémie (g/l)	2,04±0.33	1,68±0 .71
Urée (g/l)	0,41±0.14	0,49±0.23
Créatinine (mg/l)	14,64±2.35	14,64±4.50
Cholestérol total (g/l)	0,32±0.16	0,20±0.14
Triglycérides (g/l)	0,36±0.23	0,19±0 .15
HDL (g/l)	0,01±0 .02	0,00±0.01
LDL(g/l)	0.02±0.02	0,01±0.01

La comparaison entre les tranches d'âge montre des valeurs plus élevées chez les jeunes par rapport aux adultes pour les paramètres suivants : la glycémie, le cholestérol, le cholestérol HDL et LDL, et les triglycérides, sans différence significative. Par contre, l'urée se trouve légèrement basse chez les jeunes que chez les adultes. Alors que les valeurs de la créatinine sont égales. Cependant, le LDL est significativement plus élevé pour les 11 jeunes animaux : 0.024 ± 0.006 contre $0.007 \pm 0.002 \text{ g.L}^{-1}$ pour les 11 animaux adultes.

Des variations statistiquement significatives en fonction de l'âge ont été également constatées pour plusieurs paramètres. Le choix des tranches d'âge a été dicté par le fait que les animaux âgés de moins de 4 ans sont impubères et ceux dont l'âge est compris entre 4 et 10 ans sont des animaux adultes. C'est ainsi que chez les jeunes sujets (âge < 4 ans) nous avons relevé une augmentation de la concentration du glucose, des triglycérides et des activités catalytiques de la HDL, par rapport aux adultes (BEN ROMDHANE, 2003).

4-2.2. Sexe : Les valeurs moyennes des paramètres biochimiques en fonction du sexe sont rapportées dans le tableau 4.9

Tableau 4.9 : paramètres biochimiques en fonction du sexe

Paramètres	Sexe	
	Male	Femelle
Glycémie (g/l)	1,86±0.53	1,85±0.69
Urée (g/l)	0,47±0.20	0,40±0.14
Créatinine (mg/l)	15,19±3.94	13,17±1.67
Cholestérol total (g/l)	0,23±0.13	0,32±0.21
Triglycérides (g/l)	0,27±0.23	0,31±0.17
HDL (g/l)	0,01±0.01	0,01±0.01
LDL (g/l)	0,01±0.01	0,02±0.02

Concernant les variations physiologiques de la glycémie, de l'urée et de la créatinine, en éliminant l'effet de l'âge, les valeurs étaient légèrement élevées chez les males que chez les femelles, alors que les autres paramètres tel que le cholestérol, le cholestérol LDL et les triglycérides, ont une valeur plus faible chez les males par rapport aux femelles. Pour la valeur du cholestérol HDL, elle est similaire chez les males et les femelles. Concernant l'état physiologique des femelles, NAZIFI et al. (1999) montrent que les valeurs du cholestérol et des triglycérides varient en fonction du sexe, elle présente un taux plus élevé chez les femelles par rapport aux males, ceci peut être probablement due à des complémentations alimentaires distribuées aux femelles.

4-2.3. Races : Les résultats en fonction de la race des différents paramètres biochimiques sont rapportés dans le tableau 4.10

Tableau 4.10 : Valeurs biochimiques en fonction de la race

Paramètres	Races	
	Sahraoui	Tergui
Glycémie (g/l)	1,73±0.664	2,09±0.267
Urée (g/l)	0,44±0.215	0,46±0.136
Créatinine (mg/l)	14,50±4.119	14,88±2.368
Cholestérol total (g/l)	0,30±0.18	0,18±0.075
Triglycérides (g/l)	0,28±0.163	0,27±0.281
HDL (g/l)	0,01±0.015	0,00±0.007
LDL (g/l)	0,02±0.016	0,01±0.016

La comparaison en fonction de la race nous permet de constater des valeurs élevées des paramètres suivants, à savoir : le cholestérol, le cholestérol HDL, LDL et les triglycérides et d'autres baissent, en l'occurrence la glycémie, l'urée et la créatinine, chez la race Sahraoui par rapport à la race Tergui ou la race présente un Léger effet statistique ($p \approx 0.036$).

Le cholestérol total est légèrement plus élevé pour les 14 animaux de la race sahraouie : 0.30 ± 0.05 contre 0.18 ± 0.03 g.L⁻¹ pour les 8 animaux de la race targuie. Avec une valeur de HDL qui est significativement plus élevée pour la race sahraouie (n=14) : 0.014 ± 0.004 contre 0.003 ± 0.003 g.L⁻¹ pour la race targuie (n=8).

Les résultats de Sahraoui et al. (2014) montrent que la viande de la race Sahraoui est plus riches en acides gras que celle de la race Tergui.

Conclusion:

Arrivé à la fin de cette étude, nous nous proposons de résumer les principales conclusions.

➤ la détermination de la glycémie montrent des valeurs un peu plus élevées à celles de la littérature où nous avons une moyenne de la glycémie de (1,86g/l). Le dromadaire en comparaison avec les autres ruminants présente une glycémie plus élevée, proche de celle des monogastriques

➤ Pour le taux de la créatinine et de l'urée totales dans le sang, nous avons constaté des taux faibles en comparaisant avec qui sont enregistrées dans la littérature

➤ Le bilan lipidique représenté par le cholestérol total, le cholestérol LDL, et HDL, et les triglycérides sont dans les normes rapportées par les auteurs.

Recommandations :

Notre étude qui a visé la détermination des certains paramètres biochimiques chez le dromadaire (*Camelus dromedarius*) dans la région de Ouargla , montre des valeurs proches à celles rapportées dans la bibliographie .

Afin de sauvegarder cette spéculation et maintenir la bonne physiologie de cette espèce, il faut :

- Assurer l'alimentation des camelins et cela par l'approvisionnement en foin et les céréales en période de disette et en veillant à la bonne exploitation des parcours et cela par l'interdiction de l'arrachage des plantes.

- Augmenter le nombre des points d'eau.

- Apporter un soutien financier aux éleveurs.

- Contrôle et interdiction de l'exploitation des camelins au niveaux des frontières.

- Augmenter et encourager les travaux de recherche sur les camelins, qui sont ignorés jusqu'à maintenant.

- Il faut construire une petite chambre dans chaque abattoir pour la réalisation des examens tel que les examens microbiologique.

Pour les paramètres biochimiques qui peuvent constituer des indicateurs assez fidèles de l'état nutritionnel des animaux. Ils permettent de déceler une éventuelle carence alimentaire et de diagnostiquer les principaux troubles pathologiques subcliniques, nos résultats qui concordent avec la littérature.

