



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire N série:.....
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة الشهيد حمه لخضر بالوادي
Université Echahid Hamma Lakhdar -El OUED
كلية علوم الطبيعة والحياة
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
قسم البيولوجيا الخلوية والجزيئية
Département de Biologie Cellulaire et Moléculaire

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

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

THEME

*Contribution à l'extraction et à
l'évaluation des lipases du dromadaire*

Présentés par :

M^{elle} Bouhamda Lamia

M^{elle} Brahimi Kenza

Devant le jury composé de :

Président :	Mme. MEDILA Ifriqya	M.C.A	Université d'El Oued.
Examineur :	Mr. MEDJOUR Abdelhak	M.A.A	Université d'El Oued.
Promoteur :	Mr. LAICHE Ammar Touhami	M.C.B	Université d'El Oued.



Dédicace

Je dédie ce travail :

Au DIEU le tout puissant qui m'a donnée la foi, le courage et volonté de mener à terme ce travail

A mon cher père ALI, qui m'a toujours soutenue et encouragée durant toute ma scolarité.

A la lumière de mes jours, la flamme de mon cœur, la source de mes efforts, ma vie et bonheur; ma mère SAMIRA, qui me donne toujours l'espoir de vivre et qui n'a jamais cessé de prier pour moi.

Que dieu leur procure une bonne santé et une longue vie

A mes frères AMINE, MOHAMMED, NASREDDINE.

A ma grand-mère ZOHRRA, pour toute l'affection qu'elle m'a donnée et pour ses précieux encouragements, que dieu lui donne une longue vie et la protège.

A mes tentes et mes oncles, mes cousins et mes cousines particulièrement AFRAH

A tous membres de famille BOUHAMDA

A mes amies KENZA, DALAL, LINA, SARA, MANEL, KHADIDJA, AYA

Et surtout mon adorable amie DIANA malgré qu'elle est loin de moi mais toujours elle m'encourage

A tous mes collègues de promotion 2^{ème} année Master BIOCHIMIE Appliquée

 **LAMIA**





Dédicace

Je dédie ce mémoire :

*A DIEU tout puissant qui par sa grâce m'a permis de réaliser ce travail en
toute quiétude et surtout en bonne santé*

*Aux personnes chères qui comptent énormément pour moi et qui m'ont toujours
soutenu, je suis très fier de vous avoir à mes côtés.*

*A mon père Sebti, symbole de tendresse, qui a veillé tout au long de ma vie à
m'encourager; m'aider et me protéger
Je t'aime papa*

*A ma mère Houria; la bougie de ma vie, la fleur de mes jours, qui m'a donné
l'amour et la tendresse, du fond de son cœur qui s'est sacrifiée pour ma réussite
et mon bonheur*

*A membres de ma famille, mes frères Bilel et Achraf à qui je souhaite
beaucoup de succès Dans la vie*

*Mes adorables sœurs Ahlem et Nabila à qui je souhaite tout le bonheur du
monde*

*A mes chers neveux Iyad, Braa edine, Islam, et mes belles nièces Joudi et
Jouri*

*A toute la famille Brahimi et Atallah ainsi que la famille Messoudi et
Zeghad*

*A mes amies Lamia, Dalel, Khadidje, Manel, Sara et Nasima
A tous ceux qui de près ou de loin m'ont soutenu par leurs prières.*

A tous ceux que j'aime

 **KENZA**





Remerciements

Avant tout, nous tenons à exprimer nos vifs remerciements à Allah qui nous a données la volonté et la patience à fin de finir notre étude malgré les difficultés rencontrées

En premier lieu, Nous voudrions remercier notre encadreur, Dr. LAICHE AMMAR TOUHAMI, pour sa patience, et surtout ses précieux conseils qui ont contribué à alimenter nos réflexions et sa disponibilité à servir malgré ses multiples occupations.

Nous voudrions remercier tout particulièrement les membres de jury qui ont accepté et ont pris du temps pour analyser et évaluer notre travail du mémoire.

Madame MEDILA Ifriqya M.C.A. Université d'El Oued, pour nous avoir fait l'honneur d'accepté de présider ce travail.

Monsieur MEDJOUR Abdelhak M.A.A. Université d'El Oued, pour avoir accepté d'examiner ce mémoire.

Un grand merci également à Dr. DEROUICHE Samir et Mr. BENMYA Omar, pour avoir eu la patience de répondre à nos innombrables questions et leurs précieux aides.

Nous tenons à remercier particulièrement Mr. TOUATI Ali pour ses nombreux conseils, et sa gentillesse.

Nous exprimons nos remerciements aussi à Mr. BENNADJI Brahim pour ses conseils, et pour les informations qui nous a données.

Nous tenons à remercier profondément à tout l'ensemble des membres du laboratoire de la faculté des Sciences de la nature et de la vie

Nos remerciements les plus chaleureux vont à tous nos camarades au Master 2 BIOCHIMIE Appliquée promotion 2020/2021 pour leur présence dans les moments difficiles et les excellents moments que nous avons passés avec eux tout au long de cette année.



Lamia & Kenza



Résumé

Cette étude a été réalisée dans le but de l'extraction de lipase à partir de quatre organes (pancréas, caillette, panse et graisse de la bosse) des dromadaires de la population "Targuie". La validation par la spectroscopie infra rouge IR a été réalisée pour vérifier l'existence de cette enzyme au niveau de tous les organes mentionnés précédemment, puis mesurer l'activité lipasique dans les différents extraits obtenus par le spectrophotomètre. L'étude des caractéristiques physico-chimiques effectuées sur la caillette, le pancréas et la panse des dromadaires a fait apparaître des valeurs intéressantes; des protéines, des lipides totaux et d'humidité, 21.48%, 5.15%, 64.86% (pancréas), 22.94%, 4.91% , 72.09% (panse), 20.18%, 2.15%, 73.22% (caillette). Par ailleurs, les analyses biochimiques de la graisse montrent des taux considérables du cholestérol 125.48 mg/dL, triglycérides 30.45 mg/dL, HDL 48.94 mg/dL, LDL 110.24 mg/dL, tandis que le teneur en matière grasse était 75%. Les spectres résultant par IR nous ont affirmé la présence de la lipase par l'apparition des pics semblables aux ceux de pics du spectre référentiel de la lipase. Les résultats du dosage de l'activité de la lipase nous ont donné des valeurs suivantes : le pancréas 0.1359 UI/g, la caillette 0.1306 UI/g, la graisse 0.2306 UI/g, la panse 0.1508 UI/g, ces résultats montrent que la graisse contient la quantité la plus élevée de la lipase.

Mots clés : Dromadaire, extraction, lipase, activité lipasique.

Abstract

This study aims to explain how to extract lipase enzyme from four organs of the Arabian camel "Targuie"; that are: pancreas, rennet stomach, rumen, hump fat. The presence of this enzyme has been confirmed in the mentioned organs by means of the infrared spectroscopy, and the measurement proceeded on the lipase activity of various extracts by using spectrophotometer. The study of the physical and chemical properties of the rennet stomach, the pancreas and the rumen revealed interesting values of protein, total fat and moisture, respectively as follows: pancreas: 21.48%, 5.15%, 64.86%, rumen: 22.94%, 4.91%, 72.09%, rennet stomach: 20.18% , 2.15%, 73.22%. In addition to that, the lipid biochemical analyzes showed high levels of cholesterol of 125.48 mg/dl, the triglycerides of 30.45 mg/dl, the high-density lipoprotein (HDL) of 48.94 mg/dl, the low-density lipoprotein (LDL) of 110.2 mg/dl, while the fat content was estimated at 75%. The results of the determination of lipase activity gave us the following values: pancreas 0.1359 IU/g, rennet stomach 0.1306 IU/g, fat 0.2306 IU/g, rumen 0.1508 IU/g, these results show that the fat contains the highest quantity of lipase. The analysis of the results of the infrared spectra has confirmed the presence of lipase having values similar to those in the lipase reference spectrum.

Keywords: Camel, lipase, lipase activity, extract.

الملخص

أجريت هذه الدراسة بهدف استخلاص الليباز من أربع فئات (البنكرياس، المعدة الرابعة، الكرش، دهون السنام) من نوع الجمل العربي "Targuie". تم إجراء التحقق من صحة وجود هذا الإنزيم في جميع الأعضاء المذكورة أعلاه بواسطة التحليل الطيفي بالأشعة تحت الحمراء، ثم قياس نشاط الليباز في المستخلصات المختلفة التي تم الحصول عليها بواسطة مقياس الطيف الضوئي. كشفت دراسة الخصائص الفيزيائية والكيميائية التي أجريت على المعدة الرابعة والبنكرياس وكرش الجمل عن قيم مثيرة للاهتمام من البروتين، الدهون الكلية والرطوبة، 21.48%، 5.15%، 64.86% (بنكرياس)، 22.94%، 4.91%، 72.09% (كرش)، 20.18%، 2.15%، 73.22% (المعدة الرابعة) على التوالي. علاوة على ذلك، أظهرت التحليلات الكيميائية الحيوية للدهون مستويات عالية من الكوليسترول قدرت بـ 125.48 مجم / ديسيلتر، والدهون الثلاثية 30.45 مجم / ديسيلتر، الدهون ذات الكثافة العالية (HDL) 48.94 مجم / ديسيلتر، والدهون ذات الكثافة المنخفضة (LDL) 110.2 مجم / ديسيلتر، بينما كانت نسبة محتوى الدهون 75%. أكد تحليل نتائج أطياف الأشعة تحت الحمراء وجود الليباز من خلال ظهور قمم مماثلة لتلك الموجودة في الطيف المرجعي للليباز. أعطتنا نتائج اختبار نشاط الليباز القيم التالية: البنكرياس 0.1359 وحدة دولية / الغرام، المعدة الرابعة 0.1306 وحدة دولية / الغرام، الدهون 0.2306 وحدة دولية / غرام، الكرش 0.1508 وحدة دولية / الغرام، تظهر هذه النتائج أن دهون السنام تحتوي على أعلى كمية من الليباز.

الكلمات المفتاحية: الجمل، إستخلاص، الليباز، نشاط أنزيمي.

Liste des figures

Figure (01) : <i>Camelus dromedarius</i> (a) et <i>Camelus bactrianus</i> (b) (ALMY BANQUE, 2007).....	4
Figure (02) : Localisation des principales races des dromadaires en Algérie	6
Figure (03) : Structure squelettique et corporelle d'un dromadaire adulte	7
Figure (04) : La bosse du dromadaire (BOUDIAF, 2005)	9
Figure (05) : Schéma de repliement α/β (JAEGER <i>et al.</i> , 1999).....	12
Figure (06) : Hydrolyse des triglycérides (GODET, 2008).....	15
Figure (07) : Différents échantillons utilisés (a) : la matière grasse, (b) : la panse, (c) : la caillette, (d) : le pancréas (photo original).....	19
Figure (08) : Etapes de préparation de la graisse (1) Coupure l'échantillon, (2) Le solubiliser par le bain marie, (3) Filtration, (4) Conservation dans -4 °C (photo original)	21
Figure (09): Courbe d'étalonnage de l'acide linoléique.....	27
Figure (10) : Diagramme présente les teneurs en protéine des échantillons	31
Figure (11) : Diagramme présente les lipides totaux des trois échantillons.....	32
Figure (12) : Diagramme présente les valeurs de pH.....	33
Figure (13) : Diagramme présente les taux des matières sèches	34
Figure (14) : Diagramme présente les teneurs en cendres.....	35
Figure (15) : Diagramme montre les pourcentages d'humidité.....	36
Figure (16): Spectre présente les pics caractéristiques de la lipase.....	39
Figure (17) : Spectres de différents échantillons.....	40
Figure (18) : Spectre de référence de l'effet de la lipase sur l'huile d'olive (KORAICHI <i>et al.</i> , 2015).....	41
Figure (19) : Spectre de l'effet de l'extrait lipasique de la caillette sur l'huile d'olive	43
Figure (20) : Effet de l'extrait lipasique de la graisse sur l'huile d'olive.....	43
Figure (21) : Effet de l'extrait lipasique de la panse sur l'huile d'olive.....	44
Figure (22) : Effet de l'extrait lipasique du pancréas sur l'huile d'olive	44
Figure (23) : Spectres de différents extraits lipasiques avec l'huile d'olive.....	45

Liste des tableaux

Tableau (01) : Les races Algériennes et leurs caractéristique (BEN AISSA, 1989 ; MEDJOUR, 2014).....	5
Tableau (02) : Les concentrations de l'acide linoléique diluées et leurs absorbances.....	27
Tableau (03) : Les absorbances des extraits lipasiques avec l'huile d'olive.....	28
Tableau (04): Les concentrations de l'acide linoléique dans un litre d'huile d'olive.....	28
Tableau (05) : Paramètres biochimiques de la matière grasse du dromadaire.....	37
Tableau (06) : Valeurs des Y et des X pour différents organes analysés.....	40
Tableau (07) : Attributions des différents pics.....	45
Tableau (08) : Les valeurs de l'activité de la lipase en UI/L d'extrait, en UI/g du culot et en UI/g du tissu.....	47

Liste des abréviations

- **AGL** : Acide gras libre
- **AMPc** : Adénosine Monophosphate cyclique
- **AF- 4**: 4-Aminophénazone
- **AFNOR** : Association Française de Normalisation
- **AL** : Acide linoléique
- **CHE** : Cholestérol-estérase
- **CHOD** : Cholestérol-oxydase
- **D.O** : Densité Optique
- **DAP** : Dihydroxi acétone phosphate
- **GPO** : Glycérophosphate déshydrogénase
- **GK** : Glycérol kinase
- **G3P** : Glycérol-3-phosphates
- **H₂O₂** : Peroxyde d'hydrogène
- **HO** : Huile d'olive
- **HDL** : High Density Lipoprotein
- **IR** : Infra rouge
- **LPL** : Lipoprotéïnlipase
- **LDL** : Low Density Lipoprotein
- **PH** : Potentiel d'hydrogène
- **PTA** : Acide phosphotungstique
- **V/V** : Volume/ Volume
- **VLDL** : Very Low Density Lipoprotein, (lipoprotéines de très basse densité)

Sommaire

Résumé

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction 1

Partie I : Partie bibliographique

Chapitre 01 : Généralités sur le dromadaire 3

1. Présentation du dromadaire :..... 3

2. Historique et Origine du dromadaire :..... 3

3. Taxonomie des camélidés: 4

4. Populations Algériennes :..... 5

5. Morphologie générale du dromadaire: 6

- Particularités anatomique : 8

6. Métabolisme énergétique des lipides : 10

- Le catabolisme des lipides au niveau de tissu adipeux : 10

Chapitre 02 : La lipase 11

1. Définition: 11

2. Structure : 11

3. Origine:..... 12

3.1. Lipases végétales : 13

d) La lipase hépatique: 14

3.3. Lipases microbiennes : 14

4. Réactions catalysées par les lipases : 15

5. Facteurs influençant la production de lipase : 15

5.1. Effet du pH et de la température : 15

5.2. Stabilité en solvant organique : 16

5.3. Effet d'ions du métal : 16

6. Applications biotechnologiques de la lipase : 16

6.1. Industrie agro-alimentaire : 16

6.2. Industrie des détergents : 17

6.3. Applications dans l'industrie de Pâte et papier: 17

6.4. Industrie cosmétique :	17
6.5. Industrie oléo-chimie :	17
6.6. Application dans l'environnement :	17
6.7. Application médicale et pharmaceutique :	18
6.8. Industrie des biodiesels :	18

Partie II : Partie expérimentale

Chapitre 01 : Matériel et méthodes	19
1. Matériel :	19
1.1. Matériel biologique :	19
1.2. Matériel du laboratoire (Appareillage) :	19
2. Méthode :	21
2.1. Préparation des échantillons :	21
2.1.1. Préparation de la graisse :	21
2.1.2. Préparation de la caillette, du pancréas et de la panse :	22
2.2. Analyses physico-chimiques :	22
2.2.1. Détermination des compositions de la panse, du pancréas et de la caillette : ...	22
2.2.2. Détermination des compositions de la matière grasse :	23
3. Protocole d'extraction de la lipase :	25
4. Validation de l'existence de la lipase dans les différents extraits par l'infra rouge IR :	25
5. Dosage de la lipase :	26
5.1. Détermination de la concentration de l'acide linoléique dans un litre d'huile d'olive :	27
5.2. Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un litre d'extrait :	28
5.3. Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme d'échantillon :	29
Chapitre 02 : Résultats et discussions	31
1. Analyses physico-chimiques :	31
1.1. Caractéristiques physico-chimiques de la caillette, le pancréas et la panse :	31
a) Taux des protéines :	31
b) Taux des lipides totaux :	32
c) Détermination du pH :	33
d) Détermination de la Matière sèche :	34
e) Cendres :	35

f) Taux d'humidité	36
1.2. Caractérisation physicochimique de la graisse:	37
2. Validation de l'existence de la lipase dans les différents extraits par l'infrarouge IR :	38
2.1. Analyse de différents extraits lipasique par spectroscopie infrarouge IR:	39
2.2. Analyse les spectres de l'effet de différents extraits lipasiques sur l'huile d'olive :	41
3. L'activité enzymatique de la lipase	46
3.1. Détermination de la concentration de l'acide linoléique dans un litre d'huile d'olive :	46
3.2. Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme d'échantillon	47
Conclusion	51
Références bibliographiques	53
Annexes	61

Introduction

Introduction

Le Sahara, qui est le plus grand des déserts, est caractérisé par des conditions édapho-climatiques très contraignantes à la survie spontanée des êtres vivants. Néanmoins, cet écosystème reste un milieu vivant pourvu d'un couvert végétal particulier, adapté aux conditions désertiques les plus rudes, caractérisées par de fortes chaleurs et des pluviométries faibles et qui constitue les différents parcours camelin sahariens (AICHOUNI, 2011).

Le dromadaire occupe des places primordiales, car cet animal possède de grandes capacités à gérer au mieux la faible densité et la faible valeur nutritive de la végétation de ces zones. En effet, 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. 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) (BEN ROMDHANE *et al.*, 2003).

Les graisses de chameau, en particulier la graisse de la bosse, sont utilisées pour préparer de nombreux plats dans différents pays d'Asie et d'Afrique du Nord (SBIHI *et al.*, 2013). En Maroc la graisse de la bosse du dromadaire fondu, ou comme elle se nomme en arabe dialectale « Loudek », est consommée à l'état frais seul ou associé avec des plantes aromatiques et médicinales et la population locale lui reconnaît des propriétés thérapeutiques (alicament, massage) (FOUGHALIA, 2017).

Les matières grasses sont des composés très énergétiques, insolubles et constitués principalement de triglycérides (TG) qui sont des triesters de glycérol et d'acides gras saturés, mono insaturés ou polyinsaturés. Les lipides constituent une grande partie de la biomasse et les enzymes lipolytiques assurent le renouvellement métabolique de ces lipides (VERGER, 1985).

Les lipases sont des enzymes ubiquistes que l'on retrouve aussi bien chez les organismes inférieurs tels que les bactéries, les champignons ou levures que chez les organismes supérieurs tels que les plantes et les animaux. Elles forment une classe

d'enzymes hétérogènes de par leur origine, qu'elles soient animales, végétales ou microbiennes, ce qui augmente encore leurs potentialités (**FICKERS *et al.*, 2008**). Elles sont capables de catalyser l'hydrolyse d'esters glycérides en milieu aqueux et la synthèse d'esters en milieu non aqueux (**REIS *et al.*, 2008**).

Les lipases sont souvent perçues comme une des plus importantes et des plus intéressantes classes d'enzymes pour le monde industriel. Cet intérêt provient principalement du fait d'une part, que les lipases possèdent des propriétés catalytiques atypiques et que d'autre part, les technologies à mettre en œuvre pour les produire sont relativement simples. La plupart des lipases sont stables dans de nombreux solvants organiques et ne requièrent pas de co-facteur pour être actives. On peut les utiliser en tant qu'hydrolase ou comme catalyseur en synthèse organique. Leurs domaines d'applications sont donc très vastes et variés (**FICKERS *et al.*, 2008**).

Dans ce contexte, Elles peuvent donc être utilisées en chimie organique standard pour hydrolyser des esters sur des molécules "sensibles". Elles sont utilisées dans le domaine médicale et pharmaceutique ou bien dans l'industrie agroalimentaire, aussi pour l'industrie des biodiesels, cosmétique, et l'industrie des détergents.

Ce travail s'inscrit dans le cadre de la valorisation des bio-ressources d'origine animale, il porte sur l'extraction d'une lipase à partir de différents organes du dromadaire et sur la mesure de son activité enzymatique

Outre, cet axe d'exploitation est peu étudié; ce qui nous a motivé de l'entamer. Notre document sera divisé en deux parties:

La première partie : Revue bibliographique : comportant deux chapitres ; le premier portant sur le dromadaire et leur classification systématique, population Algérienne, la morphologie générale et le métabolisme énergétique ; le deuxième chapitre traitant la lipase, leur structure, leur origine, la réaction catalytique et certains domaines d'application de cet enzyme.

La deuxième partie expérimentale : portant sur le mode opératoire d'extraction de la lipase de différents organes, avec les résultats et discussion de l'activité enzymatique et les analyses physicochimiques.

Partie I

Partie bibliographique

Chapitre N°01

Généralités sur le dromadaire

Chapitre 01 : Généralités sur le dromadaire**1. Présentation du dromadaire :**

Le dromadaire est un grand mammifère artiodactyle (à nombre pair de doigts) ruminant, originaire des régions désertiques d'Afrique du Nord, proche du chameau, mais pourvu d'une seule bosse. Pour cette raison, il n'est pas erroné de qualifier un dromadaire de chameau mais seulement imprécis (CHEHMA, 1987).

Pendant des siècles, le chameau a été considéré comme un animal très important dans les régions désertiques en raison de sa capacité de supporter des conditions très dures (température élevée et sécheresse), à fournir du lait, de la viande, et son utilisation comme un moyen de transport (KADA-RABAH, 2016). Pour le diagnostic pratique de l'âge du dromadaire, la seule caractéristique qui diffère le dromadaire des autres ruminants est la présence des canines (LASNAMI, 1986).

2. Historique et Origine du dromadaire :

Le nom dromadaire est dérivé du dromos (route ou chemin en grec) pour ce qui concerne son utilisation dans le transport ou course selon le dictionnaire étymologique de la langue Française (1829). Il est donné à l'espèce de Chameau à une seule bosse, appartenant au genre *Camelus* de la famille des Camélidés et dont le nom scientifique est *Camelus dromedarius* (SOULEM *et al.*, 2009). Plusieurs hypothèses ont été avancées concernant l'origine du dromadaire. Il serait venu d'Amérique du Nord.

Selon FAYE (1997), le 1^{er} genre considéré comme l'ancêtre directe des camélidés actuels est le protomeryx, apparu à l'oligocène supérieur (Amérique du Nord) il y a 3 millions d'années. Puis, le procamelus, la formation la plus évoluée au pliocène (10 millions d'années). Il aurait pénétré en Afrique par le Sinaï pour atteindre la cote de l'Afrique du Nord, il y a 2 ou 3 millions d'années. Cependant, il aurait disparu de l'Afrique pour n'y être réintroduit que beaucoup plus tard à la faveur de la domestication.

Marçais dans « les arbres de berbérien » du IX^{ème} siècle pense que le chameau arabe a été introduit par les arabes en Afrique (641-706) mais en plus grand nombre au IX^{ème} siècle (1045) lors de l'invasion des Beni Hillel et Beni temim. Il a du être fortement croisé avec le dromadaire africain puisqu'il existe un ancêtre du genre *Camelus thomasi* daté de 22 000 ans avant J.C (HAREK, 2008). CAUVET en 1925, estime que le dromadaire existe en Afrique depuis époque mio-pliocène et n'a jamais disparu.

3. Taxonomie des camélidés:

Le dromadaire appartient au genre *Camelus* et à la famille des Camélidés qui comprennent deux genres: *Camelus* (*Camelus dromedarius* à une seule bosse et *Camelus bactrianus* à deux bosses) et *Lama*. Le genre *Lama* est spécifique des déserts d'altitude du Nouveau Monde (les Amériques) alors que Le genre *Camelus* occupe les régions désertiques de l'Ancien Monde (Afrique, Asie et Europe) (NAOUI, 2013). OÙ il a donné naissance à deux espèces distinctes : Espèce : *Camelus dromedarius* et Espèce : *Camelus bactrianus* (OULD AHMED, 2009)

D'après la classification de WARDEH, le chameau appartient à : (TOUATI, 2017).

- Règne : Animal
- Sous - règne : Métazoaires
- Embranchement : Vertébrés
- Superclasse : Tétrapodes
- Classe : Mammifères
- Sous classe : Theria (placentaires)
- Infra classe : Eutheria
- Super –ordre : Praxonia
- Ordre : Artiodactyles
- Sous –ordre : Tylopodes
- Famille : Camélidés
- Sous –famille : Camelines
- Genre : *Camelus*
- Espèce : *Dromaderius* : Dromadaire (une seule bosse)
: *Bactrianus* : Chameau (deux bosses).

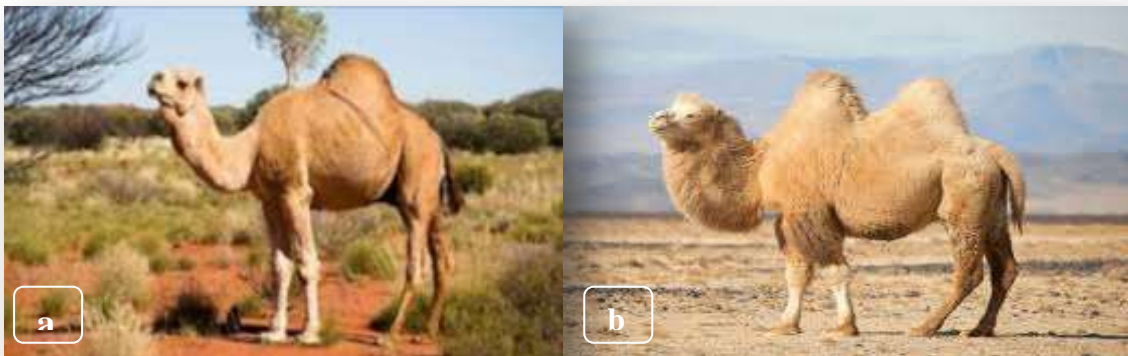


Figure (01) : *Camelus dromedarius* (a) et *Camelus bactrianus* (b) (ALMY BANQUE, 2007)

4. Populations Algériennes :

Les différentes races rencontrées en Algérie se retrouvent dans les trois pays d'Afrique du Nord ; ce sont des races de selle, de bât et de trait. Il s'agit des races suivantes :

Tableau (01) : Les races Algériennes et leurs caractéristique (BEN AISSA, 1989 ; MEDJOUR, 2014)

Races	Caractéristiques
Le Chaambi	- Très bon pour le transport, moyen pour la selle. Sa répartition va du grand ERG Occidental au grand ERG Oriental. On le retrouve aussi dans le Metlili des Chaambas.
L'Ouled Sidi Cheikh	- C'est un animal de selle. On le trouve dans les hauts plateaux du grand ERG Occidental.
Le Saharaoui	- Est issu du croisement Chaambi et Ouled Sidi Cheikh. C'est un excellent méhari. Son territoire va du grand ERG Occidental au Centre du Sahara.
L'Ait Khebbach	- Est un animal de bât. On le trouve dans l'aire Sud-Ouest.
Le Chameau de la Steppe	- Il est utilisé pour le nomadisme rapproché. On le trouve aux limites Sud de la steppe.
Le Targui ou race des Touaregs du Nord	- Excellent méhari, animal de selle par excellence souvent recherché au Sahara comme reproducteur. Réparti dans le Hoggar et le Sahara Central.
L'Ajjer	- Bon marcheur et porteur. Se trouve dans le Tassili d'Ajjer.
Le Reguibi	- Très bon méhari. Il est réparti dans le Sahara Occidental, le Sud Orannais (Béchar, Tindouf). Son berceau : Oum El Assel (Reguibet).
Le Chameau de l'Aftouh	- Utilisé comme animal de trait et de bât. On le trouve aussi dans la région des Reguibet

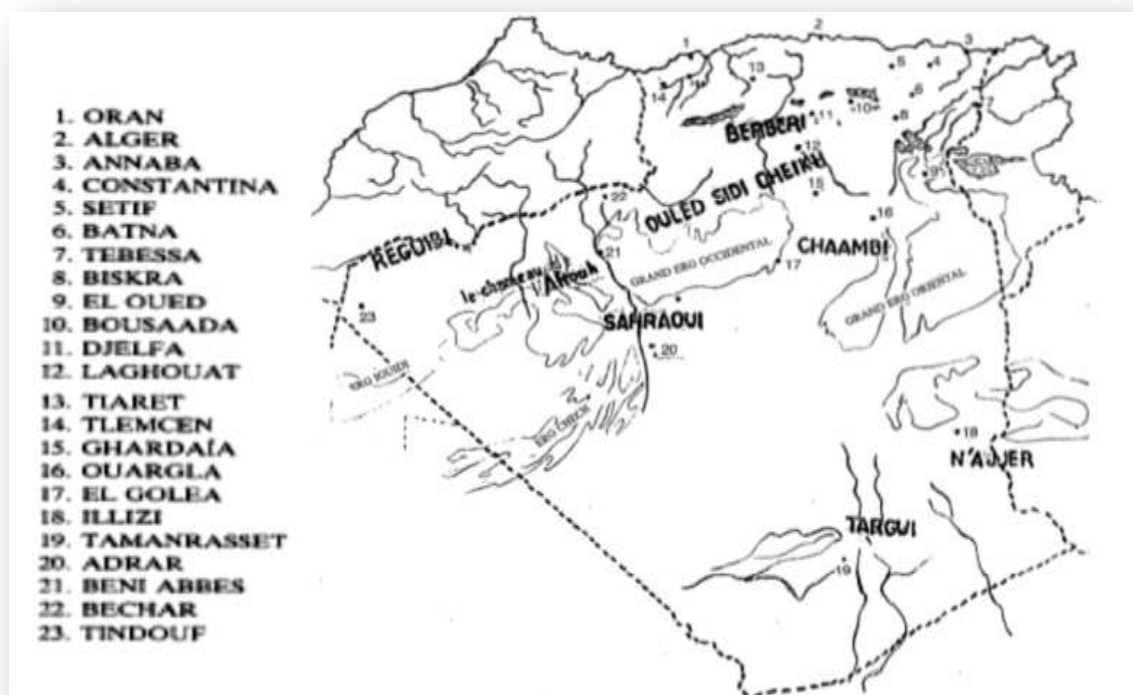


Figure (02) : Localisation des principales races des dromadaires en Algérie
(BEN AISSA, 1989)

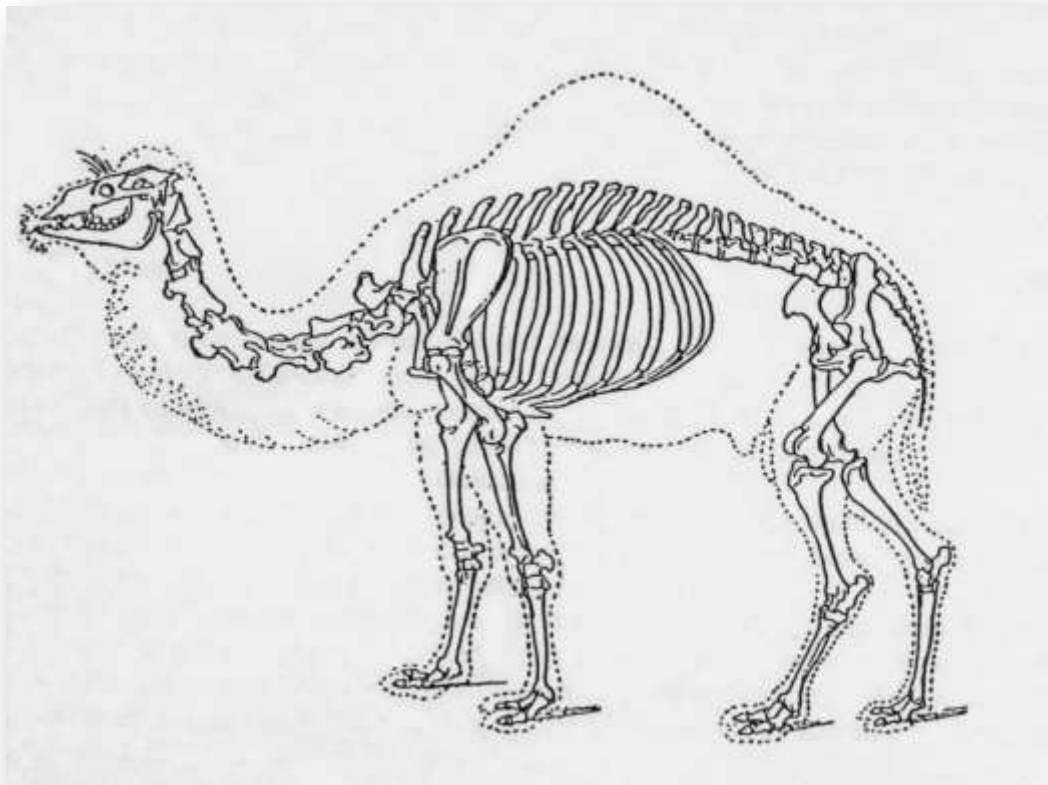
5. Morphologie générale du dromadaire:

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 (**OULD AHMED, 2009**). La taille au garrot est comprise entre 1,8 et 2,2 m et il peut mesurer plus de 2,4 m au sommet de la bosse (**GRECH-ANGELINI, 2007**).

La tête est large, le cou large et fin, coussinet sternal maintenant l'abdomen légèrement au-dessus du sol (**OULD AHMED, 2009**). Son long cou lui permet de s'alimenter d'une végétation peu consommée par les autres ruminants (feuilles des arbres...) (**GRECH-ANGELINI, 2007**).

Le dromadaire ne possède pas de cornes, les oreilles sont petite, les yeux larges et saillants, les narines longues peuvent être réformées pour les besoins de l'animal, la lèvre supérieure est divisée, fondue, 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 au chocolat foncé à presque noir à 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 (OULD AHMED, 2009). A propos de l'anatomie digestive du dromadaire 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 (JOUANY, 2000).



**Figure (03) : Structure squelettique et corporelle d'un dromadaire adulte
(GRECH-ANGELINI, 2007)**

- **Particularités anatomique :**

Les Camélidés se distinguent des ruminants domestiques par un certain nombre des spécificités:

- **La dentition** présente une paire d'incisives à la mâchoire supérieure, une paire de canine à chaque mâchoire, 3 prémolaires à la mâchoire supérieure et 2 seulement à la mâchoire inférieure.
- **La nature du pied** est l'un des éléments qui distingue nettement le dromadaire des ruminants classiques. Il est dépourvu de sabot, ce qui le range dans la catégorie des digitigrades et non des onguligrades. Le dromadaire a un pied large et élastique, bien adapté à la marche sur des sols sableux. Cependant sa composition rend la progression dans les zones caillouteuses difficile et traumatisante.
- **Le foie** est abondamment lobé et, à l'instar du cheval, il est dépourvu de glande biliaire (**GRECH-ANGELINI, 2007**).
- **L'estomac** : l'estomac du chameau a plus d'1 m de long et a plusieurs fonctions. Il comprend trois compartiments principaux : le sac du rumen, le réticulum et un troisième avec une forme intestinale comprenant le feuillet (omasum) et la caillette (abomasum), difficile à distinguer par leur aspect macroscopique. Ce qui au final donne au chameau une anatomie digestive un peu différente de celle des autres ruminants (**LECHNER-DOLLET et al., 1955**).
- **La bosse**: La bosse du dromadaire, n'est pas une réserve d'eau, mais d'énergie. Elle s'agit d'un amas de graisse blanchâtre qui peut atteindre les 90 kg pour un animal engraisé. 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 (**OULD AHMED, 2009**).



Figure (04) : La bosse du dromadaire (BOUDIAF, 2005)

Le tissu adipeux de la bosse de chameau est composé de 3 acides gras saturé à longue chaîne :

- Acide palmitique de 32% à 34,4% (selon les âges croissants).
- Acide stéarique leur teneur diffère par l'âge de chameau exemple chez le chamelon de 1 à 3 ans 24.1% et plus de 3ans 21.7%.

La teneur en lipides du tissu adipeux de la bosse est inférieure à celle du tissu adipeux périrénal, et elle diminue avec l'âge des animaux.

Les lipides de la bosse ont un point de fusion aussi élevé que ceux du tissu adipeux périrénal (environ 50°C), en raison de la richesse de ces deux sites en acides gras saturés à longue chaîne (C16:0, C18:0) et de leur pauvreté relative en acides gras monoinsaturés (C16:1, C18:1).

On peut trouver l'acide linoléique et l'acide oléique en quantité plus importante chez le chamelon. C'est pour cette raison, que sa bosse est plus digestible et diététique. La graisse de dromadaire de moins de un an contient plus d'eau (30,5%) que les adultes (12,9%-14,9%).

Le chameau peut vivre sans nourriture et sans eau pendant 8jours sous une température de 50°C. Pendant cette période, l'animal perd 22% de son poids corporel et 40%de l'eau dans son corps. Malgré tout ça, il peut survivre, parce qu'il est capable de vivre pendant un mois avec seulement 2Kg d'herbe.

Il brûle la matière grasse en absence de nourriture verte. Cette réaction chimique lui apporte une petite quantité, mais combien précieuse, d'eau métabolique : chaque kilo de graisse consommé apporte 2 litres d'eau métabolique. La décomposition de la graisse produit de l'hydrogène qui se combine au dioxygène absorbé par inspiration pour former de l'eau. En combinant cette eau métabolique avec l'eau présente dans les cellules, la lymphe interstitielle et le plasma (BOUDIAF, 2005).

6. Métabolisme énergétique des lipides :

Les lipides corporels doivent être considérés chez le dromadaire essentiellement comme une source d'énergie, et peu comme source d'eau.

- Le catabolisme des lipides au niveau de tissu adipeux :

La particularité du dromadaire est qu'il stocke la majeure partie de la graisse dans sa bosse (réserve externe) et dans une moindre mesure autour des reins et dans le mésentère (réserves internes). Ces graisses sont stockées dans des cellules particulières, les adipocytes, qui ont la capacité d'augmenter de volume sous l'effet de l'accumulation de lipides dans une partie de leur cytoplasme (BOUDIAF, 2005).

Les lipases particulières localisées dans les microsomes de l'adipocyte du tissu adipeux du dromadaire. Cette lipase est hormono-sensible qui hydrolyse une molécule de triacylglycérol en acides gras libres et en glycérol. L'activité de la lipase est régulée par un grand nombre de substances lipolytiques ou antilipolytiques, c'est l'un des phénomènes les plus importants de la régulation de la transformation des triglycérides du tissu adipeux (BOUDIAF, 2005).

L'action des lipases consiste en l'hydrolyse d'une molécule de triacylglycérol en acides gras et en glycérol. Le glycérol diffuse dans le plasma, les acides gras libres (AGL) peuvent être récupérés et retransformés en AcylCOA par la thiokinase. Le mécanisme de passage des AGL à travers la membrane est mal connu. Il semble conditionné par la quantité d'AGL déjà présents à l'extérieur de l'adipocyte et par la quantité d'albumine qui joue le rôle d'accepteur de ces AGL (PHILIPPE, 1981).

Chapitre N°02

La lipase

Chapitre 02 : La lipase**1. Définition:**

Les lipases ou triacylglycérol hydrolases (EC 3.1.1.3) sont une classe particulière des hydrolases d'esters carboxyliques. Ces enzymes catalysent, en présence d'eau, le clivage des liaisons esters des triglycérides libérant des acides gras et successivement des diglycérides, des monoglycérides et dans certains cas du glycérol. Ils peuvent aussi, dans les conditions appropriées, catalyser la réaction inverse d'estérification (NAJJAR, 2010).

Elles sont largement présentes chez les plantes et chez les animaux ainsi que chez les microorganismes. Ces enzymes appartiennent au groupe des sérines hydrolases et n'exigent la présence d'aucun cofacteur nécessitant la régénération pour leur activité. Certaines lipases sont capables d'hydrolyser des phospholipides, des esters de cholestérol et même parfois certains esters synthétiques (RIHANI, 2012).

Les lipases sont parmi les enzymes les plus actives, avec une vitesse de catalyse de l'ordre de milliers de molécules de substrat hydrolysées par seconde par molécule d'enzyme (NAJJAR, 2010).

2. Structure :

Les structures de plusieurs lipases ont été déterminées par cristallogénèse et diffraction des rayons X. Les deux premières structures ayant été obtenues sont de la lipase pancréatique humaine (WINKLER *et al.*, 1990) et de la lipase fongique *Rhizomucor miehei* dans sa forme native (BRDY *et al.*, 1990).

- Le repliement α/β :

Toutes les lipases de structure connue à ce jour présentent, malgré leurs origines et leurs tailles variées, une organisation tridimensionnelle commune (NAJJAR, 2010). Les éléments de structures secondaires des lipases s'agencent pour adopter un motif de structure tertiaire appelé le repliement α/β (OLLIS *et al.*, 1992). Ce motif se compose d'un feuillet β central mixte, formé par 7 brins β parallèles et 1 brin β antiparallèle, et de 6 hélices α positionnées de part et d'autre du feuillet β central connectant les brins β_1 à β_8 (JEGER *et al.*, 1999).

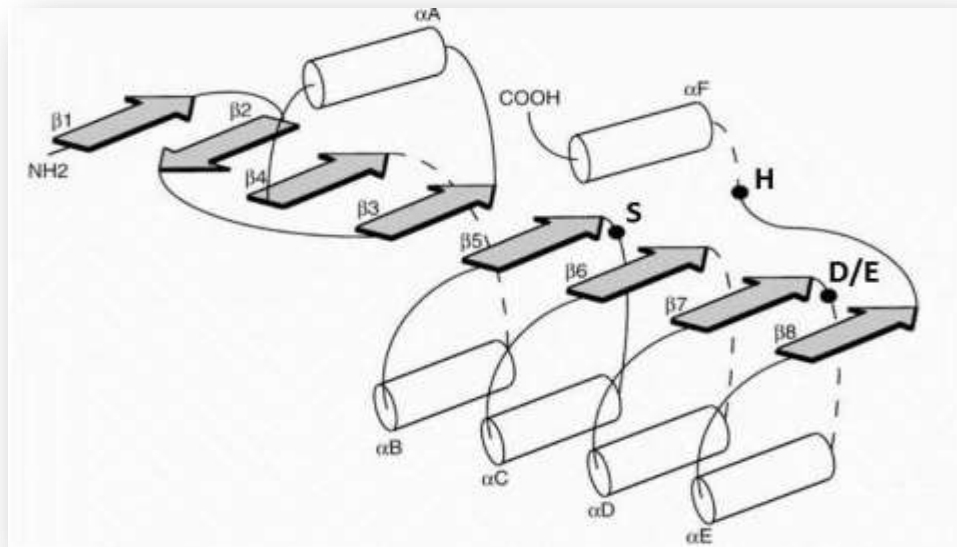


Figure (05) : Schéma de repliement α/β (JAEGER *et al.*, 1999)

Autour de ce domaine central, viennent se greffer diverses structures peptidiques responsables des propriétés catalytiques de l'enzyme ainsi que la spécificité de substrats. Le site catalytique des lipases est constitué d'une sérine, d'une histidine et d'un acide carboxylique (Asp, Glu) dont l'ordre d'apparition dans la séquence primaire est : Ser-Asp / glu-His (LOTTI *et al.*, 2002).

De plus, la sérine catalytique est généralement incluse dans la penta peptide Gly-X1-Ser-X2-Gly où X1 et X2 représentent un acide aminé variable. Ce penta peptide est, en général, la seule portion de séquence peptidique conservée chez les lipases. La sérine catalytique est toujours située dans un coude nucléophile situé à l'extrémité C-terminale du 5^{ème} brin et immédiatement suivi d'une hélice. L'histidine de la triade catalytique est située à l'extrémité carboxyle-terminale du dernier brin de feuillet constituant le repliement / tandis que l'acide carboxylique est généralement situé à l'extrémité du 7^{ème} brin, sauf pour la lipase pancréatique où il est situé à l'extrémité du 6^{ème} brin (FICKERS *et al.*, 2008).

3. Origine:

Les lipases sont largement répandues dans la nature où elles ont un rôle physiologique important dans le métabolisme des graisses. On les retrouve aussi bien dans le règne végétal ; chez les invertébrés et les vertébrés mais également chez des nombreux microorganismes, principalement sous forme de protéines extracellulaires (RIHANI, 2012).

3.1. Lipases végétales :

Les lipases sont largement ré pondues au sein de la plante bien qu'on les retrouve principalement dans les graines où les triglycérides sont stockés dans des structures intracellulaires appelées oléosomes (*oil bodies*). Sous l'action de lipase ces triglycérides sont hydrolysés sous forme d'acides gras dont le rôle est de fournir l'énergie nécessaire à la germination de la graine et au développement de la jeune plante (**ADLERCREUTZ, 1997**).

Les lipases végétales interviennent également dans le métabolisme, le réarrangement et la dégradation de la chlorophylle lors de la croissance et de la sénescence des feuilles ainsi que dans le processus de mûrissement des fruits (**RIHANI, 2012**).

a) Lipase des mammifères :

Les lipides constituent pour les mammifères une source énergétique essentielle et avantageuse de par leur faible densité. Chez l'homme, ainsi que chez d'autres vertébrés, les lipases interviennent dans le contrôle de la digestion, de l'absorption et de la reconstitution des graisses. Les lipases de mammifères peuvent être classées en trois groupes. Le premier est constitué par les lipases associées à la digestion, telles que les lipases linguale, pharyngale, gastrique et pancréatique. Le second groupe correspond aux lipases présentes dans le cerveau, les muscles, les artères, les reins, la rate, la langue, le foie et les tissus adipeux. Le troisième groupe correspond aux lipases produites par les glandes galactogènes produisant le lait maternel (**FICKERS et al., 2008**).

Les tissus adipeux contiennent également une lipase hormono-sensible qui est activée par les hormones lipolytiques, telles que le glucagon, via un mécanisme de phosphorylation et déphosphorylation spécifique dépendant de l'AMP cyclique (**GARGOURIET et al., 1984**).

Les lipases de mammifères les plus étudiées sont les lipases liées à la digestion des graisses et leur absorption. Il s'agit de la lipase gastrique, de la lipase pancréatique, de la lipase hépatique (**RIHANI, 2012**).

b) Lipases gastriques :

La lipase gastrique, sécrétée par la muqueuse gastrique, hydrolyse les lipides alimentaires dans l'estomac.

Elle ne nécessite pas la présence de cofacteurs pour être active ; elle est stable et active à des valeurs de pH proche de 1 et elle est résistante à la pepsine ainsi qu'aux protéases gastriques (CHAHINIANA *et al.*, 2009 ; DELLALI, 2012).

c) Les lipases pancréatiques

La lipase pancréatique est le principal enzyme responsable de la digestion des lipides alimentaires. Elle agit principalement sur les di glycérides libérés par la lipase gastrique. Elle est sécrétée dans le duodénum et fonctionne à des pH légèrement alcalins, contrairement à la lipase gastrique. Au niveau jéjunal, les sels biliaires émulsifient les triglycérides alimentaires liposolubles, afin de permettre à la lipase pancréatique hydrosoluble d'agir sur l'interface lipide-eau. Il se produit ainsi une lipolyse destinée à permettre la résorption intestinale des graisses (RIHANI, 2012).

L'activité de la lipase pancréatique peut s'exercer en présence ou en absence des sels biliaires. En leur présence, la lipase s'adsorbe d'abord à l'interface lipide / eau avant d'hydrolyser les esters carboxyliques par contre, en présence de ces sels biliaires, la lipase pancréatique est inactive, mais son activité est restaurée par un cofacteur protéique appelé co-lipase. Les sels biliaires sont essentiels pour l'assimilation des lipides. En effet, sans l'interface eau/lipide de l'émulsion formée avec les sels biliaires, la lipolyse des triglycérides serait 2 à 4 fois moins efficace (WINKLER *et al.*, 1990).

d) La lipase hépatique:

Elle joue également un rôle dans le métabolisme des lipoprotéines circulant dans le sang. Elle est capable d'hydrolyser les glycérides, les phospholipides, et les esters de cholestérol. Elle peut aussi catalyser la transestérification entre glycéride (FICKERS *et al.*, 2008).

3.3. Lipases microbiennes :

Les lipases sont largement répandues chez les bactéries, les levures et les champignons filamenteux. Elles sont aussi bien produites chez les bactéries Gram (+) telles que celles de genres *Bacillus* et *Staphylococcus* que par des bactéries Gram (-) telles que *Pseudomonas*. Elles sont également largement répandues chez les levures du genre *Candida* ou *Geotricum* ainsi que chez les champignons filamenteux tels que *Rhizopus* ou *Thermomyces* (LAWRENCE *et al.*, 1967).

4. Réactions catalysées par les lipases :

Les lipases se classent dans la superfamille des hydrolases à repliement α/β (EC 3) (OLIS *et al.*, 1992), qui rassemble un grand nombre d'enzymes lytiques actives sur des substrats très différents acylhydrolases, protéases, peroxydases. Les lipases sont des acylhydrolases qui agissent spécifiquement au niveau des liaisons esters des lipides. Les lipases sont des hydrolases d'esters d'acylglycérols (EC 3.1.1.3) Elles sont actives sur les lipides à longues chaînes (>C10). Elles catalysent préférentiellement l'hydrolyse de triglycérides en diglycérides, monoglycérides, acides gras libres et glycérol (LENSEN *et al.*, 1990) Cette spécificité de substrat les distingue des carboxylestérases (EC 3.1.1.1) qui, elles, sont actives sur les lipides à plus courtes chaînes (DELLALI, 2012).

Les lipases peuvent catalyser un grand nombre de réactions allant de l'hydrolyse l'estérification sans oublier les réactions d'alcoololyse et d'acidolyse. Les lipases ont également la capacité de réaliser des réactions de synthèse tel que l'estérification (réaction entre un acide et un alcool), la transestérification (ester et alcool) et l'interestérification (ester et ester) (LINKO, 1996).

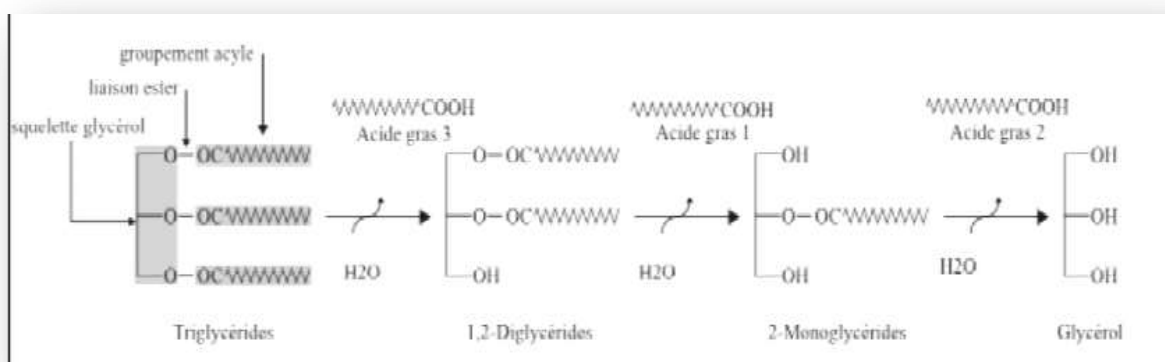


Figure (06) : Hydrolyse des triglycérides (GODET, 2008)

5. Facteurs influençant la production de lipase :

5.1. Effet du pH et de la température :

Le pH optimum de l'activité lipasique est généralement autour de 7, le pH agit non seulement sur l'activité enzymatique mais aussi sur les propriétés de l'interface dans un système multiphasique, sur la solubilité des réactifs dans le milieu, ainsi que sur le partage de l'enzyme entre la phase aqueuse et l'interface (GARGOURI *et al.*, 2008).

La température optimale des lipases est souvent comprise entre 30 et 40°C. En général, les lipases d'origine végétale ou animale sont peu thermostables contrairement aux lipases microbiennes (SHARMA *et al.*, 2001).

5.2. Stabilité en solvant organique :

Les lipases sont généralement stables dans les solvants organiques, avec un peu d'exceptions de stimulation ou d'inhibition (BENAMIA *et al.*, 2008).

5.3. Effet d'ions du métal :

L'hydrolyse catalysée par une lipase peut être affectée par la présence de différents cations (Ca^{2+} , Al^{3+} , Fe^{3+} , Zn^{2+} , K^{+}) et activée en présence de sels biliaires (SHARMA *et al.*, 2001). Les cofacteurs ne sont pas exigés généralement pour l'activité de lipase, mais les cations bivalents tels que le calcium stimulent souvent l'activité enzymatique (RIHANI, 2012).

6. Applications biotechnologiques de la lipase :

Les lipases sont souvent perçues comme une des plus importantes classes d'enzymes pour le monde industriel, cet intérêt provient principalement du fait que les lipases possèdent des propriétés catalytiques atypique d'une part, et que d'autre part les technologies à mettre en œuvre par les produits relativement simple ; leur domaines d'application sont donc très vastes et variés (MAAROUF *et al.*, 2017).

6.1. Industrie agro-alimentaire :

Un grand nombre d'applications hydrolytiques additionnelles ont été décrites pour les lipases microbiennes, y compris le développement de saveur pour les produits laitiers (fromage, beurre, margarine, boissons alcooliques, chocolat du lait et bonbons) (HASAN *et al.*, 2006).

Des lipases sont ajoutées pour améliorer et accélérer le développement des notes aromatiques. Dans l'industrie agro-alimentaire, les lipases trouvent un grand intérêt dans le secteur de la transformation des œufs pour améliorer les propriétés d'émulsification des lipides de jaune d'œuf aussi les lipases sont couramment utilisées en boulangerie, en biscuiterie, en chocolaterie et dans la fabrication de produits laitiers ou fermentés. Elles interviennent dans la maturation des fromages et de certaines charcuteries (GUERRAND, 2017).

6.2. Industrie des détergents :

Les lipases sont le deuxième groupe (après les protéases) le plus important d'enzymes détergentes à contribuer à l'élimination des taches et des traces d'huile et de graisse. Les lipases sont utilisées à la fois dans les formulations de lessive et de vaisselle dans les détergents commerciaux où elles ont été optimisées pour fonctionner dans diverses conditions de pH et de température (RIHANI, 2012).

6.3. Applications dans l'industrie de Pâte et papier:

La présence de composants hydrophobes (principalement des triglycérides et des cires) dans le bois est préjudiciable à de nombreux processus de production de papier et de pâte à papier, et les lipases peuvent être utilisées pour éliminer ces triglycérides indésirables (NAJJR, 2010).

6.4. Industrie cosmétique :

Dans l'industrie des cosmétiques et de la parfumerie, les lipases sont utilisées dans la synthèse d'arôme soit par réactions de transestérification comme pour le 3,7-diméthyl-4,7-octadien-1-ol qui présentent un arôme de rose ou soit par estérification directe (ALLOUE *et al.*, 2008).

6.5. Industrie oléo-chimie :

La tendance actuelle dans l'industrie oléo-chimique est d'impliquer l'utilisation de lipase immobilisée pour catalyser l'hydrolyse, l'estérification et l'interestérification des huiles et graisses en alternative aux procédés physico-chimiques (économie d'énergie, spécificité des réactions) (AGGOUNE, 2017).

6.6. Application dans l'environnement :

Les lipases sont également utilisées en environnement dans le domaine de la bioremédiation qui est devenue la méthode la plus utilisée pour restaurer des environnements pollués à l'exemple de lipases végétales utilisées contre les effluents des industries agroalimentaire riche en lipides et en graisses ; ces dernières entraînent le colmatage des canalisations. Les lipases sont également utilisées lors de traitement de sols contaminés par des hydrocarbures (BOUKAA, 2015).

6.7. Application médicale et pharmaceutique :

Les lipases sont largement mises en œuvre dans l'industrie pharmaceutique pour la synthèse des médicaments ou dans la préparation d'intermédiaire homochiral optiquement actif. C est le cas des anti-inflammatoires non stéroïdiens, de certains agents antimoraux, de certains antibiotiques ou vitamines (CHANDRA *et al.*, 2020).

6.8. Industrie des biodiesels :

Les biodiesels, obtenus par transestérification de triesters, offrent une alternative réelle. Les réactions de transestérification peuvent être catalysées par les lipases pour produire du biodiesel à partir de diverses matières premières telles que l'huile de palme ou les graisses animales. Des lipases thermostables ont été développées pour optimiser l'application d'enzymes dans la production de biodiesel (BACKOV, 2012).

Partie II

Partie expérimentale

Chapitre N°01

Matériel et méthodes

Chapitre 01 : Matériel et méthodes

L'objectif de notre étude est d'extraire une lipase à partir de quatre organes (les tissus adipeux de la bosse, la panse, l'estomac, le pancréas) du dromadaire de la région d'EL Oued, et d'évaluer son activité. Ce travail a été réalisé au niveau du laboratoire de biochimie de l'université Echahid Hamma Lakhdar -El OUED.

1. Matériel :**1.1. Matériel biologique :**

Les échantillons utilisés dans cette étude ont été fournis par *l'Abattoir Royale*, de la wilaya d'El-Oued:

- Un échantillon de matières grasses de tissus adipeux de bosse de dromadaire male de la population Targuie;
- Des échantillons de la caillette, du pancréas et de la panse de différentes espèces du dromadaire du genre femelle de la population Targuie.

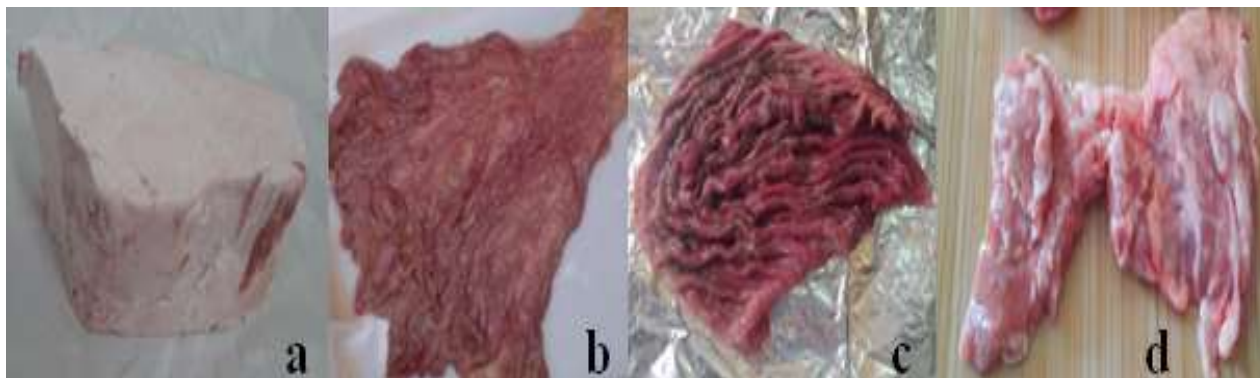


Figure (07) : Différents échantillons utilisés (a) : la matière grasse, (b) : la panse, (c) : la caillette, (d) : le pancréas (photo original)

1.2. Matériel du laboratoire (Appareillage) :

Les matériels utilisés sont :

a) Matériel et verreries :

- ❖ Agitateur
- ❖ Bucher 100 ml, 25 ml, 50 ml, 500 ml
- ❖ Centrifugeuse max 6000×g
- ❖ Chronomètre

- ❖ Congélateur
- ❖ Couteau
- ❖ Entonnoir
- ❖ Erlenmeyers
- ❖ Eprouvette 5ml;25 ml; 50ml;100ml
- ❖ Flacons en plastique
- ❖ Flacons pour la conservation
- ❖ Flacons en verre
- ❖ Micropipette 5 à 50 μL , 100 μl , 200 μL , 1000 μL
- ❖ Mortier et pilon
- ❖ Pansement (pour la filtration)
- ❖ Papier d'aluminium
- ❖ Papiers d'absorbance de l'eau (Serviettes pour le séchage)
- ❖ Papier film
- ❖ Gants
- ❖ Cristallisoirs
- ❖ Bavettes
- ❖ Plaque chauffante
- ❖ Spatule
- ❖ Spectrophotomètre
- ❖ pH-mètre
- ❖ Tubes d'epindroff (tube conique)
- ❖ Entonnoirs
- ❖ Balance analytique avec une précision de 0,1mg

b) Réactifs et produits chimiques :

- ❖ **Solvants** : éthanol 95 %, acétone, saccharose.
- ❖ **Sel** : sulfate d'ammonium.
- ❖ **Tampon** : tampon phosphate de sodium (mono basique NaH_2PO_4 /dibasique Na_2HPO_4).
- ❖ Eau distillée
- ❖ Acide linoléique
- ❖ Huile d'olive vierge

2. Méthode :

2.1. Préparation des échantillons :

2.1.1. Préparation de la graisse :

Pour faciliter l'extraction à partir de la graisse il faut solubiliser l'échantillon par ces étapes suivantes :

- ✓ On lave l'échantillon par l'eau distillée.
- ✓ On la coupe par un couteau stérile en petits morceaux.
- ✓ On fait la solubilisation de l'échantillon par un bain marie (50 - 60° C), il faut sauver la température du liquide formé inférieur à 50° C.
- ✓ On sépare le liquide formé à travers la filtration par un pansement médicale dans un flacon pour la conservation (laisser les filtrats refroidis à l'air libre puis fermer bien le flacon).
- ✓ La conservation se fait au froid dans un congélateur (-4° C) jusqu'à la manipulation des analyses.

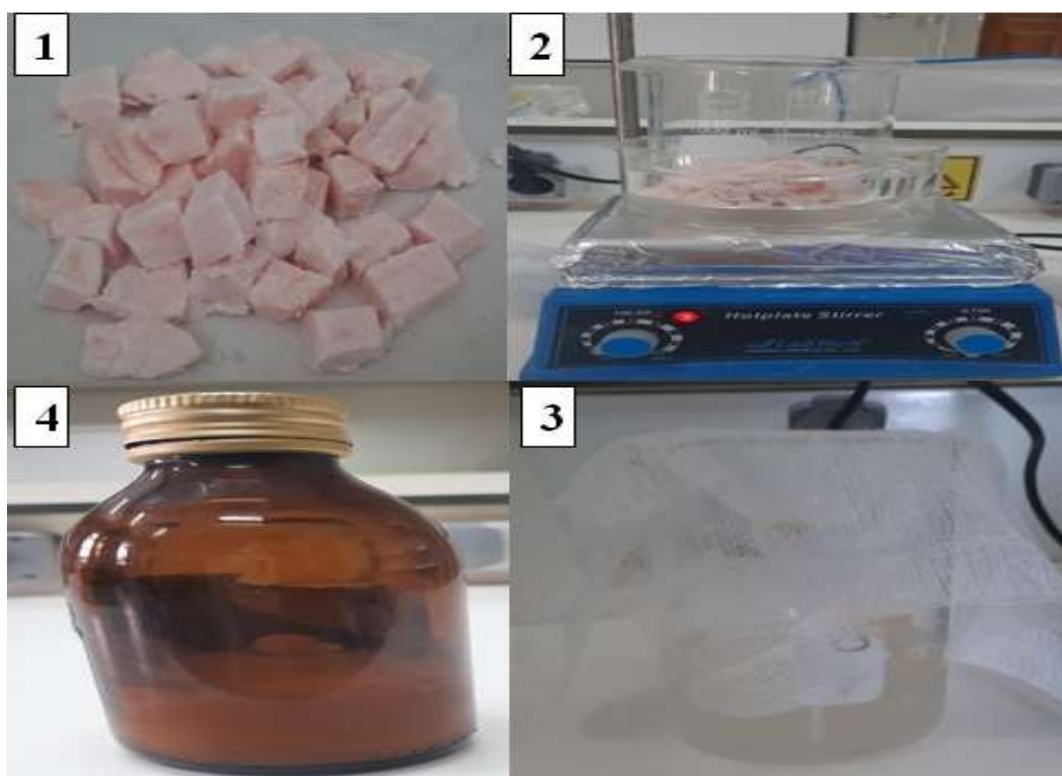


Figure (08) : Etapes de préparation de la graisse (1) Coupure l'échantillon, (2) Le solubiliser par le bain marie, (3) Filtration, (4) Conservation dans -4 °C (photo original)

2.1.2. Préparation de la caillette, du pancréas et de la panse :

La préparation de trois échantillons se fait par la même manière :

- ❖ On lave les échantillons par l'eau distillée.
- ❖ On les coupe par un couteau stérile en petits morceaux.
- ❖ On les broie par un mixeur de la cuisine, jusqu'à obtenir une masse homogène.
- ❖ On met les homogénats dans des flacons bien fermés.
- ❖ La conservation se fait au froid dans un congélateur (-4°C) jusqu'à la manipulation des analyses.

2.2. Analyses physico-chimiques :

2.2.1. Détermination des compositions de la panse, du pancréas et de la caillette :

a) Dosage de protéine par la méthode de LOWRY *et al* 1951 :

Cette méthode est basée sur l'obtention d'un composé chromogène par la réaction d'oxydoréduction, cette dernière a lieu d'une part des groupements de protéines notamment les groupements phényliques du tryptophane, de la tyrosine et dans une moindre mesure ceux de la cystéine et histidines (la liaison peptidique et aussi impliquée) et d'autre part, le réactif de Folin-Ciocalteu dont l'acide phosphomolybdo-tungstique est le constituant actif en milieu alcalin (**LOWRY *et al.*, 1951**). Cette réaction donne naissance à une coloration en bleu de molybdène (couleur bleu foncée) dont l'intensité est mesurée à 750 nm (**REDJADJ *et al.*, 2014**).

b) Dosage des lipides totaux par la méthode de FOLCH 1957 :

Le principe de cette méthode est d'extraire à froid les lipides de l'échantillon préalablement broyé par un mélange de solvants chloroforme-méthanol. La phase organique du mélange est récupérée et le solvant est évaporé. La quantité de lipide est alors déterminée par pesée du résidu après dessiccation.

De manière générale, les lipides des tissus musculaires sont extraits par le mélange chloroforme-méthanol (2V :1V) selon la méthode Folch *et al.*, 1957 (annexe 01) (**BOUDEROUA *et al.*, 2006**).

c) Mesure de pH :

La valeur du pH est lue directement sur le pH mètre après immersion de son électrode dans l'échantillon à analyser. Les mesures sont précédées d'une étape d'étalonnage qui consiste en un ajustement du cadre de lecture du pH à l'aide d'une solution tampon (**REDJADJ et al., 2014**).

d) Détermination de la matière sèche :

Le principe de cette méthode est de faire subir aux échantillons un chauffage de 100 à 105°C pendant 24h dans une étuve ventilée ou bien de 70 à 75°C dans un four à vide (annexe 02) (**BALEH, 2018**).

e) Mesure de cendres :

Teneur en cendre ou teneur de matière minérale, le principe de cette méthode consiste à incinérer l'échantillon à haute température à environ 550°C jusqu'à obtention des cendres et disparition de la matière organique (annexe 03) (**BALEH, 2018**).

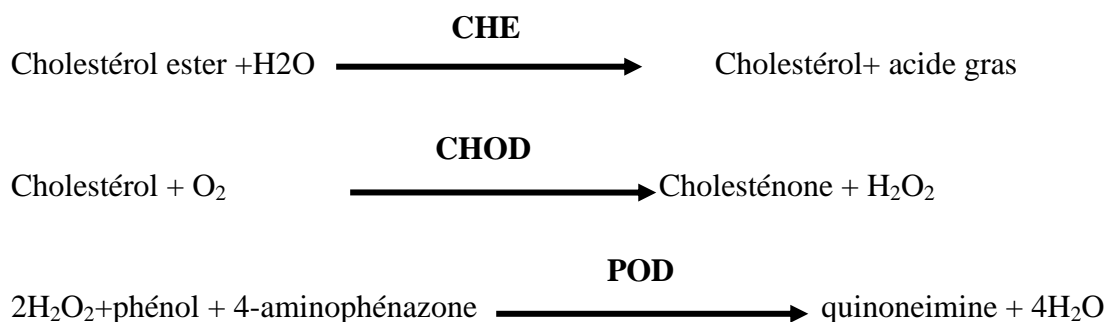
f) Détermination de l'humidité :

La teneur en eau ou teneur en humidité est déterminée par déshydratation. On place des échantillons de 2g, dans des creusets en porcelaine puis laissés déshydrater pendant 24 heures dans une étuve à 105°C ± 1°C (annexe 04) (**BALEH, 2018**).

2.2.2. Détermination des compositions de la matière grasse :**a) Dosage du cholestérol total :**

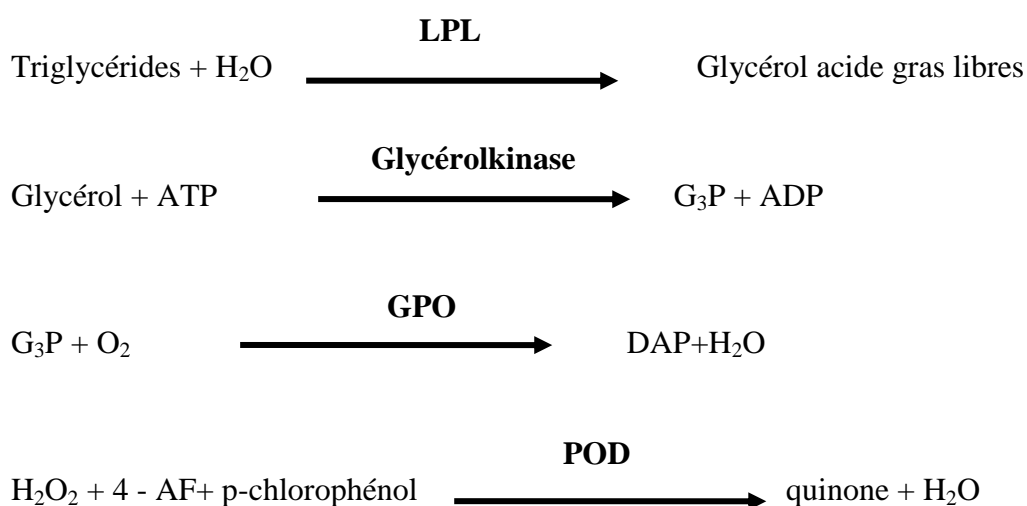
Le cholestérol total a été déterminé à l'aide d'une méthode colorimétrique par un autoanalyseur de type (BIOLIS24j) en utilisant le Kit de réactif de cholestérol total.

La réaction consiste à libérer le cholestérol de la liaison ester par la cholestérol-estérase, et d'oxyder le cholestérol libre non estérifié par la cholestérol-oxydase. L'indicateur est une quinoneimine formée à partir de peroxyde d'hydrogène, de la 4-aminophénazone, sous l'action catalytique de la peroxydase. La concentration en quinoneimine colorée est mesurée à 505 nm, elle est proportionnelle à la concentration en cholestérol total (**MEIATTINI et al., 1978**).



b) Dosage des triglycérides :

Les triglycérides ont été déterminés à l'aide d'une méthode colorimétrique par un autoanalyseur de type (BIOLIS24j) en utilisant le Kit de réactif de triglycérides. Les triglycérides incubés avec 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 du 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 (H_2O_2) par GPO. Au final, le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) réagit avec du 4-aminophénazone (4-AF) et du p-chlorophénol, réaction catalysée par la peroxydase (POD), ce qui donne une couleur rouge (BUCCOLO *et al.*, 1973).



Le taux des triglycérides est déterminé à une longueur d'ondes de 505 nm. L'intensité de la couleur formée est proportionnelle à la concentration de triglycérides présents dans l'échantillon testé (BENMOUSSA *et al.*, 2020).

c) Dosage du HDL :

Le cholestérol-HDL a été déterminé suivant une méthode colorimétrique par un autoanalyseur de type (BIOLIS24j) en utilisant le Kit de réactif de du cholestérol-HDL Les lipoprotéines de faible densité (LDL), les lipoprotéines de très faible densité (VLDL) et chylomicrons du spécimen sont Précipités par l'acide phosphotungstique (PTA) et le chlorure de magnésium. Le cholestérol-HDL obtenu dans le surnageant après centrifugation est ensuite dosé par réactif pour le dosage du cholestérol total (NAITO, 1984).

d) Dosage de LDL :

Le dosage se fait selon une méthode de calcul directe par la formule de (FRIEDWALD *et al.*, 1972). $LDL-C \text{ (mg/dl)} = \text{Cholestérol total (mg/dl)} - [\text{HDL-C (mg/dl)} + \text{TG}/5] \text{ (mg/dl)}$.

3. Protocole d'extraction de la lipase :

L'extraction de la lipase de dromadaire a été réalisée suivant le protocole de (SHAHANI *et al.*, 1975).

5 grammes de chaque échantillon ont été placés dans un saccharose glacé (0.01M/15 ml) à 4°C. Les échantillons sont homogénéisés à l'aide d'un mortier et pilon, dans un saccharose froid pendant 90s. L'homogénat obtenu est ensuite centrifugé dans des tubes coniques à 6000 g pendant 30 min par une centrifugeuse.

Après centrifugation, le surnageant est soumis à une précipitation au sulfate d'ammonium saturé à 50 % (v/v) (15ml) sous agitation modérée, laissé au repos pendant 30 min à 4 °C, puis centrifugé à 6000 g pendant 40 min. Le culot obtenu a été ensuite dissous dans une solution de saccharose (0.01M) et à nouveau saturé avec du sulfate d'ammonium 50%. Le mélange est une autre fois centrifugé à 6000g pendant 40 min et le culot résultant (0.5g) est dissous dans un tampon phosphate (2.5 ml) et utilisé comme source d'enzyme (ZAIDI, 2014).

4. Validation de l'existence de la lipase dans les différents extraits par l'infrarouge IR :

La spectrométrie infrarouge s'utilise principalement pour l'analyse qualitative d'une molécule. Notre objectif d'utilisation de cette méthode est pour confirmer la présence de la lipase dans les différents échantillons préparés.

La spectroscopie infra rouge (IR) repose sur l'absorption de la lumière par la plupart des molécules dans la région de l'infrarouge du spectre électromagnétique et en convertissant cette absorption en vibration moléculaire. Cette absorption correspond spécifiquement aux liaisons présentes dans la molécule. Avec un spectromètre, cette absorption du rayonnement infrarouge par le matériel de l'échantillon est mesurée en fonction de la longueur d'onde (sous la forme de nombres d'onde, typiquement de 4000 à 600 cm^{-1}).

La fenêtre spectrale de l'IR, se décompose en 3 parties : le proche, le moyen et le lointain IR. Le résultat est un spectre qui donne une "empreinte chimique" distinctive qui peut être utilisée pour visualiser et identifier des échantillons organiques et inorganiques (KEIRSSE, 2003).

5. Dosage de la lipase :

De nombreuses méthodes destinées à mesurer l'activité lipasique ont été décrites dans la littérature. La plupart sont basées, soit sur la disparition des triglycérides ou bien sur la production des acides gras (AG).

Au cours de cette présente étude, l'activité lipasique a été mesurée, à l'aide d'une méthode colorimétrique. La solution enzymatique précédemment obtenue a été utilisée pour le dosage de l'activité lipolytique.

En incubant une émulsion contenant 8ml d'huile d'olive, 0.4 ml de tampon phosphate et 1 ml de la solution contenant la lipase (l'extrait lipasique), pendant une heure sous agitation. La réaction enzymatique dans le système d'émulsion a été arrêtée en ajoutant 1.5 ml d'une solution d'acétone et d'éthanol 95 % (v/v) (ZAIDI, 2014).

L'activité de la lipase a été déterminée par le spectrophotomètre, l'absorbance a été mesurée à 715 nm, en utilisant l'huile d'olive comme substrat et l'acide linoléique comme un étalon. L'activité est déterminée en unité enzymatique : l'unité enzymatique est la quantité d'enzyme qui catalyse la transformation d'une certaine quantité de substrat par unité de temps.

On a fait la dilution pour faciliter la lecture

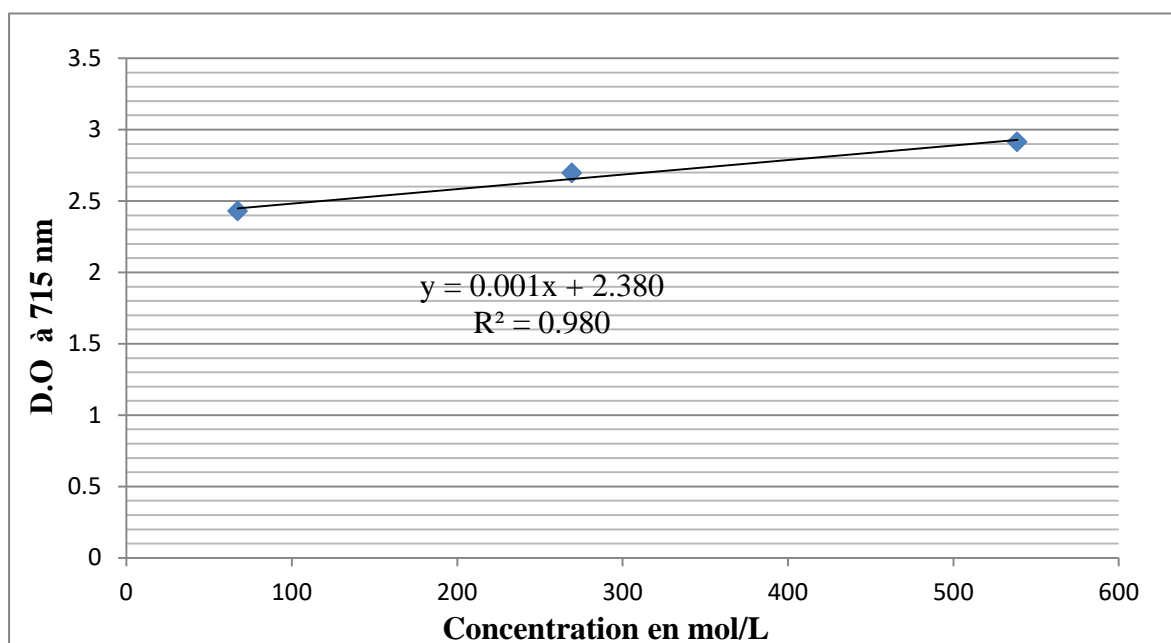
- ✚ **Dilution du mélange (émulsion d'huile d'olive avec l'extrait lipasique) :** On a pris 0.5 ml du mélange avec 4.5 ml de solution tampon.
- ✚ **Dilution de l'acide linoléique :** La concentration initiale de l'acide linoléique est 2.15×10^3 mol/L (annexe 05).

Tableau (02) : Les concentrations de l'acide linoléique diluées et leurs absorbances

	Absorbances	Concentrations
1 ^{ère} dilution (1/2)(mol/L)	2.625	1077.5
2 ^{ème} dilution (1/4) (mol/L)	2.912	538.75
3 ^{ème} dilution (1/8) (mol/L)	2.694	269.375
4 ^{ème} dilution (1/16)(mol/L)	2.823	134.687
5 ^{ème} dilution (1/ 32) (mol/L)	2.427	67.343

5.1. Détermination de la concentration de l'acide linoléique dans un litre d'huile d'olive :

Les concentrations de l'acide linoléique (AL) dans un litre d'huile d'olive (HO) (mol d'AL /Litre d'HO) sont calculées à partir de l'équation $y = ax + b$ de la courbe d'étalonnage réalisée par les concentrations de l'acide linoléique diluées (538.75, 269.375, 67.343 mol/L) avec leurs absorbances (2.912, 2.694, 2.427nm).

**Figure (09): Courbe d'étalonnage de l'acide linoléique**

L'équation de la courbe d'étalonnage c'est : $y = 0.001x + 2.380$, on remplace les absorbances suivantes dans l'équation :

Tableau (03) : Les absorbances des extraits lipasiques avec l'huile d'olive

Enzyme + huile d'olive (mélange dilué)	L'absorbance (nm)
Pancréas	0.884
Caillette	0.880
Graisse	0.747
Panse	0.637

Donc on obtient les concentrations suivantes :

Tableau (04): Les concentrations de l'acide linoléique dans un litre d'huile d'olive

Enzyme + huile d'olive (mélange dilué)	La concentration
Pancréas	-1496 mol d'acide linoléique /L d'huile d'olive
Caillette	-1500 mol d'acide linoléique /L d'huile d'olive
Graisse	-2633 mol d'acide linoléique / L d'huile d'olive
Panse	-1743 mol d'acide linoléique /L d'huile d'olive

5.2. Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un litre d'extrait :

Les concentrations de la lipase dans l'extrait sont calculées selon la formule suivante :

$$A_0 \text{ (UI /L/min)} = C_i - C_f / 60 \text{ min}$$

Avec:

- A_0 : l'activité enzymatique en unité internationale /L/min
- C_i : Concentration initiale de l'acide linoléique en (mol/L)
- C_f : Concentration finale de l'acide linoléique continuée dans un litre d'huile d'olive en (mol/L).
- **60 min** : le temps d'incubation de l'extrait lipasique avec le substrat (émulsion d'huile d'olive).

On a utilisé la concentration 67.343 mol/L de l'acide linoléique diluée avec 2 échantillons ce sont : la panse, caillette et pour le pancréas et les graisses on a utilisé la concentration 134.687 mol/L.

5.3. Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme d'échantillon :

On a obtenu l'activité enzymatique qui est déjà calculée précédemment dans un litre d'extrait, mais nous recherchons que les valeurs d'activité enzymatique soient en unité internationale par un gramme d'échantillon et pour arriver à ce but il faut suivre les deux étapes suivantes :

a) Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme du culot:

La mesure de l'activité enzymatique dans un gramme du culot a été effectuée en utilisant la formule suivante :

$$A_1 \text{ (UI/g)} = A_0 \times 10 / B$$

Avec :

- A_1 : l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme du culot en unité internationale par gramme.
- A_0 : l'activité enzymatique en unité internationale /L/min
- **10** : facteur de dilution
- **B** : est égal 0.2×10^3 g
- **La valeur "B"**:

La dernière étape de notre protocole d'extraction nous a donné 0.5 g du culot que nous avons ajouté 2.5 ml du tampon sous l'agitation modérée.

$$0.5\text{g} \longrightarrow 2.5 \text{ ml} \dots\dots\dots(1)$$

Pour connaître la quantité du culot dans un litre du tampon on a divisé la relation (1) sur 2.5×10^{-3}

$$0.2 \times 10^3 \text{ g} \longrightarrow 1\text{L}$$

Alors la valeur **B** présente la quantité du culot dans un litre du tampon.

b) Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme du tissu:

$$A_2 \text{ (UI/ g)} = A_1 / 10$$

Avec :

- **A₂** : l'activité de la lipase dans un gramme du tissu en unité internationale par gramme.
- **A₁** : l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme du culot en unité internationale par gramme
- **10** : 10 g c'est la quantité du tissu nécessaire pour former 1 g du culot.
- 5g c'est la quantité du tissu initiale que nous a donné 0.5 g du culot donc pour former 1g du culot on a besoin de 10 g du tissu.

Chapitre N°02

Résultats et discussions

Chapitre 02 : Résultats et discussions

Dans cette partie, on résume les principaux résultats obtenus lors de la présente étude; composée de trois éléments. Le premier présente les résultats des analyses physico-chimiques de nos échantillons. Le deuxième présente la confirmation de l'existence de la lipase dans différents échantillons étudiés par la méthode de l'infrarouge IR. Le troisième présente les résultats de l'activité enzymatique de la lipase par le spectrophotomètre et les comparer avec les résultats des autres études.

1. Analyses physico-chimiques :**1.1. Caractéristiques physico-chimiques de la caillette, le pancréas et la panse :**

Les résultats des analyses physico-chimiques de la caillette, du pancréas et de la panse sont illustrés dans les diagrammes suivants :

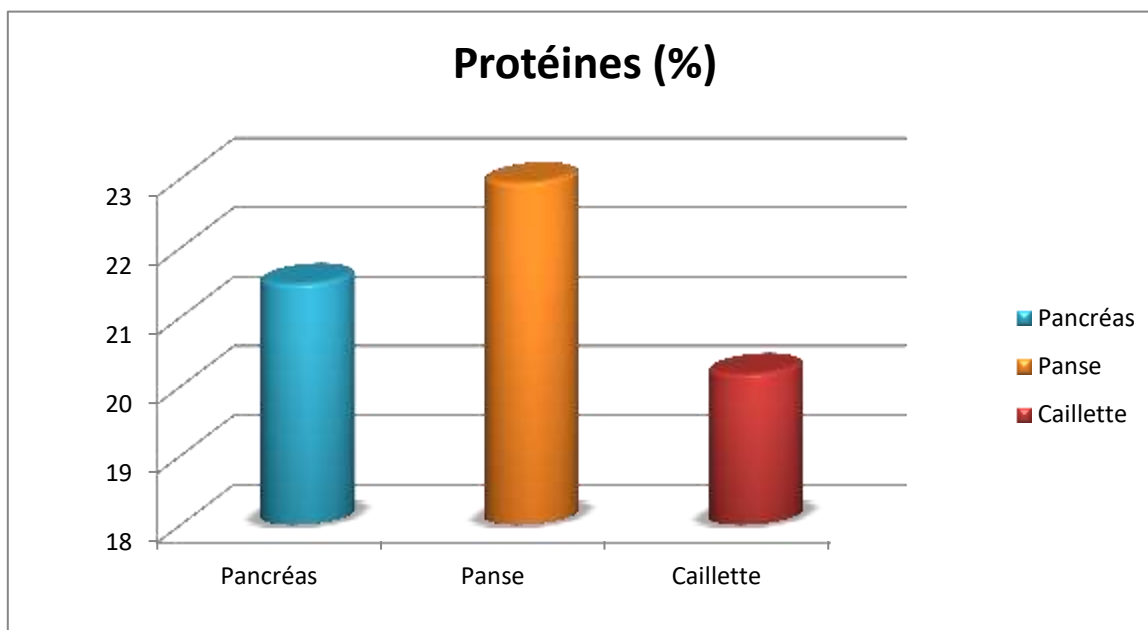
a) Taux des protéines :

Figure (10) : Diagramme présente les teneurs en protéine des échantillons

Les teneurs en protéine des échantillons analysés ne présentent aucune différence significative entre les trois organes étudiés. Les teneurs obtenues pour ces trois derniers sont comparables, elles sont égales 20,18 % dans la caillette, 21,48% dans le pancréas et le taux plus élevé dans la panse 22,94 %.

Ces taux apparaissent supérieurs à ceux rapportés par **KILGOUR (1986)** (19.6 %) et **KAMOUN (1995)** (18.7 %). Par ailleurs, certains auteurs avancent des chiffres identiques : 20,5% selon **DAWOOD *et al.* (1995)** et (22.7%) selon **KADIM *et al.* (2006)**, ces résultats sont confirmés par **OULD BELKHIR (2013)** qui a trouvé des valeurs (20 à 23%).

NASR *et al.* (1965) montrent qu'il y a une évolution de la teneur en protéines chez le dromadaire avec l'âge, pour une valeur qui passe de 20,07% chez les jeunes à 22,02% chez les dromadaires âgés.

Selon la littérature spécialisée dans ce domaine la teneur en protéines de la viande de dromadaire femelle varie de 20,99% à 22,98 %, par contre chez le mâle varie de 21,58 % à 22,80% (**HAMID REZA, 2002**). De ce fait, nos résultats concordent et ne dépassent pas les normes, on peut expliquer ces variations par l'effort physique de l'animal et l'alimentation et l'âge, d'après **BALEH (2018)**.

b) Taux des lipides totaux :

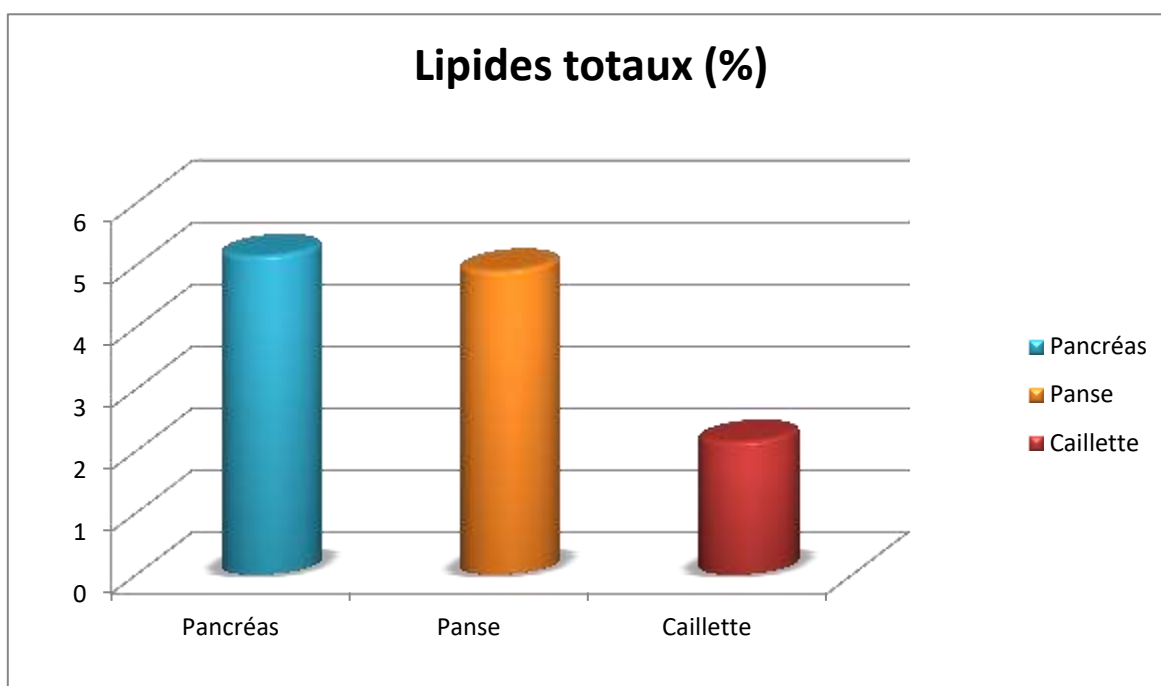


Figure (11) : Diagramme présente les lipides totaux des trois échantillons

À partir de nos résultats on remarque que les valeurs maximales de lipide sont observées chez le pancréas (5.15%) et la panse (4.91%) respectivement, tandis que la valeur minimale est observée au niveau de la caillette (2.15%).

Dans le cas de la panse et du pancréas nos résultats rejoignent à ceux obtenus par **KADIM *et al.* (2006)**, (4.4 %) et **ALKANHAL, (1995)** (4,1-10,6%) et supérieurs par rapport à ceux rapportés par **OULD EL HADJ *et al.* (2002)** qui ont trouvé des valeurs allant de 1 à 2%. Tandis que la teneur en lipide dans la caillette est semblable avec ceux qui ont obtenus par **ABDEL BAKI (1957)** et **HAMMAN *et al.* (1962)** qui ont trouvé des valeurs proches de 2,6%.

BOURAS et **MOUSSAOUI (1995)**, confirment que la teneur en lipides varie selon le type du muscle et l'âge de l'animal. (**YAGIL, 1982; NASER EI-BAHY et MOURSU, 1965**) ont étudié les effets de l'âge, le sexe et le lieu sur la composition de la viande de chameau. Ils ont montré que la teneur en lipides est augmentée avec l'âge.

c) Détermination du pH :

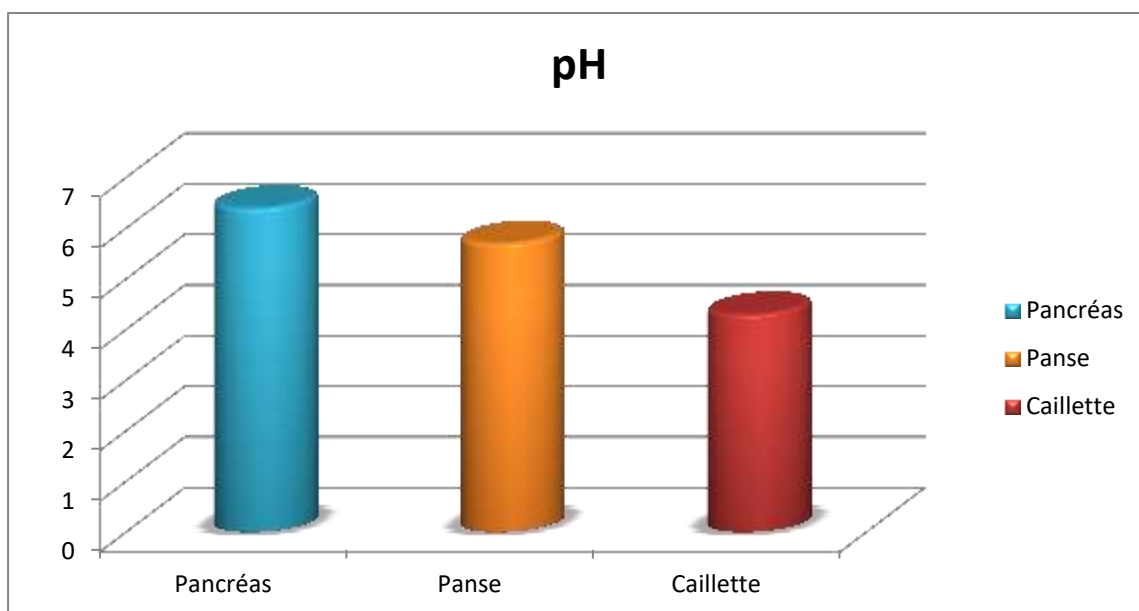


Figure (12) : Diagramme présente les valeurs de pH

L'analyse du diagramme a révélée qu'il y a une différence considérable entre les valeurs du pH de trois échantillons étudiés, elles sont 6.4 pour le pancréas, 5.7 dans la panse et 4.3 pour la caillette.

JOUANY *et al.* (1995) ont montré que le pH gastrique est normalement compris entre 5.5 et 7, ces résultats sont correspondants au notre résultat de la panse (5.7) et ne concordent pas avec la valeur de la caillette.

Selon **DUSART (2014)**, le pH gastrique est le résultat d'un équilibre entre des acides faibles et des bases faibles, issus des fermentations microbiennes et des substances tampons apportées par la salive (bicarbonates et phosphates) tandis que **RAACHI et al.(2008)** ont montré que le pH du rumen chez le dromadaire est plus ou moins stable avec une tendance à l'alcalinité malgré la libération des acides gras volatils résultant de la dégradation intense des aliments par la flore totale ruminale.

Ces variations du pH qui sont très favorables à une meilleure digestibilité biologique chez le dromadaire s'expliquent par plusieurs facteurs qui agissent en synergie tels que : un très fort pouvoir tampon de sa salive, un régime alimentaire typiquement grossier ayant de très faibles proportions de substrats simples facilement fermentescibles, entraînant une dominance totale de l'activité cellulolytique, une absorption plus rapide des acides gras volatils, une ingestion des aliments plus étalée dans le temps, une morphologie du rumen particulière caractérisée par la présence des sacs acquires dont leur produit renforce l'activité tampon du rumen et permettant une plus grande rétention des particules alimentaires.

d) Détermination de la Matière sèche :

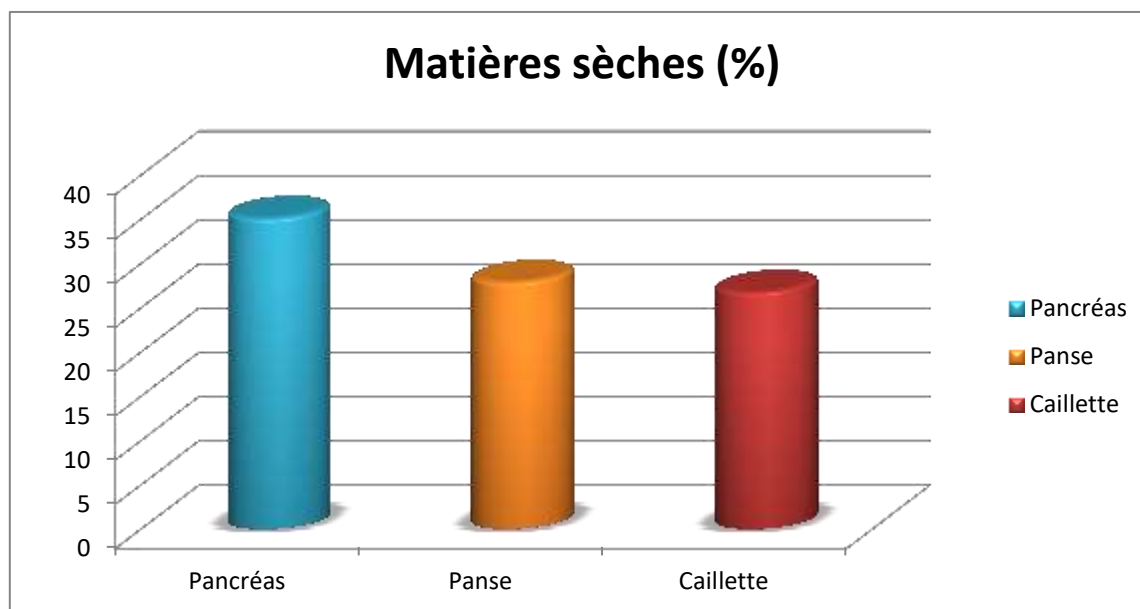


Figure (13) : Diagramme présente les taux des matières sèches

Les résultats enregistrés dans la figure (13) montrent qu'il y a une différence considérable entre les valeurs de matière sèche dans les trois échantillons analysés, alors on observe qu'il y a un taux très élevé dans le pancréas 35.14% puis la panse et la caillette soient 27.91% et 26.78% respectivement.

Nos résultats (27.91% et 26.78%) sont en accord avec ceux notés par **DAWOOD *et al.* (1995)**; **KADIM *et al.* (2006)** qui trouvent des valeurs proches à 27.89%. La valeur de la matière sèche au niveau du pancréas est de 35.14% qui est inférieure à celui trouvé par **DAABOUZ *et al.* (2010)** (39.1%).

Ces variations peuvent s'expliquer d'après les résultats des travaux des **OULD EL HADJ et MOUSSAOUI (2002)** qui rapportent le taux de la matière sèche augmente suivant l'âge et aussi elle dépend de la teneur en eau de la viande, qui est inversement proportionnelle avec la matière sèche .C'est-à-dire; le taux de la matière sèche est augmente dans le cas de diminution de l'eau à cause de l'âge.

e) Cendres :

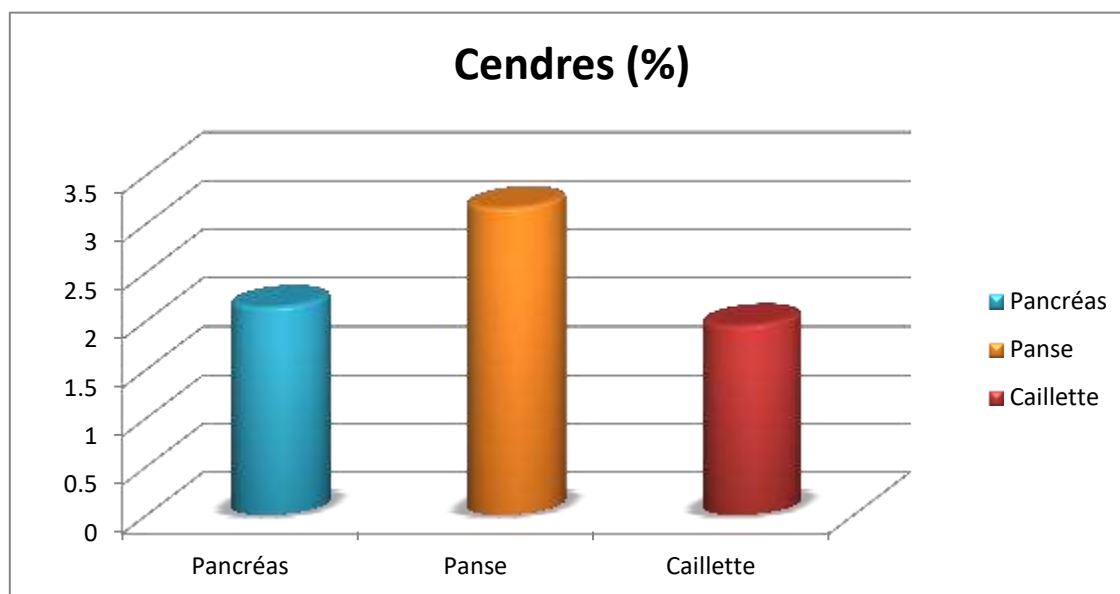


Figure (14) : Diagramme présente les teneurs en cendres

Les résultats présentés dans le diagramme montrent qu'il y a une différence entre les teneurs des cendres dans les trois organes analysés le pancréas 2.14%, la panse 3.16% et la caillette 1.95%.

Ces taux sont supérieurs aux résultats des **KADIM *et al.* (2006)**; **BALEH, (2018)**; **OULD EL HADJ *et al.* (2002)**, qui ont trouvé des valeurs respectivement égales à 1.1%, 0.36%, 1.13%. Selon **OULD EL HADJ *et al.* (2002)**, le taux de cendre permet de juger la richesse ou la pauvreté de la viande en élément minéraux, plusieurs auteurs mentionnent que la viande est une excellente source de fer et de phosphore, qui sont bien assimilés par l'organisme, mais elle est pauvre en calcium.

f) Taux d'humidité :

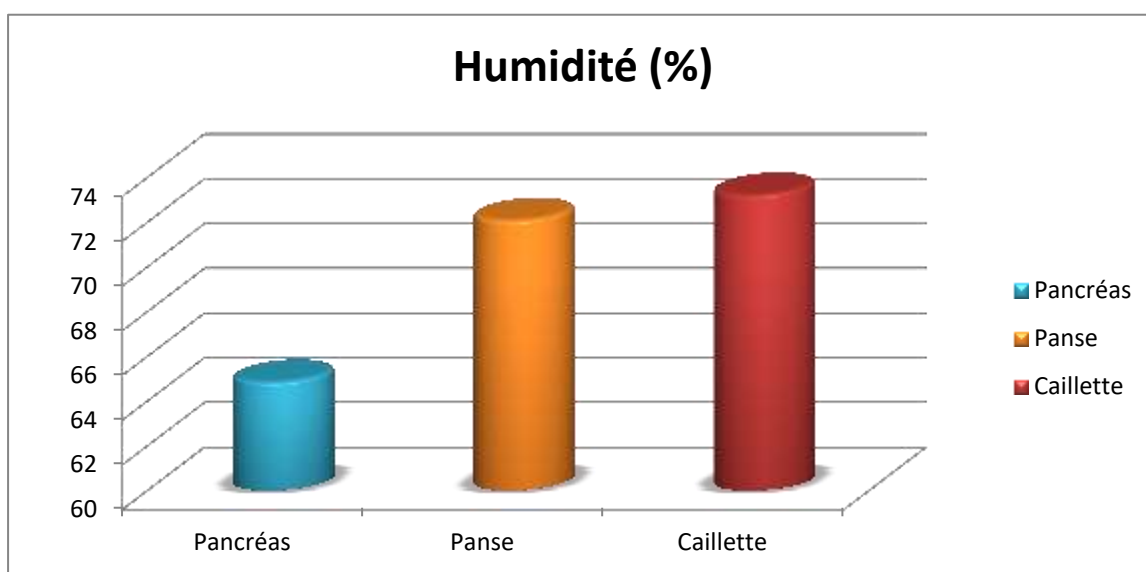


Figure (15) : Diagramme montre les pourcentages d'humidité

On remarque qu'il y a une différence entre les pourcentages d'humidité de chaque organe, où on a obtenu les résultats suivants: le pancréas 64.86%, la panse 72.09%, la caillette 73.22%.

Nos résultats sont inférieurs aux pourcentages des **KAMOUN, (1993) 77.3%**, **ABDEL BAKI, (1957)** et **HAMMAN *et al.* (1962)** de 76.2% à 78.3%.

La viande de dromadaire a un taux d'humidité de l'ordre de 77.3% (**KAMOUN, 1993**). Et aussi la viande peut contenir de 60 à 80 % d'eau dont 90 à 95 % sous forme libre et 5 à 10% sous forme liée (**COIBION, 2008**).

BALEH (2018) dit que, La teneur en eau est variable selon l'âge, le type de muscle et surtout la teneur en lipides.

Selon CRAPLET (1966), la richesse hydrique s'explique par la variation de plusieurs paramètres parmi lesquels: la race, le sexe, l'individu, l'âge, l'état sanitaire, l'alimentation et les conditions d'abattage.

1.2. Caractérisation physicochimique de la graisse:

Les résultats des analyses biochimiques de la matière grasse sont exprimés dans le tableau ci-dessous :

Tableau (05) : Paramètres biochimiques de la matière grasse du dromadaire

Paramètres	La graisse
Teneur en matière grasse %	75.04
Cholestérol mg/dL	125.48
Triglycérides mg/dL	30.45
HDL mg/dL	48.94
LDL mg/dL	110.24

La teneur en matière grasse (75.04%) de notre échantillon est inférieure à celle de GUESSOUM *et al.* (2019) qui ont trouvés des valeurs de 84.87%. Les variations des lipides corporels sont très mal connues chez le dromadaire, mais ils sont variables selon l'activité physique et selon l'état nutritionnel et physiologique (âge, sexe, castration), la taille de la bosse augmente, et le pourcentage d'eau corporelle diminue lors de la saison des pluies, lorsque l'animal reconstitue ses réserves lipidiques (CHILLIARD, 1989).

Les taux des paramètres biochimiques Cholestérol, triglycérides, HDL, LDL de notre échantillon sont inférieurs aux ceux des BENMOUSSA *et al.* (2020) ayant évoqué des résultats de **CH** : 128.92 mg/dL, **TG** : 33.15 mg/dL, **HDL** : 50.34 mg/dL, **LDL** : 114.91 mg/dL.

Les taux des paramètres biochimiques de part des cholestérols et des triglycérides de notre échantillon sont inférieurs aux ceux des BENMOUSSA *et al.* (2020); à savoir des valeurs de **CH** : 142.43 mg/dL, **TG** : 34.37mg/dL. D' autre part les HDL et les LDL sont supérieurs aux ceux des BENMOUSSA *et al.* (2020), ayant des valeurs de **HDL** : 44.61 mg/dL, **LDL** : 104.96 mg/dL.

La graisse de chameau était utilisée pour soulager les douleurs hémorroïdales et la graisse de bosse a été utilisée pour enlever le ténia (TAOUTI, 2017). Par, sa graisse le dromadaire fournit des ressources alimentaires appréciables (BALEH, 2018).

La graisse neutre (triglycérides) est ingérée avec la nourriture (les triglycérides exogènes) et synthétisée dans le corps. Les triglycérides endogènes sont formés dans le tissu adipeux et dans le foie, pour une grande part des carbohydrates. Ils sont stockés principalement dans le tissu adipeux. Les triglycérides présents dans les dépôts de graisse sous forme d'énergie de réserve, sont mobilisés lors de nécessité .L'hydrolyse de ces triglycérides se produit la libération de 2 acides gras et d'une monoglycéride qui pénètrent rapidement dans les cellules musculaires, myocardiques et adipeuses (BENYATTOU, 2018).

Les taux de cholestérol sont modifiés par différents facteurs, par exemple, la composition de la ration alimentaire, l'âge, le sexe, la race, la saison, la gestation, la lactation et les maladies du foie et des voies biliaires (OZPINARD *et al.* 1995).

L'augmentation de la concentration du cholestérol peut être due à l'insuline, qui joue un rôle direct sur le métabolisme du tissu adipeux (BOUDEBZA, 2015).

2. Validation de l'existence de la lipase dans les différents extraits par l'infrarouge IR :

Cette méthode nous a permis de confirmer la présence de la lipase dans nos extraits au deux niveaux, l'une qualitative (indique l'existence ou l'absence du composant cherché) et l'autre quantitative (exprime la quantité du composé dans l'échantillon).

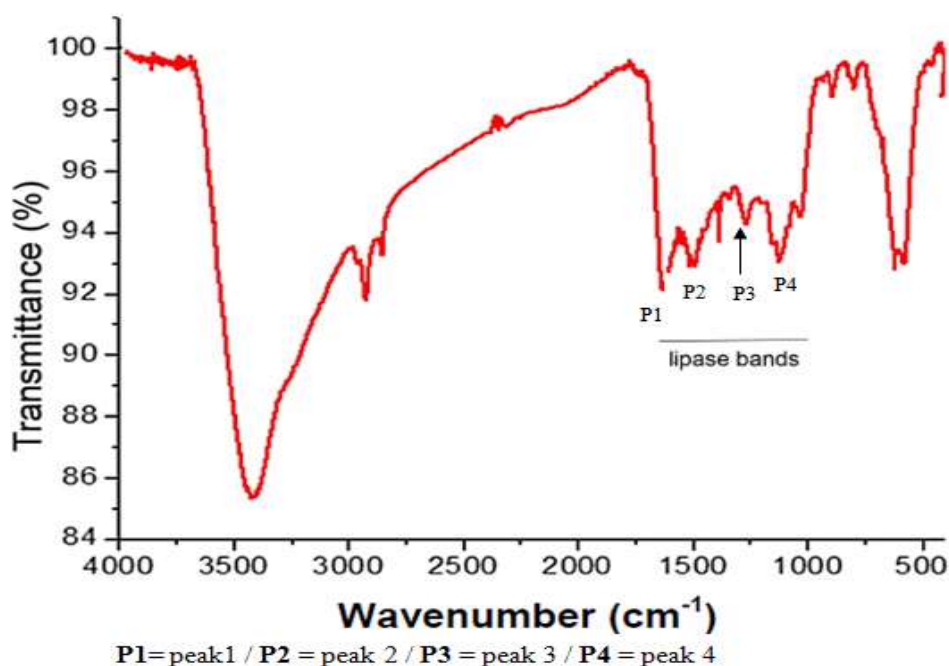
La spectroscopie infrarouge (IR) permet de déterminer d'une façon qualitative les composants organiques d'un échantillon car le mode caractéristique vibrationnel de chaque groupe moléculaire provoque l'apparition de bandes spectrales à une fréquence spécifique. Cependant, les applications de l'IR ont fortement augmenté dans tous les domaines, alimentaires ou non, avec l'apparition de la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (GUILLEN *et al.* 1992, 1995; GUILLEN et MANZANOS, 1996).

2.1. Analyse de différents extraits lipasique par spectroscopie infrarouge IR:

La figure (16) montre le spectre que nous avons considéré est comme un spectre de référence. Par ailleurs, la figure (17) montre les spectres des extraits obtenus par spectroscopie infrarouge IR.

Selon **ANDRADE *et al.* (2016)**, les bandes caractéristiques de la lipase se trouve dans la région spectrale de 1100 cm^{-1} à 1700 cm^{-1} .

À partir de la comparaison entre les deux spectres présentés dans les deux figures (01) et (02), on observe qu'il y a quatre pics caractéristiques dans le spectre de référence au niveau la région de 1100 cm^{-1} à 1700 cm^{-1} . Tandis que, on trouve une similarité dans les trois pics (P1, P2, P4) dans la même région au niveau des spectres de nos échantillons, donc nos résultats sont presque identiques par rapport les résultats d'**ANDRADE *et al.* (2016)**. Tous ces résultats confirment et valident l'existence de la lipase dans nos échantillons.



**Figure (16): Spectre présente les pics caractéristiques de la lipase
ANDRADE *et al.*, 2016)**

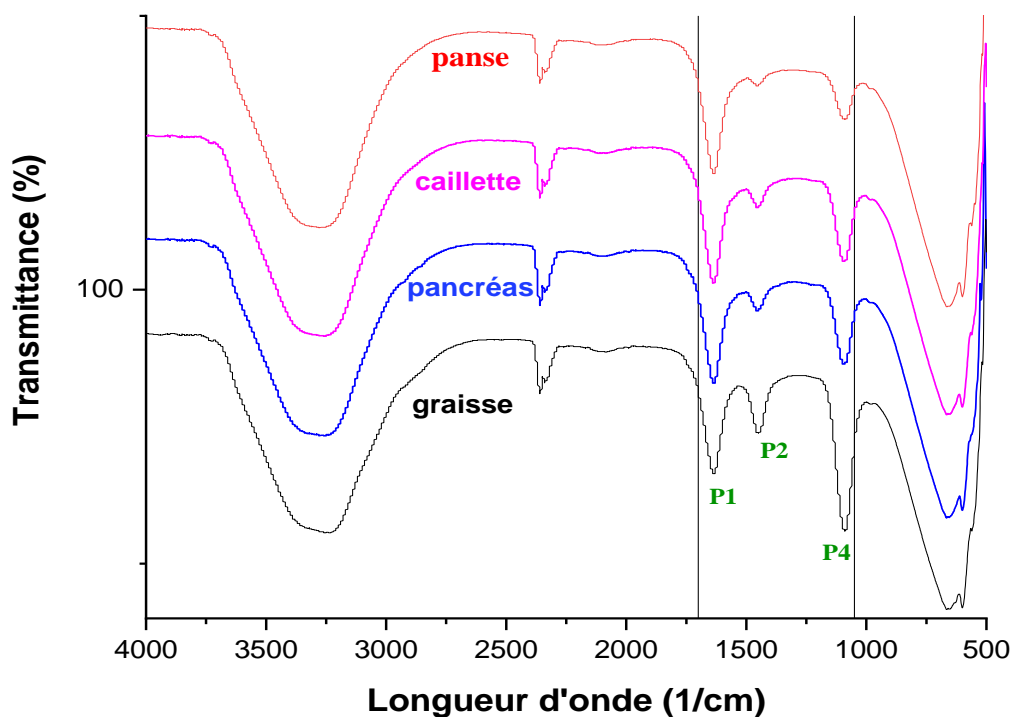


Figure (17) : Spectres de différents échantillons

P1 = pic 1 / P2 = pic 2 / P4 = pic 4

La profondeur des pics de spectre désigne la quantité du composant dans l'échantillon tandis que la basse valeur de « Y » indique que l'échantillon possède la quantité la plus élevée du composant. Le tableau ci-dessous présente les valeurs des Y et des X de chaque échantillon :

Tableau (06) : Valeurs des Y et des X pour différents organes analysés

Organes	1 ^{er} pic / X=1640	2 ^{ème} pic / X=1460	4 ^{ème} pic / x= 1100
Caillette	Y =72.9	Y= 86.7	Y= 65.2
Graisse	Y= 73	Y= 81.1	Y= 63.4
Panse	Y= 72.7	Y= 88.6	Y = 82.6
Pancréas	Y= 72.8	Y= 86.6	Y = 77

On remarque que toutes les valeurs des **X** sont égales au niveau des échantillons dans le même pic (1^{er} pic / X=1640, 2^{ème} pic / X=1460, 4^{ème} pic / x= 1100) par contre les valeurs des **Y** sont différentes. De plus, on remarque ainsi que les valeurs les plus élevées des Y ont été observées chez la panse suivie par le pancréas et la caillette et en fin on trouve la graisse qui possède des valeurs basses par rapport les autres échantillons c'est ce qui explique la profondeur des pics.

VINCENT (2015) dit que, l'utilisation de l'infrarouge permet d'identifier et d'évaluer quantitativement la présence d'un composé chimique, alors d'après ces résultats on constate que la graisse est l'organe qui contient la plus quantité de la lipase.

2.2. Analyse les spectres de l'effet de différents extraits lipasiques sur l'huile d'olive :

Le spectre était caractérisé par la rupture des liaisons esters entre les acides gras et le glycérol. De plus, la bande à 3006 cm⁻¹ était une empreinte digitale du processus (hydrolyse) associée à la vibration d'étirement CH de la double liaison Cis. La position de la bande reste quasiment inchangée mais elle a subi un très petit déplacement pendant la première heure de l'hydrolyse (GUILLEN *et al.*, 2000).

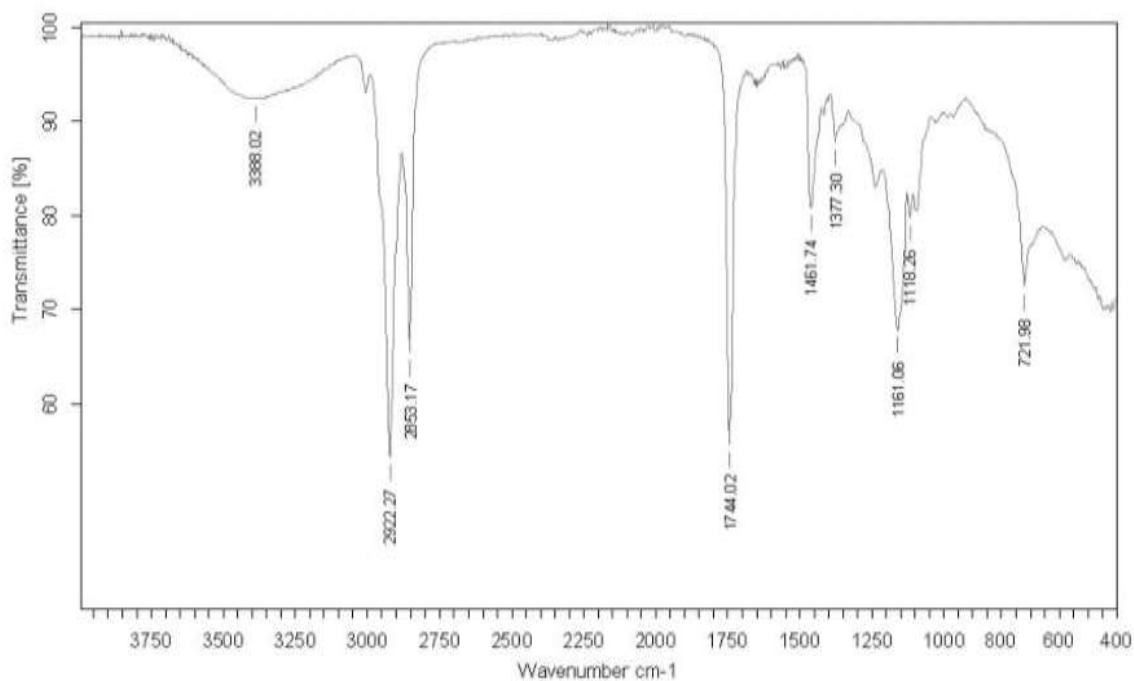


Figure (18) : Spectre de référence de l'effet de la lipase sur l'huile d'olive (KORAICHI *et al.*, 2015)

Ainsi, la double liaison carboncarbonée ($C = C$) de l'insaturation a été clairement caractérisée à 1640 cm^{-1} , tandis que l'ester carbonyle $C = O$ était au contraire caractérisé par une bande à 1744 cm^{-1} .

En outre; on a observé l'apparition d'une large bande, correspondant à la fonction OH de l'alcool lié à 3368 cm^{-1} . De plus, la transformation des triglycérides en diglycéride ou monoglycéride et glycérol par l'action de la lipase a été démontrée par l'évolution de l'intensité de l'alcool OH lié à $3388\text{-}3270\text{ cm}^{-1}$. En effet, l'intensité de la bande OH, était significative.

La gamme IR entre 3380 et 3610 cm^{-1} , a montré la présence de bandes autour de 1744 et 1745 cm^{-1} , la première a été attribuée à l'harmonique des glycérides d'absorption ester carbonyle, la seconde est due à la présence d'une proportion importante de produits secondaires de la réaction enzymatique comme les alcools, aldéhydes ou cétones et en particulier à l'étirage des groupes OH. Il est bien connu qu'après traitement thermique ou action lipolytique, certaines bandes infrarouges, notamment dans l'huile d'olive, sont soumises à un déplacement (**GUILLEN et CABO, 2002**). La formation du groupe OH due à la réaction de la lipase a été révélée par l'apparition d'une bande à 3270 cm^{-1} . Ceci s'explique par la diminution d'intensité de la bande ester $C = O$ et de la chaîne acyle

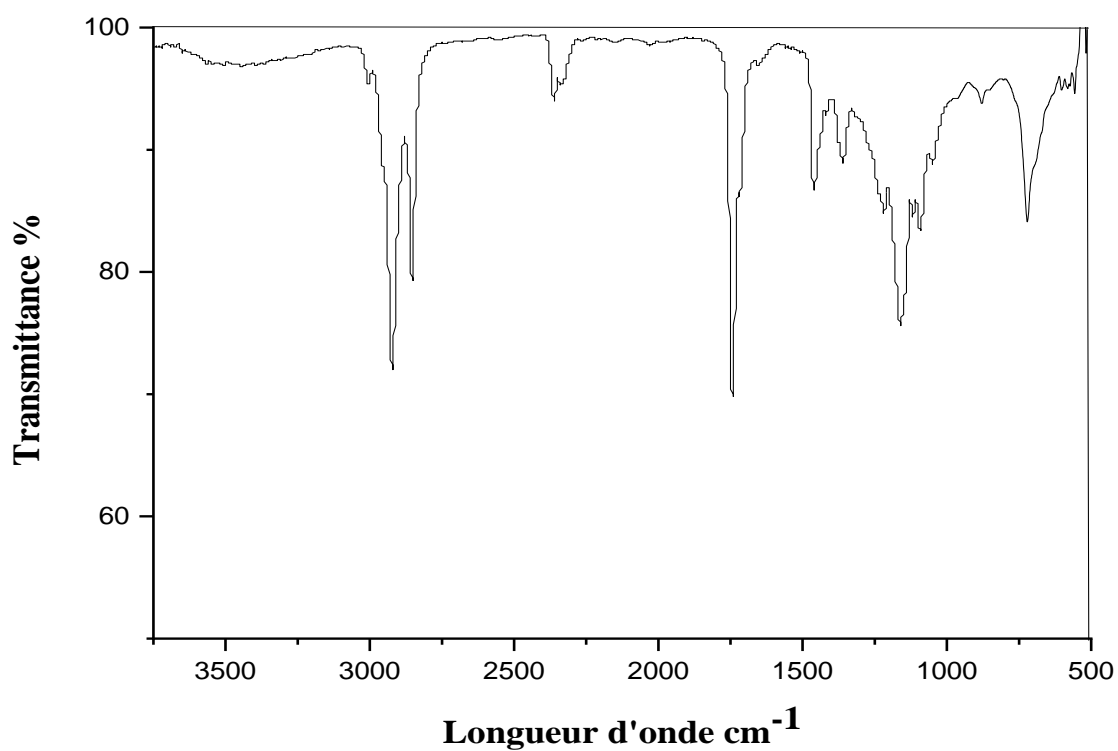


Figure (19) : Spectre de l'effet de l'extrait lipasique de la caquette sur l'huile d'olive

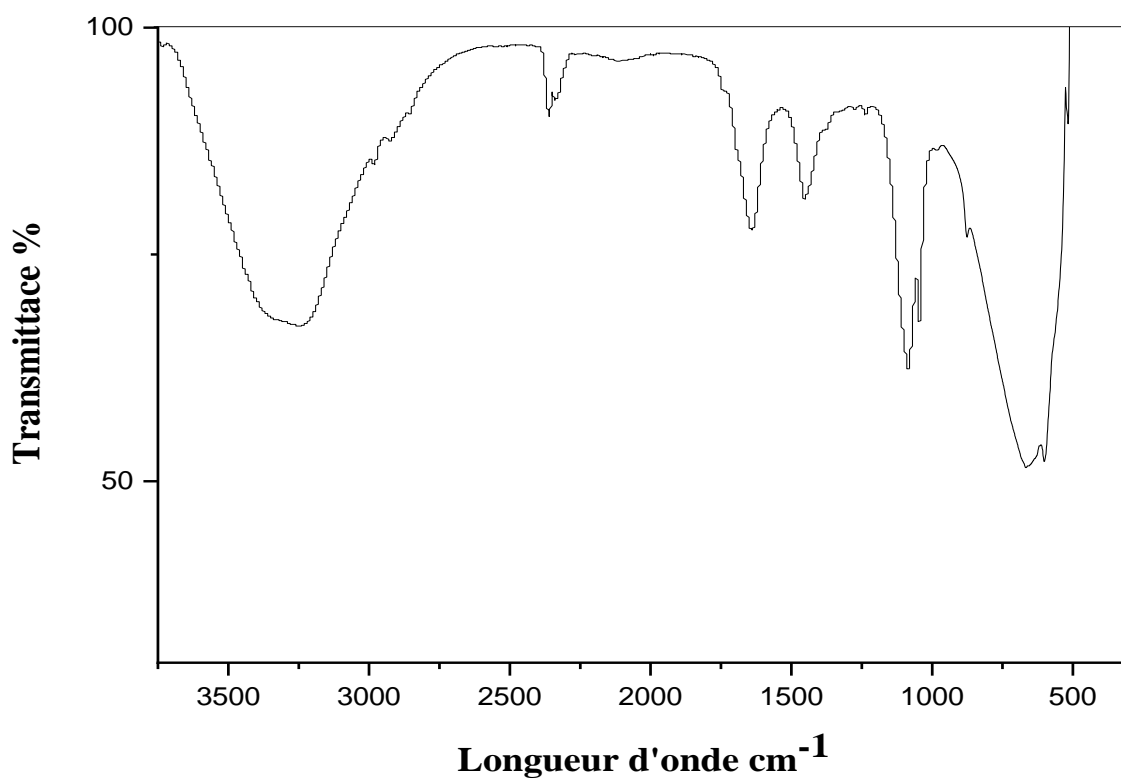


Figure (20) : Effet de l'extrait lipasique de la graisse sur l'huile d'olive

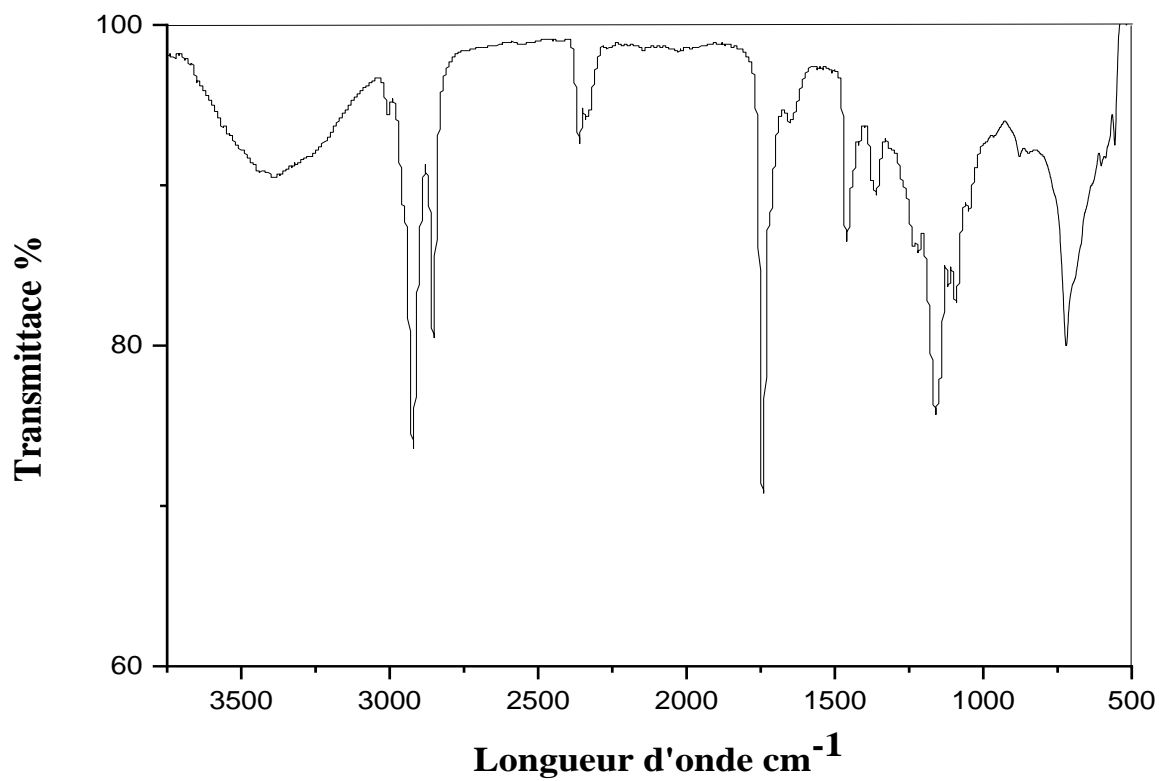


Figure (21) : Effet de l'extrait lipasique de la panse sur l'huile d'olive

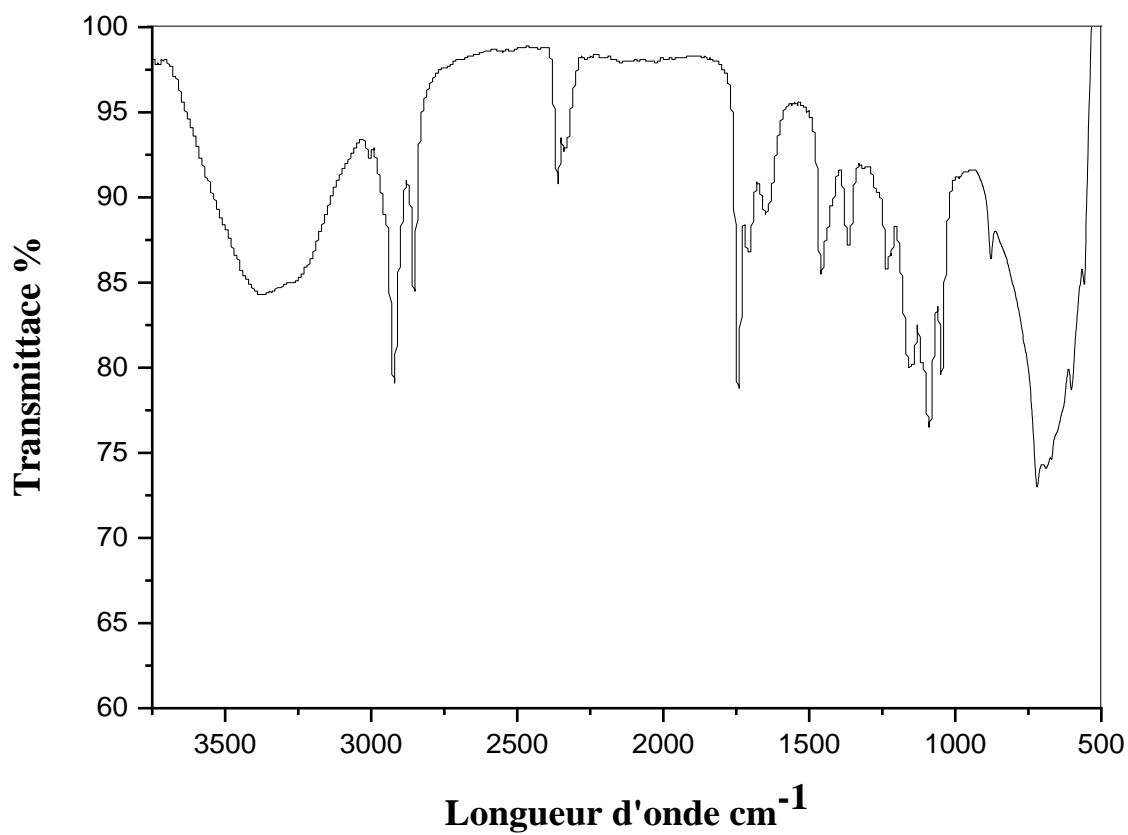


Figure (22) : Effet de l'extrait lipasique du pancréas sur l'huile d'olive

Les différentes bandes observées et leurs fréquences sont résumées dans le tableau 08

Tableau (07) : Attributions des différents pics.

La fréquence (cm ⁻¹)	Le type de liaisons
3388	v O-H
3007	v C-H
2922, 2853	v CH ₂ , CH ₃
1744	v C=O
1461	δCH ₂
1161	v C-O
721	δCH ₂

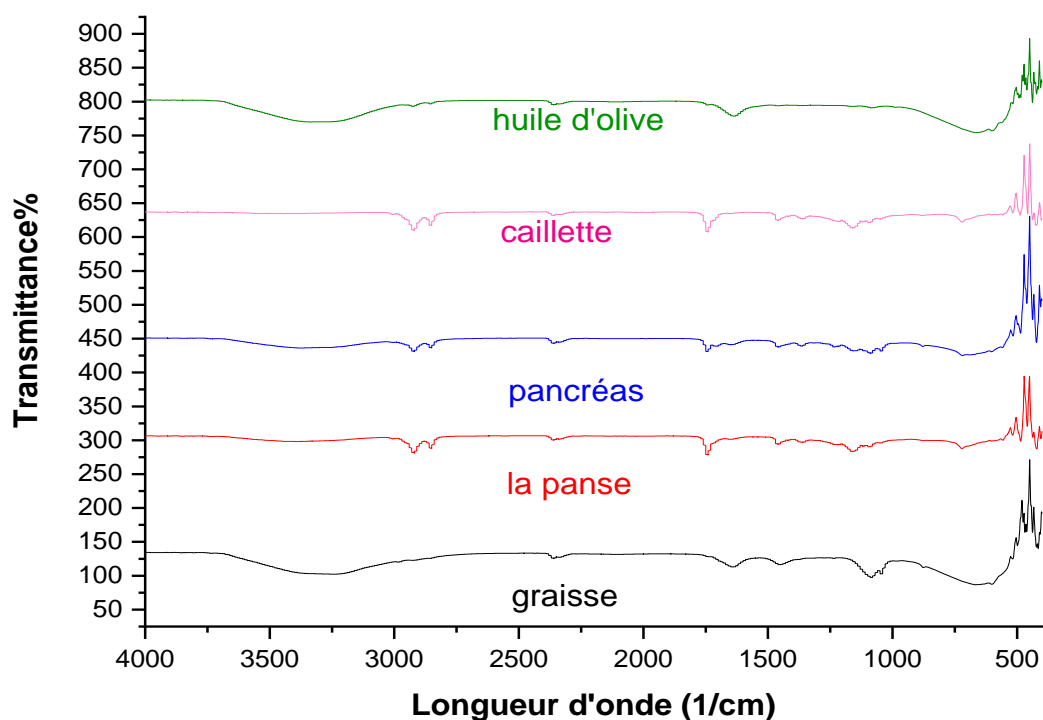


Figure (23) : Spectres de différents extraits lipasiques avec l'huile d'olive

La figure (23) représente les spectres d'huile d'olive, et les extraits lipasiques avec l'huile d'olive.

On a considéré le spectre de l'huile d'olive comme une référence pour faire la comparaison entre les différents spectres. On observe une apparition de quelques bandes et

une disparition des autres, le pic qui se trouve au niveau de la région spectrale de 500 cm^{-1} à 800 cm^{-1} est partagé chez l'huile d'olive, le pancréas et la graisse. Au niveau de la région de 1000 cm^{-1} à 2500 cm^{-1} , il y a des pics communs entre les spectres des extraits avec l'huile d'olive, tandis que le spectre d'huile d'olive a contenu seulement deux pics parmi ces pics communs.

Au niveau de la région de 2700 cm^{-1} à 3700 cm^{-1} le spectre d'huile d'olive partage les mêmes pics avec les autres spectres dans deux zones spectrales différentes, l'une de 2700 cm^{-1} à 2850 cm^{-1} qui contient deux pics communs entre le spectre d'huile d'olive et les spectres de la panse, du pancréas et de la caillette, l'autre pic de longueur d'onde 3250 cm^{-1} commun entre le spectre d'huile d'olive et les spectres de la graisse et du pancréas donc la différence entre tous ces pics est dans la profondeur.

L'apparition des pics désigne la création de nouvelles liaisons c'est ce qui indique la formation de nouveaux produits à cause de l'effet catalytique de la lipase de différents organes sur l'huile d'olive. La disparition des pics démontre qu'il y a des perturbations des liaisons celles qui ont remplacées par autres nouvelles liaisons de nouveaux produits formés.

D'après l'analyse des spectres de la figure (23), on constate que l'effet de la lipase de différents organes sur l'huile d'olive était différent malgré qu'on a appliqué le même protocole d'extraction dans les mêmes conditions du pH et de la température, et aussi on a réalisé la même réaction catalytique avec le même substrat, donc à partir de cette analyse et nos informations précédentes on peut interpréter ces résultats par la spécificité de structure de la lipase qui se diffère de l'organe à l'autre, l'emplacement de l'enzyme et son action au niveau les différents organe utilisés et aussi par la variation des conditions favorables qui fournissent grâce aux ces organes.

3. L'activité enzymatique de la lipase

3.1. Détermination de la concentration de l'acide linoléique dans un litre d'huile d'olive :

L'huile d'olive est la matière grasse extraite de l'olive par des procédés mécaniques uniquement. Elle est composée à environ de 98% de lipides, notamment de triglycérides, et de 2% de composés divers : des phénols (antioxydants), des vitamines (A, D, E, K ...), des alcools, et des pigments. Les triglycérides qui représentent plus de 98% de l'huile, sont

constitués essentiellement d'acides gras (dont la proportion varie en fonction de plusieurs facteurs : ensoleillement, arrosage, état de maturité ...) :

- ❖ Acide oléique : 55 à 83%
- ❖ Acide linoléique : 3,5% à 21% (acides gras poly insaturés)
- ❖ Acide palmitique : 7,5 à 20% (acides gras saturés)
- ❖ Acide stéarique : 0,5 à 5% (acides gras saturés) (LOUNI, 2015)

Les triglycérides sont les constituants les plus abondants de l'huile d'olive et constituent la masse essentielle de corps gras. Ils résultent de l'estérification des trois fonctions alcools du glycérol par trois acides gras (MICHEL, 2002).

La lipase possède de nombreux substrats qui utilisent dans le dosage parmi ces substrats : tributyrine, tween 80 et l'huile d'olive ...etc. La spécificité du substrat est la capacité de la lipase à catalyser l'hydrolyse d'un seul type de substrat.

Selon RIHANI (2012), les résultats obtenus ont révélé que l'utilisation de l'huile d'olive induirait fortement la production de lipase par les souches bactérienne .C'est pourquoi on a choisi l'huile d'olive vierge comme un substrat dans notre expérience.

3.2. Détermination de l'activité enzymatique de la lipase dans un gramme d'échantillon :

Les lipases jouent un rôle physiologique important dans le catabolisme des lipides et on a confirmé leurs existences dans les différents organes étudiés.

Tableau (08) : Les valeurs de l'activité de la lipase en UI/L d'extrait, en UI/g du culot et en UI/g du tissu.

Echantillons	Activité UI/L d'extrait	Activité UI/g du culot	Activité UI/g du tissu
Pancréas	27.18	1.359	0.1359
Caillette	26.122	1.306	0.1306
Graisse	46.128	2.306	0.2306
Panse	30.17	1.508	0.1508

Les valeurs de l'activité enzymatique sont exprimées en **UI/L**, les résultats obtenus à partir du tableau (08), montre que l'activité la plus élevée de la lipase a été observée chez la graisse (46 UI/L) suivi de la panse (30.17UI/L), puis le pancréas (27.18 UI/L) et la caillette (26.122 UI/L).

Le tableau (08) illustre les valeurs de l'activité de la lipase de différents échantillons dans un gramme du culot, on observe qu'il y a un taux considérable chez la graisse 2.306 UI/g, suivi de la panse par une valeur 1.508UI/g puis le pancréas et la caillette qui ont des valeurs semblables 1.359UI/g, 1.306UI/g respectivement.

Les résultats du tableau (08) illustre aussi les valeurs de l'activité de la lipase de différents échantillons dans un gramme du tissu, la graisse occupait la valeur la plus élevée 0.2306 UI/g, suivi de la panse 0.1508 UI/g puis le pancréas et la caillette avaient des valeurs proches 0.1359 UI/g, 0.1306 UI/g respectivement. À partir des résultats exprimés dans le tableau (08) nous constatons que les trois organes pancréas, caillette et la panse ont presque la même quantité de la lipase.

D'ailleurs la graisse a une quantité plus importante de la lipase par rapport les trois organes, ce dernier résultat a été confirmé par (**BOUDIAF, 2005**) qui dit, les lipases particulière localisées dans les microsomes de l'adipocyte du tissu adipeux du dromadaire, cela est dû à sa richesse en lipide.

Certains paramètres influencent sur le rendement d'hydrolyse de la lipase. Ces paramètres sont d'une part le pH, les variations de la température et d'autre part les émulsifiants, le type d'huiles et la quantité du substrat. Alors on peut baser sur quelques résultats des autres études précédentes pour interpréter nos valeurs de l'activité enzymatique qui ont déjà obtenues.

Nos résultats sont inférieurs à ceux rapportés par **LAGRARI (2019)** qui a étudié l'activité de la lipase en utilisant 4 types de substrats ce sont huile d'olive, tournesol, glycérol et tween 80, il a trouvé la basse valeur d'activité dans le cas d'huile d'olive 2UI/g par contre les valeurs étaient beaucoup mieux chez tournesol 3.5UI/g, glycérol4.9UI/g, tween 80 3.9 UI/g. Les résultats de cet auteur indiquent et confirment que le type du substrat joue un rôle très important dans l'activité de la lipase. Ainsi que les valeurs de **LAGRARI (2019)** sont en accord avec celles exprimées par **KOUADIO (2016)**, qui a fait la même étude et il a obtenu les valeurs suivantes 2.48UI/g, 4.61 UI/g, 7.63 UI/g.

L'émulsion d'huile d'olive a un effet négative sur l'activité lipasique cette hypothèse a confirmé par **KOUADIO (2016)** qui montre que les milieux sans émulsifiants ont des activités enzymatiques élevées que ceux des milieux avec émulsifiants.

De plus d'après **KOUADIO (2016)** le type d'huile d'olive entraîne une différence significative sur l'activité des lipases parce qu'elles ont une affinité pour les huiles riches en AG polysaturés tel que l'acide linoléique. Ces résultats sont semblables à ceux de **SANTOS *et al.* (2013)** qui ont montré que les lipases des graines de fruit de passion et de tournesol ont eu une activité hydrolytique similaire sur les huiles riches en AG linoléique et linoléique.

Dans notre expérience on a utilisé l'éthanol pour stopper la réaction enzymatique (la lipase sur l'huile d'olive). Ce dernier est l'un de plusieurs facteurs qui affecte sur l'activité de la lipase. **KOUADIO (2016)** dit que, lorsque l'éthanol est en excès peut conduire à l'inactivation ou une baisse d'activité du biocatalyseur en maintenant la structure active des lipases.

KOUADIO (2016), a évalué l'effet du pH sur l'activité enzymatique d'un extrait végétale ; sur l'huile de tournesol qui a été mesuré à une température de 30°C aux pH suivant différents. Leur résultats, montrent que l'extrait a une activité maximale 74% à pH 7.

ABIGOR *et al.* (2002) ont montré que l'activité catalytique maximale des lipases est obtenue à un pH 7.5. Certaines lipases telles que celles étudiées par **ENUJIUGHA *et al.* (2004)**; **BARROS *et al.* (2010)** ont un pH optimum égal à 7.

Le pH agit non seulement sur l'activité enzymatique, sur les propriétés de l'interface dans un système multiphasique, sur la solubilité des réactifs dans le milieu ainsi que sur le partage de l'enzyme entre la phase aqueuse et l'interface (**BARROS *et al.* 2010**).

Selon **MOUSSAVOU *et al.* (2013)**, la température arrive généralement une baisse du rendement lorsque la température de la réaction est au-dessus de la température physiologique de l'activité de la lipase. Les enzymes sont dénaturées à haute température et perdent leurs conformations actives.

SIDHU *et al.* (1998) ont montré que le taux d'enzyme diminuait avec l'augmentation de la concentration du substrat. Ce phénomène est probablement dû à l'augmentation du taux des AG accumulés lors de l'hydrolyse du substrat avec répression de la synthèse de lipases. Ainsi que, l'effet de la concentration des triglycérides sur la production de lipase a été, également, confirmé par **IMMANUEL *et al.* (2008)**. Les auteurs ont constaté une

baisse d'activité observée avec de grandes concentrations de substrat (l'huile d'olive) ce qui est probablement dû à l'inhibition par le substrat lui-même présent en excès dans le milieu.

Les variations de toutes ces valeurs peuvent être expliquées selon deux aspects, premièrement elles dépendent de nombreux facteurs spécifique du dromadaire, tels que la race, l'âge de l'animal, son régime alimentaire, son type génétique, son état d'engraissement son sexe, mode de l'élevage et l'abattage...etc.

Deuxièmement, par la précision de la méthode utilisée, et leur polarité, les échantillons n'étaient pas frais qui auraient dû être utilisés immédiatement après l'abattage, le manque de matériels nécessaires (centrifugeuse à froid x 15000g et polytron) qui nous n'a pas permis de suivre le protocole et les remplacer par autres matériels disponibles chez notre laboratoire de l'université (mixeur de la cuisine/ centrifugeuse 6000g), la nature des solvants utilisés, les conditions du milieu et principalement, la région et la période de récolte de la partie utilisée pour l'extraction.

Conclusion

Conclusion

Le dromadaire joue un rôle social et économique primordial car il a toujours été associé aux formes de vie dans les zones pastorales arides et semi-arides. Ce rôle majeur du dromadaire découle directement de sa remarquable adaptation aux conditions de milieux très difficiles. Le développement de nouvelles biotechnologies, bio-industries est un défi majeur pour l'avenir. Mais ces développements nécessitent la mise au point de biocatalyseurs telles que les lipases qui restent parmi les plus importants biocatalyseurs à effectuer des réactions dans les milieux aqueuses et non aqueux.

Le but de ce travail de recherche a été de réaliser l'extraction de la lipase à partir de quatre parties (le pancréas, la caillette, la panse, la graisse de la bosse) des dromadaires de type "Targuie". La validation par la spectroscopie infra rouge IR a été réalisée pour vérifier l'existence de cette enzyme au niveau de tous les organes mentionnés précédemment en, puis mesure l'activité lipasique dans les différents extraits obtenus par le spectrophotomètre

L'étude des caractéristiques physico-chimiques du pancréas, caillette et de la panse (respectivement) fait apparaître un taux très important de protéine (21.48%, 20.18%, 22.94%), du lipide (5.15%, 2.15%, 4.91%), des cendres (2.14%, 1.95%, 3.16%), de l'humidité (64.86%, 73.22%, 72.09%), de la matière sèche (35.14%, 26.78%, 27.9%), tandis que, les analyse biochimiques de la graisse montrent un taux considérable des cholestérols 125.48 mg/dL, triglycérides 30.45 mg/dL, HDL 48.94 mg/dL et LDL 110.24 mg/dL.

Les résultats obtenus du dosage de la lipase ont révélé que l'activité enzymatique la plus élevée a observé dans la graisse (0.2306 UI/g), par rapport les autres organes, pancréas 0.1359 UI/g, caillette 0.1306 UI/g, la panse 0.1508 UI/g. ces résultats ont confirmé aussi par l'infra rouge.

Au vu des résultats préliminaires obtenus, ces études doivent être poursuivies et approfondies en ciblant une production qualitative et quantitative des lipases suivie d'une caractérisation de celles-ci. Il serait également important d'étudier l'effet des autres paramètres physico-chimiques et biochimiques sur la production des lipases d'origine

animale et aussi d'étudié l'intérêt nutritionnel et thérapeutique de la matière grasse et les autres organes du dromadaire contenant une activité lipasique.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

1. ABDEL BKI M. M. (1957). Studies on Camel Meat. Bull. No. 110, Faculty of Agric.,Cairo University, p. 13.
2. ADLERCREUTZ P., Gitlesen T., Ncube I. et Read J. (1997). Veronia lipase: a plant lipase with strong fatty acid selectivity. *Methods Enzymol.* 284: 220-231.
3. AICHOUNI AHMED, (2011). "Etude du potentiel reproductif et exploration de certains paramètres hématologique et histologiques chez le dromadaire (*Camelusdromaderius*) du sud-ouest de l'Algérie". Thèse. doctorat; université d'Oran.189p.
4. ALKNHAL, Mohammad A. Abdelbary A, Dawood .(1995). Nutrient composition of Najdicamel meat *J.Meat Science*, 1, 39.
5. ALLOUE, W. A. M., Destain, J., El Medjoub, T., Ghalfi, H., Kabran, P., et Thonart, P. (2008). «Comparison of Yarrowia lipolytica lipase immobilization yield of entrapment, adsorption, and covalent bond techniques». *Biochimie appliquée et biotechnologie*, 150(1), 51-63.
6. ALMY BANQUE, (2007). « Semi-sauvages Dromadaire (*Camelus dromedarius*) ou chameau d'Arabie, l'itinérance dans l'habitat naturel d'une zone semi-désertique, Sultanat d'OMAN ».
7. ANDRDE M. F., Parussulo A. L., Netto C. G., Andrade L. H., et Toma, H. E. (2016). « Lipase immobilized on polydopamine-coated magnetite nanoparticles for biodiesel production from soybean oil. *Biofuel Research Journal*, 3(2), 403.
8. BACKOV, R. (2012). Biocatalyseurs enzymatiques supportés dédiés à la production en continu de biodiesel
9. BALEH A, (2018). « Etude des effets de l'âge d'abattage, du morceau et du sexe de l'animal sur la qualité nutritionnelle de la viande du dromadaire » Université Abd El Hamid Ibn Badis de Mostaganem. Mémoire du master. 72p.
10. BEN AISSA R. (1989). « Le dromadaire en Algérie ». CIHEAM-IAMZ, Options Méditerranéennes : Série A. Séminaires Méditerranéens n° 2. p. 19-28.).
11. BEN ROMDHANE, S., Romdane, M.N., Feki, M., Sanhagi, H., Kaabachi, N., et M'bazaa, A.(2003). « Valeurs usuelles des principaux constituants biochimiques sériques du dromadaire (*Camelus dromedarius*) ». Service de Biochimie, École Nationale de Médecine Vétérinaire, Sidi Thabet, Tunisie .Service de Biochimie, Hôpital la Rabta Tunis, Tunisie *Revue Méd. Vét.*, 2003, 154, 11, 695-702. 14.

12. BENMIA F., Djeghaba Z. et Tahar A. (2008). « Etude de l'influence des solvants organiques sur l'activité lipasique dans les réactions d'hydrolyse ». JNC 15 Yasmine Hamammet. PP 76.
13. BEN MOUSSA, N et TOUMI, A. (2020). « Extraction et évaluation des activités biologiques de la matière grasse de la bosse de dromadaire » Mém.de Master, université d'Eloued, 45p.
14. BENYATTOU Wafa et ZAIDI Mouna, (2018). « ETUDE DE QUELQUES PARAMETRES SANGUINS CHEZ LES OVINS DE RACE OULED DJELLAL DANS LA REGION DE M'SILA » MEMOIRE DE MASTER FILIERE : SCIENCE AGRONOMIQUE UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA. 56p.
15. BOUDEBZA Assia , (2015). « ETUDE DE LA RELATION ENTRE LE PARAMÈTRES SANGUINS ET LES PERFORMANCES DE REPRODUCTION CHEZ LA BREBIS » THESE DE DOCTORAT UNIVERSITE DES FRERES MENTOURI. 185p.
16. BOUDIAF, W. (2005). IDENTIFICATION DE LA FLORE MICROBIENNE ET DETECTION DES ANTIHISTAMINIQUES DE TYPE H1 DANS LA BOSSE DE CHAMEAU (Doctoral dissertation, Université Mohamed BOUDIAF de M'Sila).
17. BOUKAA, M. (2015). « Isolement des microorganismes producteurs de lipases à intérêt biotechnologique. Mémoire Master : Biotechnologie Microbienne». Fès, Maroc : Université Sidi Mohammed Ben Abdellah. 37p.
18. BOURAS Et Moussaoudi., (1995), Contribution à la caractérisation physicochimique et biochimique de la viande de dromadaire (population sahraoui). Thèse ing .Agro INFS/AS Ouargla p 40.
19. BRADY, L., Brzozowski, A.M., Derewenda, Z.S., Dodson, E., Dodson, G., Tolley, S.,Turkenburg, J.P., Christiansen, L., Hüge-Jensen, B., Nørskov, L. et al. (1990) A serine protease triad forms the catalytic centre of a triacylglycerol lipase. *Nature*, 343,767-770
20. BUCCOLO G., HAROLD D.,(1973). Quantitative determination of serum triglycerides by use of enzymes. *Clinchem*. Vol 19.(5). 476-482. Cité par fiche technique SPINREACT. Ref:1001310.
21. CAUVET (1925). « Le chameau , anatomie , physiologie , races , extérieur , vie et mœurs , élevage , alimentation , maladies , rôle économique » . Edition librairie J - B. Ballere et fils P725.

22. CHAABANI E, (2014). « Préparation d'extraits lipidiques de microalgues par Chromatographie de Partage Centrifuge (CPC) »Mém. de master,GEPEA. 37p
23. CHAHINIANA, H., SARDA, L. (2009). «Distinction between esterases and lipases: comparative biochemical properties of sequence-related carboxylesterases. Protein and peptide letters». 16(10), 1149-1161.
24. CHANDRA P, Enespa , Ranjan S et Pankaj Kumar A. (2020). « Microbial lipases and their industrial applications: a comprehensive review ». Microb Cell Fact 19:169
25. CHEHMA A M. (1987). « contribution à la connaissance du dromadaire dans quelques aires de distribution en Algérie ». Thèse ingéniorat d'état en agronomie INA EI Harrach.
26. COIBION L., (2008), Acquisition des qualités organoleptiques de la viande bovine adaptation à la demande du consommateur. p 7-25.
27. CRAPLET C., (1966), La viande de bovins .Tome I .Ed Vignot frère, Paris p 7 486.
28. DAABOUZ, A., GAMOUH, A., KHEDID, K., CHAROF, R., QASMAOUI, A., & MENNANE, Z. (2010). «caracterisations physico-chimique et microbiologique de la viande hachée du dromadaire issue des regions de Casablanca, Rebat et Sale. Les technologies de laboratoire, 5(18).
29. DAWOOD, A. A., & Alkanhal, M. A. (1995). Nutrient composition of Najdi-camel meat. Meat science, 39(1), 71-78.
30. DELLALI A. (2012). « Activités lipolytiques chez les bactéries lactiques ». thèse de magister en biotechnologie, université d'Oran. 78p.
31. FAYE B. 1997. « Guide d'élevage du dromadaire » Libourne, SANOFI, p126.
32. FICKERS P., Destain J., Thonart P. (2008). Les lipases sont des hydrolases atypiques : Principales caractéristiques et application. Biotechnol. Agron. Soc. Environ. 12: 119-130
33. FOLCH, J., Lees, M., Stanley, G.H.S., (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues.J.Biol.Biochem.226, 497-509.
34. FRIEDWALD T.W., FREDRICKSON D.S., LEVY R.J.,(1972) LDL cholesterol estimation. Clin Chem. Vol. 18: 499-501
35. GARGOURI M., Akacha N.B., Kotti F. et Ben Rajeb I. (2008). « Voie de la lipoxygénase valorisation d huiles végétales et biosynthèse de saveurs». Biotechnol. Agron. Soc. Environ. 12:185-202.

36. GARGOURI Y., Julien R., Pieroni G., Verger R., Sarda L. (1984). « Studies on the inhibition of pancreatic and microbial lipases by soybean proteins». *Journal of lipid research*. 25: 1214-1221.
37. GODET S, (2008). « Isolement et caractérisation de trois gènes codant une lipase et deux estérases hypothétique chez la microalgue marine *Isochrysis galbana* (*Prymnesiophyceas*, *Haptophyta*) ». Thèse de doctorat présentée à l'université du Maine faculté des Science et Technique.
38. GRECH-ANGELINI S, (2007). "Effet de la déshydratation sur le métabolisme énergétique et sur l'état corporel du dromadaire *Camelus dromedarius*". Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2007, 121 p.
39. GUERRAND, D. (2017). « Lipases industrial applications: focus on food and agro industries». *OCL Oilseeds and fats crops and lipids*, 24(4), D403.
40. GUILLÉN, Isabel, et al. (1995). "The function of engrailed and the specification of *Drosophila* wing pattern. *Development*" , 121.10: 3447-3456.
41. GUILLÉN, M. D.; MANZANOS, M. J. (1996). Study of the components of a solid smoke flavouring preparation. *Food Chemistry*, , 55.3: 251-257.
42. HAMID REZA, Sadri, R., Masoudi, S., Kargar, R., KHEDMATI, K., et Haghghi, S. (2002). A single radial haemolysis technique for rapid diagnosis of goat pox diseases.
43. HAMMAN, M. A., Hidik, M. E., Sherif, I. & Yousif, M. (1962). *J. Arab. Vet. Med.Assoc.*, 22, 391.
44. HAREK D. (2008). «contribution à l'étude de la diversité génétique des populations camelines (genre *Camelus*) dans la région du Hoggar (sud algérien) » Thèse de magister en science agronomique option production animale INAEI Harrach. 140 p.
45. HASAN F., Ali Shah A. et Hameed A. (2006). «Industrial applications of microbial lipases». *Enzyme and Microbial Technology*. 39: 235-251).
46. JAEGER K E, Dijkstra B W et Reetz M T. (1999). Bacterial biocatalysts: molecular biology, threedimensional structures, and biotechnological applications of lipases. *Annu Rev Microbiol*, , 53: 315-351
47. JENSEN R.G., Rubano Galluzzo D. et Bush V.J. (1990). «Selectivity is an important characteristic of lipase (acylglycerol hydrolyses) ». *Biocatal*.3 :307-316.

48. JOUANY J.P., Dardillat C., Kayouli C., (1995). Microbial cell wall digestion in camelids. *Options Méditerranéennes, série B Etudes et recherches*, 13, 33-42.
49. JOUANY, J. P. (2000). La digestion chez les camélidés ; comparaison avec les ruminants *INRA Prod. Anim.* 13 : 165-176.
- KADA-RABAH M. (2016). « Etude comparative des caractéristiques physico-chimiques du lait collecté à partir de chamelles (*Camelus dromedarius*) conduites selon deux régions d'élevage (sud et nord) ». Mémoire de Master Université d'Abou Bekr Belkaid – Tlemcen.
50. K, I. T. & Mahgoub, O. (2006). Meat quality and composition of Longissimus thoracis from Arabian camel (*Camelus dromedaries*) and Omani beef: A comparative study. In First conference of the international society of camelids research and development (ISOCARD) (pp. 118). Al-Ain United Arab Emirates.
51. KAMOUN M. (1995). La viande de dromadaire : production, aspects qualitatifs et aptitudes à la transformation. In : Tisserand J.-L. (ed.). *Elevage et alimentation du dromadaire*. Zaragoza : CIHEAM, p. 105-130 (*Options Méditerranéennes : Série B. Etudes et Recherches*; n. 13).
52. KAMOUN M., (1993), La viande de dromadaire, production, aspects qualitatifs et aptitudes à la transformation .Ed CIHEAM option Méditerranéennes .p 17 ; 105 ,125.
53. KEIRSSE Julie, (2003) ., Spectroscopie infrarouge déportée: mise au point d'un biocapteur pour l'imagerie métabolique et la sécurité microbiologique. Thèse de doctorat. Université Rennes 1.
54. KILGOUR, O. F. G. (1986). *Mastering nutrition*. London: Macmillan. Education Ltd (pp. 299±305).
55. LASNAMI K (1986). « Le dromadaire en Algérie perspective d'avenir 19 ». Thèse de magister en science agronomique option production animale INA El Harrach.
56. LAWRENCE R.C., Fryer T. F. et Reiter B. (1967). Production and Characterization of Lipases from a Micrococcus and a Pseudomonad. *J. gen. Microbial.* 48: 401-418.
57. LINKO Y. Y. (1996). «An investigation of crude lipases for hydrolysis, esterification, and transesterification. *Enzyme and microbial Technology*». 19: 226-231.

58. LOUNI, M. (2015). « Contribution à l'étude de la consommation de l'huile d'olive au niveau de la wilaya de Tizi-Ouzou en zone urbaine (Tizi-Ouzou) et rurale (Tizi Rached) » (2012-2013) (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).
59. MEDJOUR A. (2014). « Etude comparative des caractéristique physico chimiques du lait collecté à partir des chamelles (*camelus dramadairius*) conduites selon deux systèmes d'élevage (extensif et semi-intensif) ». Thèse magister en biologie. Biochimie appliquée.87p.
60. MAROUF S, Aggoune W.(2017). « L'Optimisation de la production de lipases par *Aspergillus sp* ». mémoire de master en microbiologie. Université des Frères Mentouri Constantine . 51p.
61. MEIATTINI F.et al.,(1978) the 4 hydroxybenzoate/4 aminophenazonechromogenic system. Clinchem. Vol 24(12): 2161-2165.
62. NAITO H.K., (1984) High-density lipoprotein (HDL) cholestérol. Kaplan A et al. Clinchem the C.V. Mosby Co. St louis. Toronto. Princeto:1207-1213 and 437. Cité par fiche technique SPINREACT. Ref: 1001095.
63. NAJJAR, A. (2010). « Etude quantitative de la sécrétion de lipase. de la lipolyse et du stockage de lipides chez *Yarrowia lipolytica* lors de sa croissance en présence d'huile d'olive ». Thèse de doctorat : Microbiologie et biotechnologies : Université de la méditerranée (Aix Marseille II) 132p.
64. NAOUI N. (2013). « Caractérisation microbiologique et moléculaire de bactérie lactique isolées du lait cru de chamelle» Mém. magister,en microbiologie fondamentale et appliquée).
65. NASER, S., El-Bahay, G., et Moursy, A. W. (1965). Studies on camel meat. 1: The effect of age and sex on the component of camel meat. Journal of Arab Veterinary Medical Association, 25, 253-258.).
66. NASR, S., El Bahay, G. & Mursy, A. W. (1965). J. Arab Vet. Med. Assoc., 25, 253.
67. OLLIS, D.L., Cheah, E., Cygler, M., Dijkstra, B., Frolow, F., Franken, S.M., Harel, M.,Remington, S.J., Silman, I., Schrag, J. et al. (1992)The alpha/beta hydrolase fold.*Protein Eng*, 5, 197-211
68. OULAD BELKHEIR A., Bouziane A., Chehma A. Faye B. (2013). La filière viande cameline dans le Sahara septentrional Algérien, Revue des Bio ressources volume 3 n°2, 26-34, Université de Ouargla .

69. OULD AHMED M . (2009). « Caractérisation de la population des dromadaires (*Camelus dromedarius*) en Tunisie ». Thèse doctorat sciences agronomique. INAT UNV 7 Novembre Carthage . 172 p.
70. OULD, EL. HADJ. M., Bouzgag, B., Bouras, A., et Moussaoui, S. (2002). Etude comparative de quelques caractéristiques chimiques et physico-chimiques de la viande du dromadaire chez des individus du type « sahraoui » différents GES.
71. OZPINAR, A., FIRAT, A., AKIN, G. (1995). “The plasma cholesterol levels of ewes during prepartal and postpartal periods”. *Hayvancılık Aras, turma Derg*; 5: 32–34.
72. PHILIPPE M C. (1981). « Métabolisme des lipides dans le tissu adipeux chez le lapin » note de synthèse (Doctoral dissertation).
73. RAACHI, C, CHEHMA, A, et EL HADJ, M. O., (2008). « Etude physicochimique (pH) et composition microbienne du jus de rumen du dromadaire dans son milieu naturel ». *Livestock Research for Rural Development*, 20, 11.
74. RADJADJ L, OUBELLIL S.(2014). « evaluation physico-chimique de quelque produits alimentaires commercialisés ».Mém. de master, Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzo, 47p.
75. RAMET J. P. (2003) : Aptitude à la conservation et à la transformation fromagère du lait de chamelle. Actes de l'Atelier International sur : "Lait de chamelle pour l'Afrique", 5-8 novembre, Niamey, Niger.
76. REIS P., Holmberg K., Watzke H., Leser M.E. & Miller R. (2008). Lipases at interfaces: A review. *Advances in colloid and interface science*
77. RIHANI A. (2012). « Screening de microorganismes producteurs de lipases: application dans la biodécontamination de surface » thèse de magister En Microbiologie, Option Bioprocédés. Université de Annaba-Badji Mokhtar 57 p.
78. SAHANI KM, Khan IM, Chandan RC. (1975). Bovine Pancreatic Lipase: Isolation, Homogeneity, and Characterization. *J Dairy Sci*, 59(3):369-375.
79. SHRM R., Chisti Y. et Banerjee U. C. (2001). « Production, purification, characterization, application of lipases». *Biotechnology advances*. 19: 627-662.
80. SNEDECOR G. W. & Cochran, W. G. (1980). *Statistical Methods*, 7th edn, Iowa State University Press.

81. SOUILEM O, Brhouli K. (2009). « Physiological Particularities of Dromedary (Camelus dromedarius) and Experimental Implications». Scand. J. Lab. Anim. Sci. 36, 19-29.
82. TOUATI S. (2017). « Caractéristiques physicochimiques et sensorielles de la viande cameline : Aspect comparatif avec la viande bovine ». mémoire de master en Agronomie Option Technologie des Industries Agro alimentaires.66p.
83. VERGER R. (1985). Les enzymes lipolytiques. In Mouranche A. & Costes C. Hydrolases et dépolymérases. Enzymes d'intérêt industriel. Paris, Edition : Gauthier Villars. 313-329.
84. WARDEH M.F. (1989). « ARABIAN CAMELS; origin, breeds and husbandry».
85. WILSON R.T., (1984): The camel. Ed. Longman, London.
86. WINKELR F. K., Darcy A. et Hunziker W. (1990). «Structure of human pancreatic lipase». Nature. 343: 771-774.
87. YAGIL R. (1985): The Desert camel ; comparative physiological adaptation. Ed KARGER, 109-120.
88. YAGIL R., (1986): The camel: self-sufficiency in animal protein in drought stricken areas. World Animal Rev., 57, 2–10.
89. YAGIL R. (1982). Camels and camel milk. FAO Animal Production and Health. Publications Division, Food and Agriculture Organization of the United Nations. Via delle Terme di Caracalla, 00100 Rome, Italie (No. 26).

Annexes

Annexes

Annexe 01 : (Dosage des lipides totaux par la méthode de FOLCH 1957)

❖ **Mode opératoire**

- Peser 5g de viande de chaque échantillon.
- Ajouter 60 ml de réactif de Folch (2V:1V) et mélanger avec l'ultra thurax ou un broyeur MSE pendant 3 min.
- Filtrer le mélange grâce au verre fritté de porosité 1.
- Ajouter le chlorure de sodium à 0,73% ; où un volume de chlorure de sodium pour quatre volume de filtrat.
- Mettre la solution dans une ampoule à décanter pendant deux heures environ jusqu'à saturation c'est-à-dire lors de l'apparition du ménisque.
- Ouvrir le robinet de l'ampoule et récupérer la phase inférieure jusqu'à l'arrivée du ménisque au niveau du robinet dans le ballon dont son poids a été déjà pesé ou identifié auparavant.
- Filtrer la phase inférieure avec le sulfate de sodium pour l'absorption de l'eau.
- Rincer la phase supérieure avec 50 ml de mélange à 20% de chlorure de sodium à 0,58% et 80% de méthanol et chloroforme afin d'extraire le reliquat des lipides restants.
- Filtrer la phase inférieure.
- Mettre la solution dans une étuve pour l'évaporation du chloroforme.
- Déterminer le poids net par pesée.

❖ **Expression des résultats**

La teneur des lipides totaux est exprimée comme suit :

Dont :

$$\text{Pourcentage en matières grasses} = (P2 - P1) / P_e \times 100.$$

- **P2** : poids du ballon contenant les lipides.
- **P1** : poids du ballon vide.
- **Pe** : prise d'essai.

Annexe (02) : (Détermination de la matière sèche)

❖ **Mode opératoire :**

- Identifier et peser les creusets en porcelaine.
- Peser l'aliquote de 2 à 3 g de chaque prélèvement effectué.
- Faire pénétrer les aliquotes dans l'étuve (100 à 105°C) ou dans le four (70 à 75°C) pendant 24h.
- Peser les aliquotes après dessiccation.
- Déduire la teneur en matière sèche de la viande par équation.

❖ **Expression des résultats :**

La teneur en matière sèche est déduite par pesée après extraction de l'échantillon sec c'est-à-dire :

$$\%S.T = (\text{masse de ST} / \text{masse de l'échantillon}) \times 100$$

Dont :

- **S.T** : solides totaux ou matière sèche.

Annexe (03) : (Mesure de cendres)

❖ **Mode opératoire :**

- Identifier et peser les creusets en porcelaine.
- Prendre une prise d'essai de 2 à 3 g par pesée de chaque échantillon.
- Mettre les prises d'essai dans le four à 550°C jusqu'à apparition des cendres et disparition de la matière organique.
- Peser les prises d'essai sorties du four.
- Déterminer la teneur en cendre.

❖ **Expression des résultats :**

Le calcul de la matière minérale s'effectue comme suit :

$$\% \text{ cendres totales} = (M2 - M0 / M1 - M2) \times 100.$$

Dont :

- **M0** : Masse du creuset vide (en gramme).
- **M1** : Masse totale du creuset contenant la prise d'essai (en gramme).
- **M2** : Masse totale du creuset et les minéraux brutes (en gramme).

Annexe (04) : (Détermination de l'humidité)

❖ Mode opératoire :

La teneur en eau est déterminée par déshydratation. On place des échantillons de 2g, dans des creusets en porcelaine puis laissés déshydrater pendant 24 heures dans une étuve à $105^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$.

Après le refroidissement des récipients dans le dessiccateur pendant 45 minutes, la matière sèche restante est alors pesée par différence avec la masse initiale, la quantité d'eau évaporée est ainsi déduite.

La teneur en eau ou en matière sèche des échantillons sont exprimée en g/100g de tissu.

❖ Expression des résultats :

La matière sèche (M.S) de l'échantillon est calculée par l'expression suivante :

$$\text{MS (\%)} = (\text{Masse(MS) (g)} / \text{Masse (d'échantillon) (g)}) \cdot 100$$

Le pourcentage de la teneur en eau est calculé en appliquant le modèle mathématique suivant :

$$\text{Teneur en eau (g/100g d'échantillon)} = 100 - \text{MS(\%)}$$

Annexe (05) : (Dilution de l'acide linoléique)

La dilution d'huile d'olive (HO) et l'acide linoléique se fait par la méthode suivante :

1. On mettait 2ml de HO + 2 ml de solution tampon phosphate dans une tube c'est la solution mère.
2. On mettait 2ml de tampon phosphate + 2ml de la solution mère dans une autre tube c'est la solution filleAinsi de suite avec les autres tubes.

Annexe (06) :

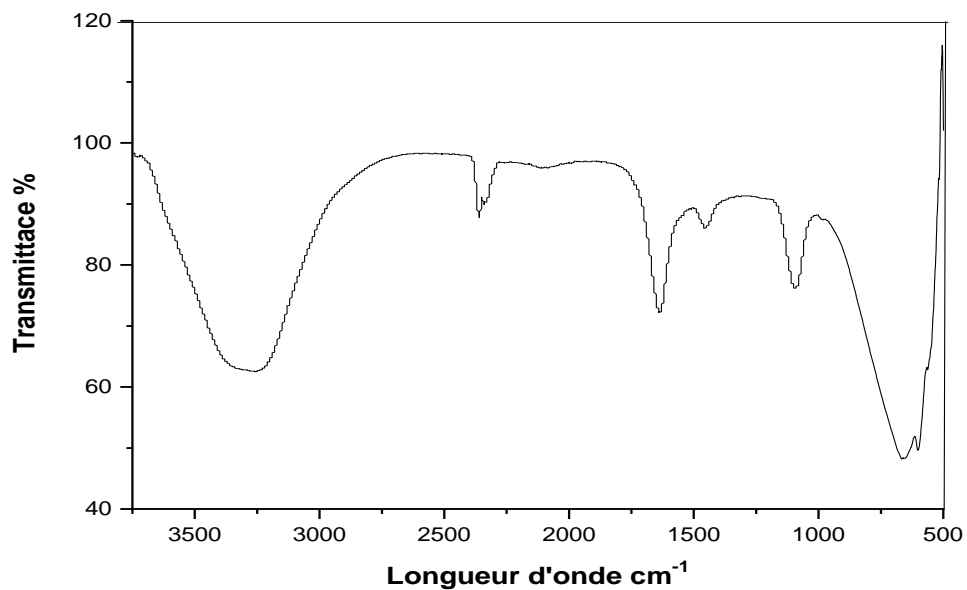


Figure (01) : Spectre de l'extrait lipasique de la caillette

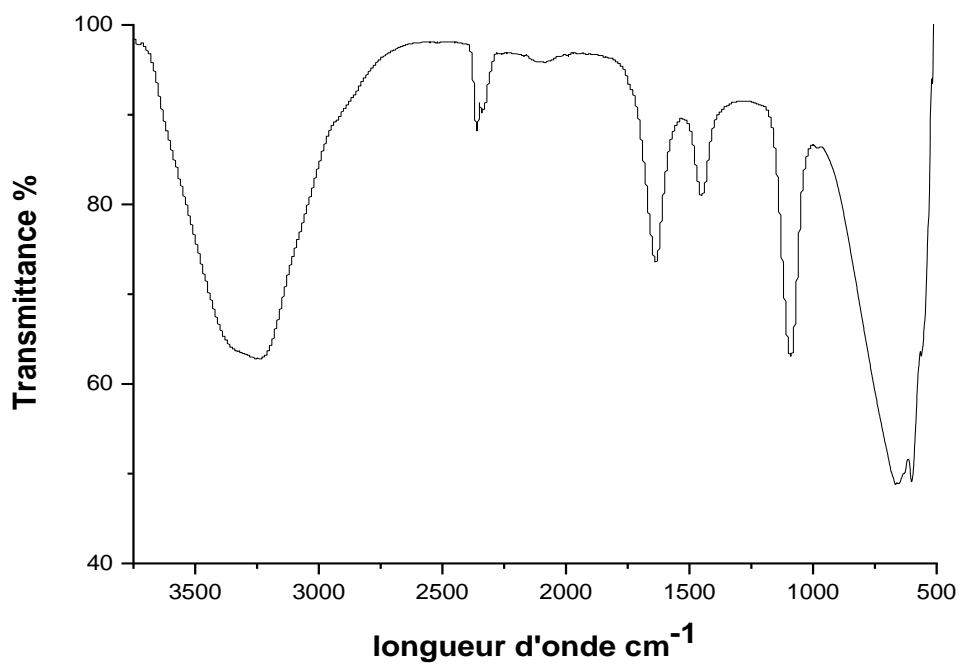


Figure (02) : Spectre de l'extrait lipasique de la graisse

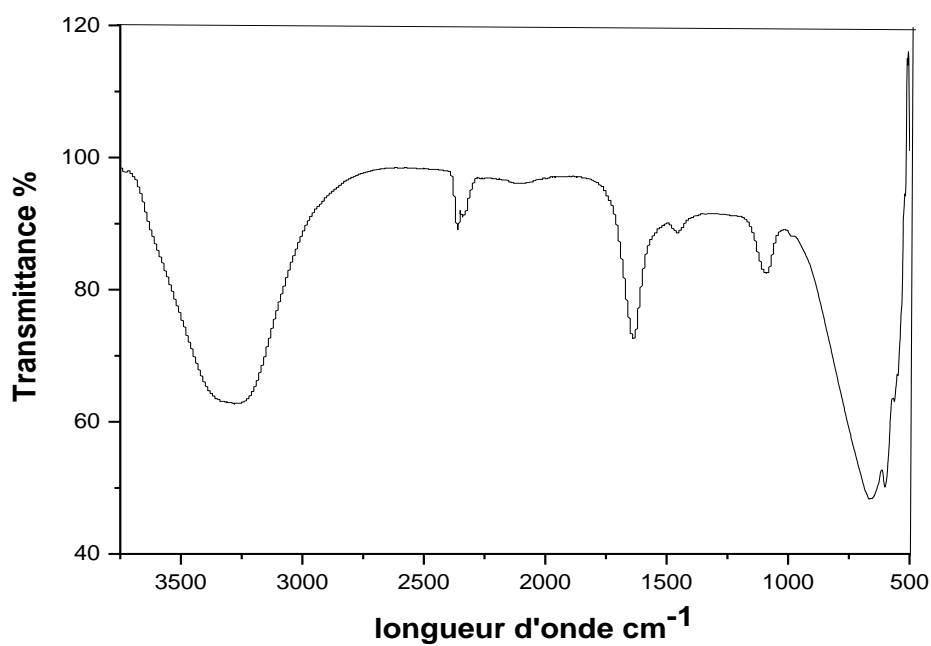


Figure (03) : Spectre de l'extrait lipasique de la panse

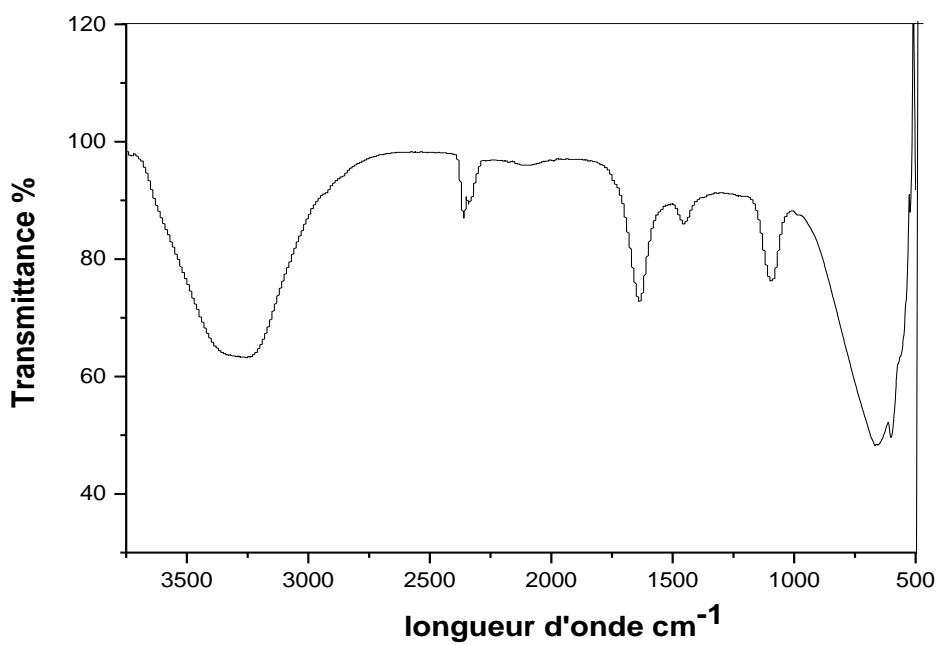


Figure (04) : Spectre de l'extrait lipasique du pancréas