

Extraction et caractérisation physico-chimique de l'huile de graines de Moringa oleifera

Présenté par :
Mr Louni Sofiane
Directeur de thèse MAMmouche A. Professeur
27/09/2009

Soutenu devant le jury composé de : Président de jury M^r. Bellal M.M Professeur Co-Directeur de thèse M^r Mekimene.L. Chargé de cours Examineurs : M^r Guermouche M.H. Professeur M^r Bousslama .M Chargé de cours

Table des matières

REMERCIEMENTS . .	5
Dédicace . .	7
RESUME . .	8
SUMMARY . .	9
ص غ لم . .	10
Liste des abréviations . .	11
Introduction générale . .	13
Partie I : Rappels bibliographiques . .	15
Chapitre I : L'huile de graines de <i>Moringa oleifera</i> . .	15
I.1. Historique . .	15
I.2. Botanique de la plante . .	15
I.3. Noms vernaculaires de <i>Moringa oleifera</i> . .	18
I.4. Ecologie de la plante . .	19
I.5. Production et culture de <i>Moringa oleifera</i> . .	19
I.6. Répartition géographique de la plante (Annexe 1) . .	19
I.7. Rendements . .	19
I.8. Essais d'introduction en Algérie . .	19
I.9. Utilisations du <i>Moringa oleifera</i> (Annexe 5) . .	21
I. 10. L'huile de <i>Moringa oleifera</i> . .	22
I.11. Production d'huile . .	24
Chapitre II Généralités sur les corps gras . .	28
II.1. Introduction et historique . .	28
II.2. Généralités sur la matière grasse . .	28
Chapitre III : Technologie de production des corps gras . .	47
III.1. Technologie de fabrication des huiles (Annexe 6) . .	47
Partie II : Matériel et méthodes . .	56
I. Extraction de l'huile de <i>Moringa oleifera</i> . .	56
I.1. Matériel végétal . .	56
I.2. Procédés d'extraction . .	56
II. Composition biochimique de la graine . .	58
II.1. Teneur en eau et en matières volatiles (NFT 03 903 AVRIL 1966) . .	58
II.2. Teneur en cendres (NF V 03-922) . .	59
II.3. La teneur en protéines brutes (NF V 18-100) . .	59
II.4. Teneur en fibres . .	60
II.5. Teneur en hydrates de carbones totaux . .	60
III. Paramètres physico-chimiques . .	60
III.1. Paramètres physiques . .	60
III.2. Paramètres chimiques . .	61
IV. Analyse de la composition chimique de l'huile . .	64
IV.1. Extraction des phosphatides. . .	64

IV.2. Extraction de l'insaponifiable ((Norme française T60 205) . .	64
IV.3. Détermination du profil en acides gras . .	66
IV.4. Le profil en triglycérides . .	67
IV.5. Dosage des tocophérols par HPLC . .	67
IV.6. Identification et analyse quantitative des stérols par CPG/FID . .	69
IV.7. Séparation et quantification des pigments chlorophylliens et du bêta carotène par HPLC . .	70
Partie III :Résultats et discussions . .	72
I. La composition biochimique de la graine . .	72
II. Extraction et rendements en huile . .	73
II.1. Effets du solvant . .	73
II.2. Effets de la méthode d'extraction . .	74
III. Propriétés physico-chimiques de l'huile de <i>Moringa oleifera</i> . .	74
III.1. Propriétés physiques . .	75
III.2. Propriétés chimiques . .	76
IV. Analyse de la composition chimique de l'huile de <i>Moringa oleifera</i> . .	77
IV.1. La teneur en phosphatides . .	77
IV.2. La teneur en insaponifiables . .	77
IV.3. Le fractionnement de l'insaponifiable . .	78
IV.4. Le profil en acides gras . .	78
IV.5. Le profil en triglycérides . .	82
IV.6. Dosage des tocophérols par HPLC . .	83
IV.7. Identification et analyse quantitative de la fraction stérolique par CPG . .	86
IV.8. Dosage du beta carotène et des pigments chlorophylliens (a et b) par HPLC . .	89
Conclusion générale et perspectives . .	90
Références bibliographiques . .	93
Annexes . .	103
ANNEXE 1: Répartition de la culture Moringa dans le monde . .	103
ANNEXE 2 :Caractéristiques écologiques des sites d'introduction du Moringa en Algérie . .	103
ANNEXE 3 :Comportement des semis en pépinière dans les différents sites d'introduction . .	104
ANNEXE 4 :Comportement des semis en plein champ dans les différents sites d'introduction . .	105
ANNEXE 5 :Utilisations des différents organes de Moringa . .	106
ANNEXE 6 :Schéma général de la production des corps gras à partir des graines oléagineuses . .	107
ANNEXE 7 : Les opérations élémentaires du raffinage chimique et leurs effets sur les constituants mineurs et les contaminants . .	107

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, qu'il me soit permis de remercier tous ceux qui d'une manière ou d'une autre, de près ou de loin, y ont contribué. Je tiens à exprimer ma reconnaissance et mes remerciements, en particulier, à

Monsieur AMMOUCHE .A, professeur à l'Ecole Nationale supérieure Agronomique (E.N.S.A) d'El- Harrach (Alger), qui m'a dirigé et conseillé tout au long de l'élaboration de cette étude, pour sa bonne volonté et sa patience ainsi que pour la confiance qu'il m'a témoigné.

Monsieur MEKIMENE L. chargé de cours à l'Ecole Nationale supérieure Agronomique (E.N.S.A) d'El- Harrach (Alger), pour avoir accepté la codirection de ce travail.

Monsieur BELLAL M.M. professeur à l'Ecole Nationale supérieure Agronomique (E.N.S.A) d'El- Harrach (Alger), qui m'a fait l'honneur de présider le jury, et ainsi d'apprécier et juger de la qualité du travail effectué.

Monsieur GUERMOUCHE M.H. professeur à l'institut de chimie de l'U.S.T.H.B, qui n'a jamais ménagé ni son temps ni ses efforts pour me prodiguer ses conseils, ses orientations avisées, et qui a bien voulu faire partie du jury et d'examiner ce travail.

Monsieur BOUSLAMA M. chargé de cours à l'Ecole Nationale supérieure Agronomique (E.N.S.A) d'El- Harrach (Alger), pour m'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail.

Madame ABDELATIF K. représentante de l'Institut National de Recherche Forestière (I.N.R.F) pour avoir accepté notre invitation à participer au jury.

Je souhaite remercier très chaleureusement :

Monsieur NEDJAH, Directeur de l'Institut National de Recherche Forestière (I.N.R.F) pour m'avoir fourni la matière première.

Madame ABDELATIF K. représentante de l'Institut National de Recherche Forestière (I.N.R.F) pour avoir pour m'avoir fourni le matériel végétal.

Monsieur LAHFAIR, Sous Directeur à la Direction Générale des Forêts, qui a contribué grandement à la réalisation de ce travail.

Madame KAFI, Sous Directrice au C.R.D de Saidal d'El Harrach pour son accueil au sein de son laboratoire, mais surtout pour la confiance qu'elle m'a accordée. Je remercie, aussi, tout le personnel du dit laboratoire, pour leur disponibilité et leur soutien indéfectible tout au long de mes travaux.

Monsieur ZEKRI, Sous Directeur à la Sous Direction de la Police Scientifique de Château Neuf et l'ensemble du personnel du laboratoire de Chimie Légale dont j'ai beaucoup apprécié l'aide et l'efficacité qu'ils m'ont apportées.

Monsieur BADJA -HADJ -AHMEDAY. Professeur de Chimie à l'U.S.T.H.B, qui tout en m'accueillant dans son laboratoire d'analyse organique fonctionnelle de la Faculté de Chimie, m'a facilité le travail entrepris.

Madame GOUGAM H. maître assistante, à la Faculté des Sciences de l'Ingénieur de l'Université M'hamed Bougara de Boumerdès (U.M.B.B), pour m'avoir aidé à réaliser mes analyses au sein du laboratoire « Revêtement, matériaux et environnement ».

Madame METICHE, chargée de la formation à COGRAL ex E.N.C.G, pour les moyens mis à ma disposition. J'adresse mes remerciements, aussi, à KARIM, ingénieur en chimie au laboratoire d'analyse central de COGRAL. Sans eux, ce travail n'aurait pas pu être mené à terme. Je leur serais très reconnaissant pour m'avoir gracieusement fourni les efforts nécessaires.

Monsieur AMRANE, Directeur du Centre Algérien du Contrôle de la Qualité et de l'emballage (CACQUE) pour m'avoir aidé à effectué certaines analyses.

Madame BOUROUIS, chef de service au laboratoire d'analyse fine au niveau du (CACQUE), de m'avoir réservé un bon accueil au sien de son laboratoire.

Mes vif remerciement vont également à :

Mohamed, Mebrouk, Mina, Nadia, Fatima, Baya du laboratoire de technologie alimentaire, ainsi que Madame SADOU, technicienne au Département de Zootechnie

Je ne saurai oublier toutes les personnes qui m'ont apporté une aide morale et technique durant ce travail en particulier mes collègues et amis Mohamed Amine, Nabil, Rachid, Safia, Chafia, Soumia

Enfin, mes pensées se tournent vers Amel, ma femme. L'aide, la confiance et la compréhension dont elle a fait preuve tout au long de cette période, ont été pour moi un soutien indispensable.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail : A mes très chers parents, auxquels je dois tout mon respect et que je ne remercierais jamais assez pour leurs sacrifice, encouragement, soutien moral et matériel, pour mener à bien mes études. A mes deux chers frères Ramdane et Djamel ainsi qu'à mon unique sœur Farida qui m'a tant aidé. A mon épouse qui m'a aidé et soutenu, qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde reconnaissance. A mes belles sœurs Clélia et Anca A mes nièces Sandra, Lydia, Agnès, Solène et à mon neveu Lino Farès. A toute ma famille A mes amis Nabil et Mohamed Amine A tous ceux que je connaisse, j'estime et j'aime.

RESUME

L'objectif de cette étude est l'extraction et la caractérisation physico-chimique de l'huile de graine de *Moringa oleifera* introduite en Algérie pour une contribution à une meilleure appréciation de l'huile importée de Tanzanie.

Notre travail porte sur :

- Caractérisation de la composition biochimique de la graine ;
- Extraction de l'huile de graine de *Moringa oleifera*, en utilisant trois méthodes différentes (presse hydraulique, ultrasons, Soxhlet en utilisant différents solvants purs et binaires dans ce dernier cas) ;
- Détermination des caractéristiques physico-chimiques de chaque échantillon de l'huile et comparaison des résultats ;
- Détermination des constituants mineurs de l'huile (cires, phosphatides, fraction insaponifiable) ;
- Fractionnement de l'insaponifiable par chromatographie sur colonne et détermination de la teneur en hydrocarbures, stérols totaux) ;
- Analyse du profil en acides gras de l'huile par CPG/FID ;
- Analyse du profil en triglycérides de l'huile par HPLC ;
- Analyse de la composition en tocophérols de l'huile par HPLC ;
- Identification et analyse de la fraction stérolique par CPG/FID ;
- Dosage du β - carotène et des pigments chlorophylliens *a* et *b* par HPLC ;

Mots clés : *Moringa oleifera*, extraction ; solvant, presse, huile, caractéristiques physico chimiques, stérols, tocophérols, acides gras, insaponifiable, chromatographie, CPG, HPLC

SUMMARY

The aim of this study is the extraction and the physicochemical characterization of the seed oil of *Moringa oleifera* introduced in Algeria for a contribution to a better appreciation of the imported oil of Tanzania.

This work concerns:

- Characterization of the biochemical composition of seed;
- Extraction of the seed oil of *Moringa oleifera*, by using three different methods (hydraulic press, ultrasounds, Soxhlet by using various pure and binary solvents in this last case);
- Determination of the physicochemical characteristics of each sample of oil and comparison of the results;
- Determination of the minor components of oil (waxes, phosphatides, unsaponifiable fraction);
- Fractionation of the insaponifiable by chromatography on column and determination of the content of hydrocarbons, sterols total);
- Analyze profile in fatty acids of oil by CPG/FID;
- Analyze triglyceride profile of oil by HPLC;
- Analyze composition out of tocopherols of oil by HPLC;
- Identification and analyzes sterolic fraction by CPG/FID;
- Proportioning of the β - caroten and the chlorophyllian pigments *A* and *B* by HPLC;

Key words: *Moringa oleifera* chemical extraction, solvent, press, oil, physico characteristics, stérols, tocophérols, fatty acids, unsaponifiable, chromatography, CPG, HPLC

ص خ لم

الهدف من هذه الدراسة:

استخلاص و تحديد الخواص الفيزيوكيميائية لزيت المورينغا المزروعة في الجزائر للمساهمة لتقدير أفضل للزيت المستورد من تونزانية. بتركز محتوى هذا العمل على:

- تحديد المكونات الليبوكيميائية للبدور.
- استخلاص زيت المورينغا باستعمال ثلاث طرق مختلفة (معصرة ، فوق الصوتية، سوكسلي، و باستعمال أيضا عدة مذيبات) (أحادية أو ثنائية).
- تحديد الخواص الفيزيوكيميائية لكل عينة من الزيت و مقارنة النتائج.
- تحديد المكونات الثنائية للزيت (الفوسفات الدسمة، الجينة المنصبة).
- تجزئة المكونات المنصبة بواسطة كروماتوغرافية و تحديد قيم المحروقات، ستيرول الكلية.
- تحليل المحتوى من الأحماض الدسمة الموجودة في الزيت عن طريق كروماتوغرافية الغازية.
- تحليل المحتوى من الغليسريدات الثلاثية للزيت عن طريق كروماتوغرافية المائية.
- تحليل المحتوى من الطوكوفيرول للزيت عن طريق كروماتوغرافية المائية.
- كشف و تحليل الجينة الستيرولية للزيت عن طريق كروماتوغرافية الغازية.
- لتقدير المحتوى من بيناكارونان و الأصبغة البخضورية (أ، و ب) عن طريق كروماتوغرافية المائية.

الكلمات المفتاحية: مورينغا أليفيرا، استخلاص، موزيب، معصرة، زيت، الخواص الفيزيوكيميائية، أحماض دسمة، غليسريدات ثلاثية، مكونات منصبة، طوكوفيرول، ستيرول، بيناكارونان، البخضور، كروماتوغرافية غازية و مائية.

Liste des abréviations

- AG : Acides Gras.
- AGS : Acides Gras Saturés.
- AGI : Acides Gras Insaturés.
- AGMI : Acides Gras Monoinsaturés.
- AGPI : Acides Gras Polyinsaturés.
- AGT : Acides Gras Trans
- AA : Acide Arachidonique
- ALA :_ **Acide** Alpha Linolénique
- AET : Apports énergétiques totaux
- ADN : Acide désoxyribonucléique
- ARNm : Acide ribonucléique messenger
- AVED : Ataxie avec déficience isolée en vitamine
- AFNOR :_ [association française de normalisation](#)
- BHA : butyl hydroxy anisol
- BHT : butyl hydroxy toluene
- BSTFA : N, O-Bis(trimethylsilyl)trifluoroacetamide
- CC :_ **chromatographie** sur colonne
- Cox : Cyclo oxygénase
- CCM :_ **Chromatographie sur couche mince**
- CM : Chylomicrons
- CD36 : Cluster of Differentiation 36
- D : Densité.
- DHA : acide docosahexaénoïque
- DO : Densité Optique
- EPA : acide eicosapentaénoïque
- FID : Détecteur à Ionisation de Flamme
- GC : Chromatographie Phase Gaz.
- GC /FID : Chromatographie Phase Gaz/Détecteur à Ionisation de Flamme.
- H : Humidité.
- HDL : [Lipoprotéine](#) de haute densité
- HPLC : Chromatographie Liquide à Haute Pression.
- HMDS : Hexamethyldisilazane
- Is : Indice de Saponification.
- Ii : Indice d'Iode.
- Ip : Indice de Peroxyde.
- Ia : Indice d'Acide.
- IUPAC : Union internationale de chimie pure et appliquée

- ISO: Organisation internationale de normalisation
- LA : Acide linoléique
- Lox : Lipoxygénase
- LDL: Lipoprotéine de basse densité
- MG : Matière Grasse.
- MS : Matière Sèche.
- mg : milligrammes
- ml : millilitres.
- nm : nanomètre.
- η (st) : Viscosité Cinématique
- PKC : Protéine kinase C
- PP2A : Protéines phosphatases 2A
- PGI₂ : Prostaglandine I₂
- ppm : Partie par million
- SR-A : récepteur « Scavenger » A
- TG : Triglycérides
- α -TTP : *alpha -Tocophérol Transfer Protein*
- TMS : Trimethylsilyl
- TMCS: Trimethylchlorosilane
- tr : Temps de Rétention
- UI : **Unité** internationale
- μ l : microlitre
- μ g : microgramme
- VLDL : [Lipoprotéine de très basse densité](#)

Introduction générale

Les lipides font partie des éléments essentiels de notre alimentation. Ils regroupent les huiles et les graisses d'origine animale et végétale. Ils représentent la source d'énergie la plus importante pour l'organisme avec des besoins qui peuvent atteindre 40% de l'énergie totale.

Il a été démontré que la consommation des huiles ou des corps gras industriels est en fonction directe avec le développement démographique **(François, 1974)**.

Toutefois l'Algérie depuis 1983 occupe une place importante parmi les pays importateurs. C'est en effet en tant que gros acheteurs d'huile brute, de soja, de tournesol et de colza qu'elle intervient sur le marché mondial. Cependant c'est l'huile de tournesol qui domine. Elle affiche une tendance à la hausse, contrariée en 2002 par une forte progression de l'huile de colza, devenue la deuxième huile sur le marché. Les autres huiles importantes sont celles de palme (en progression) et d'olive, l'huile de soja est minoritaire. **(Benassi, Labonne, 2004)**.

Historiquement, les équilibres ont varié : le colza avait une forte position jusqu'au début des années 1990 ; il a alors régressé au profit du soja, durant la période de monopole de l'Entreprise Nationale des Corps Gras. Le mouvement s'est à nouveau inversé avec la disparition de ce monopole en 1999, le colza devançant le soja depuis lors.

En Algérie la consommation des matières grasses en particulier des huiles de table augmente considérablement et malgré les importations ; la satisfaction des besoins devient de plus en plus difficile. Cet aspect quantitatif de la demande en huiles de table, a de ce fait masqué le côté nutritionnel de ces composés. En outre cette situation a mis notre pays sous la dépendance totale de l'étranger, et mobilise chaque année une part importante de ses ressources en devises.

La valeur nutritive d'une huile végétale, repose sur son apport en acides gras essentiels et en vitamines. Les recherches scientifiques (biochimie, physiologie, médecine clinique et épidémiologie) effectuées ces dernières décennies, viennent reconforter les attributs de santé des huiles mono insaturées et leurs propriétés thérapeutiques dans la prévention des maladies cardiovasculaires, ainsi qu'une meilleure tenue et une stabilité à la cuisson. Ces huiles sont représentées surtout par des huiles de type oléique, exemple ; huile d'olive, huile de *Moringa oleifera*.

L'Algérie, à l'instar des autres pays du bassin méditerranéen, possède d'importantes ressources oléicoles peu valorisées jusqu'ici et qui font face à une érosion génétique. D'autre part la production de l'huile d'olive couvre à peine les besoins en Algérie et le pays reste fortement dépendant des importations pour alimenter le marché.

Le *Moringa oleifera* est une plante originaire de l'Inde mais très répandue à travers le monde et notamment dans les pays tropicaux et subtropicaux. C'est un arbre résistant à la sécheresse, pratiquement facile à multiplier et à croissance rapide.

Le *Moringa oleifera* est un arbre aux multiples vertus médicinales, nutritionnelles et industrielles (huile, source de protéines, aliment pour bétail, bois de chauffage, utilisations médicinales).

Les feuilles, les fleurs, les fruits et les racines du *Moringa oleifera* sont consommés en tant que légumes (**Morton ; 1991, Ramachadran et al. 1980, Sengupta et Gupta 1970**) et s'avèrent être une source non négligeable de protéines et de minéraux. Cependant, c'est pour ses graines que le *Moringa oleifera* est le plus apprécié.

Les graines de *Moringa* présentent une forte teneur en huile jusqu'à (40 %). Cette huile est de type oléique (jusqu'à 76 % d'acide oléique) (**Anwar et Bangher ,2003**) et elle est très riche en Vitamine E (alpha tocophérol) qui est un antioxydant très puissant . Ainsi, le *Moringa* peut représenter une source alternative pour l'huile de table notamment à l'huile d'olive.

De plus les graines du *Moringa* contiennent un flocculant efficace pour un large spectre d'impuretés et qui peut être utilisé pour la clarification et la purification des eaux usées.

En raison de ces nombreuses applications qui lui ont valu le surnom « d'arbre miracle » ou arbre à usages multiples, le *Moringa* suscite un intérêt grandissant d'où des essais d'introduction à titre expérimental à partir de semences en provenance de Dar el Salem (Tanzanie) ont été réalisés dans de nombreuses stations à travers l'Algérie (Bainem, Zeralda, Mostaganem, Jijel, Biskra, Adrar et Tamanrasset). Cependant ces essais d'introduction ne concernent que certaines études du comportement sous différentes conditions écologiques ainsi que d'autres études phénologiques et pomologiques tandis qu'aucune étude concrète sur la caractérisation physico chimique de l'huile de graines de *Moringa oleifera* cultivé en Algérie n'a été menée.

Ainsi notre étude se veut donc une contribution à une meilleure appréciation de l'huile des graines de *Moringa oleifera* cultivé en Algérie. Ce travail comprend les points suivants :

- Eude biochimique de la graine de *Moringa oleifera*.
- Extraction de l'huile de graines de *Moringa oleifera*.
- Caractéristiques physicochimiques de l'huile de graines de *Moringa oleifera*.
- Etude du profil en acides gras et en triglycérides de l'huile.
- Extraction et fractionnement de l'insaponifiable.
- Etudes des composés mineurs de la fraction insaponifiable (tocophérols, stérols, caroténoïdes).

Partie I : Rappels bibliographiques

Chapitre I : L'huile de graines de *Moringa oleifera*

I.1. Historique

Moringa oleifera Lam. (Synonyme: *Moringa pterigosprema* Gaertner) appartient à une famille monogénique d'arbres et arbustes : les Moringacées comprenant 14 espèces dont le *Moringa oleifera* est l'espèce la plus connue et la plus utilisée. Cet arbre ressemble aux Capparidacées et aux Papilionacées.

Il semble être originaire des régions d'Agra et de Oudh, au nord-est de l'Inde, au sud de la chaîne de montagne de l'Himalaya.

Moringa oleifera est mentionné dans le « Shushruta Sanhita », écrit au début du premier siècle avant J-C, sous le nom de « Shigon ». Mais il semble que la culture de cet arbre en Inde ait en fait été établie il y a plusieurs milliers d'années.

Les arbres du genre *Moringa* sont connus et utilisés depuis l'antiquité par les Romains, les Grecs et les Egyptiens. Ces derniers cultivaient *Moringa peregrina* à des fins médicinales pour extraire l'huile contenue dans les graines.

Le *Moringa* a été introduit en Afrique de l'Est au début du 20ème siècle. Cet arbre est maintenant autochtone dans de nombreux pays d'Afrique (Soudan, Tanzanie, Kenya, Afrique du sud, Ethiopie)

Le *Moringa oleifera* est appelé, en Inde, l'arbre miracle et en anglais on le connaît sous le nom de Horseradish tree découlant du goût d'un condiment préparé à partir de ces racines, ou encore appelé drumstick tree (découlant de la forme de ces gousses) ou bien neverdie (qui ne meurt jamais). Au Soudan, il est connu sous le nom de Shagara al Rauwaq qui signifie l'arbre purificateur.

I.2. Botanique de la plante

Moringa est un arbre pérenne, à croissance rapide, qui peut atteindre 7 à 12 mètres de hauteur et dont le tronc mesure 20 à 40 cm de diamètre.

Tronc

Le tronc est généralement droit, mais il est parfois très peu développé. En général, il atteint 1,5 à 2 mètres de haut avant de se ramifier, bien qu'il puisse parfois atteindre les 3 mètres.

Branches

Les branches poussent de manière désorganisée et la canopée est en forme de parasol.

Feuilles

Les feuilles, alternes et bi ou tripennées, se développent principalement dans la partie terminale des branches. Elles mesurent 20 à 70 cm de long, sont recouvertes d'un duvet gris

lorsqu'elles sont jeunes, ont un long pétiole avec 8 à 10 paires de pennes composées chacune de deux paires de folioles opposés, plus un à l'apex, ovales ou en forme d'ellipse, et mesurant 1 à 2 cm de long.

Fleurs

Les fleurs mesurent 2,5 cm de large et se présentent sous forme de panicules axillaires et tombants de 10 à 25 cm. Elles sont généralement abondantes et dégagent une odeur agréable. Elles sont blanches ou couleur crème, avec des points jaunes à la base. Les sépales, au nombre de cinq, sont symétriques et lancéolés. Les cinq pétales sont minces et spatulés, symétriques à l'exception du pétale inférieur, et entourent cinq étamines.

Fruits

Les fruits forment des gousses à trois lobes, mesurant 20 à 60 cm de long, qui pendent des branches. Lorsqu'ils sont secs, ils s'ouvrent en trois parties. Chaque gousse contient entre 12 et 35 graines.

Graines

Les graines sont rondes, avec une coque marron semi-perméable. La coque présente trois ailes blanches qui s'étendent de la base au sommet à 120 degrés d'intervalle. Un arbre peut produire 15000 à 25000 graines par an. Une graine pèse en moyenne 0,3 g et la coque représente 25% du poids de la graine (**Makkar et Becker, 1997**). Les caractéristiques physiques des gousses et des graines sont présentées dans le tableau 1.

I.2.1. Classification botanique

Règne [Plantae](#)

Sous-règne [Tracheobionta](#)

Division [Magnoliophyta](#)

Classe [Magnoliopsida](#)

Sous-classe [Dilleniidae](#)

Ordre [Capparales](#)

Famille [Moringaceae](#)

Genre [Moringa](#)

Espèce ***Moringa oleifera***



Figure 1: Arbre de Moringa oleifera



Figure 2 : Feuilles de Moringa oleifera



Figure 3 : Fleurs de *Moringa oleifera*



Figure 4 : Graines de *Moringa oleifera*

I.3. Noms vernaculaires de *Moringa oleifera*

Anglais		Drumstick tree, Horseradish tree, Mother's Best Friend, Radish tree, West Indian ben
Français		Bèn ailé, Benzolive, Moringa
Arabe		Ruwag, Alim, Halim, Shagara al ruwag

I.4. Ecologie de la plante

Les limites écologiques de *Moringa Oleifera* sont rapportées dans le **tableau 1**

Tableau 1: Limites écologiques de *M. oleifera*

Caractéristiques	Conditions acceptables	Conditions optimales
Altitude	0 – 1500 m	100 – 700 mètres
Température moyenne annuelle	8°C – 45°C	22°C – 25 °C
Précipitations	100 – 1500 mm	700 - 900 mm
Types de sols	Tous sauf les vertisols	Les sols sablonneux ou limoneux bien drainés
PH du sol	4.5 et 8	Neutres à légèrement acide

I.5. Production et culture de *Moringa oleifera*

Le Moringa peut être planté par semis et/ou par repiquage, en plein champ ou par bouture. Il peut être cultivé d'une façon extensive pour la production des graines (semence ou production d'huile) ou d'une façon intensive irriguée pour une production optimale des feuilles avec une récolte toutes les six semaines.

I.6. Répartition géographique de la plante (Annexe 1)

Les fruits et les graines très appréciés de *M. oleifera* ont facilité, au cours du dernier siècle, sa dispersion rapide à partir de son aire d'origine dans les régions subhimalayennes du nord de l'Inde et plus particulièrement dans l'Uttar Pradesh, vers de nombreuses régions tropicales ou maintenant il est disséminé et cultivé dans le reste du monde et s'est naturalisé dans de nombreux pays africains.

I.7. Rendements

Au Niger, la production de feuilles est surtout élevée pendant la saison des pluies : pour une parcelle de 1000 m², les rendements sont de 13-14 sacs par récolte, ce qui équivaut à environ 27 sacs de 600 Kg par mois.

Pendant la saison sèche, les rendements mensuels tombent à 2-4 sacs au cours des mois frais, et à 10-15 sacs pendant les mois chauds si l'on arrose. Cela équivaut à une production annuelle de 27 t / ha de feuilles fraîches. En Tanzanie, le rendement en graines d'un arbre de 4 ans est d'environ 3,3 Kg. En Inde, un bon arbre produit 1000 fruits.

I.8. Essais d'introduction en Algérie

Le Moringa suscite actuellement un intérêt certain en raison de ses nombreuses applications qui ont valu le surnom de « l'arbre à multiples usages » ou « arbre miracle » pour certains.

De ce fait, un essai d'introduction a été réalisé à titre expérimental à partir de semences en provenance de Dar el Salem (Tanzanie).

I.8. 1. Dispositif expérimental :

Un protocole expérimental a été élaboré suivant un dispositif en blocs complets avec des parcelles subdivisées en double split spot. Le dispositif comporte deux modalités de traitements :

- Semis direct en plein champ.
- Plantation après élevage en pépinière.

Les Sites d'introduction du *Moringa* en Algérie sont indiqués dans (**Annexe 2**)

I.8. 2.Résultats préliminaires

I.8. 2.1.Test de germination

Le test a révélé une hétérogénéité dans les taux de germination qui est dûe probablement à l'origine de la provenance, la date de récolte et la mauvaise conservation de la semence. En outre, il est à noter, d'une manière générale, que les graines de *Moringa Oleiferane* présentent pas de problèmes de dormance profonde et pas d'inhibition tégumentaire. Il en résulte que la germination de ces graines dans les sites retenus ne devrait pas poser de problèmes si les conditions de température et d'humidité sont réunies.

I.8. 2.2.Comportements du *Moringa* en plein champ et en pépinière :

- Comportements des semis en pépinière

Les résultats obtenus, en pépinière, montrent que le taux moyen de levée dépasse les 40% (**Annexe 3**) . Les températures minimales relativement basses pour le premier trimestre ne permettent pas une germination et une levée de graines rapide.

Par contre, en pépinière, sous serre, la durée de levée est plus courte. Par ailleurs, les semis effectués au début du mois de mars, et à la fin du mois de février présentent une levée plus rapide (température plus clémente et luminosité plus favorable).

- Comportements des semis en plein champ

Les résultats, en plein champ, sont très hétérogènes (**Annexe 4**). Il a été observé que les taux les plus élevés ont été obtenus à Adrar (90%), Tamanrasset (98%), Jijel (71%) et à Skikda (83%) alors qu'à Biskra et Zeralda le taux de levée obtenu est nul. Il semblerait que ces résultats ont été conditionnés par trois principaux facteurs : la période de semis (température au sol), la nature du sol (texture) et l'apport en eau (irrigation).

- Le déprédateur du *Moringa* sur les sites d'introduction

Contrairement à d'autres pays où le *Moringa* est cultivé et ne compte pas beaucoup d'ennemis, les observations faites par l'équipe d'entomologie de l'INRF sur les différents

sites d'introduction ont montré que cette espèce a été attaquée par plusieurs insectes et champignons nuisibles (oïdium).

I.8. 3.Conclusion

Il ressort des données actuelles obtenues, dans les essais, que probablement, la culture de l'espèce *Moringa oleifera* par semis direct dans les climats sub tropicaux et tropicaux (Niger – Tanzanie) n'est pas aisée en zone méditerranéenne. Cependant, le passage en pépinière permet d'améliorer la culture de *Moringa oleifera*.

Les expérimentations en cours liées à l'étude de la phénologie de l'espèce ou à d'autres aspects, doivent être entamées ou poursuivies pour appréhender l'ensemble des paramètres permettant la réussite du *Moringa oleifera* en Algérie.

I.9. Utilisations du *Moringa oleifera* (Annexe 5)

Moringa oleifera présente plusieurs qualités qui lui confèrent des utilisations pharmaceutiques, nutritionnelles et industrielles. Toutes les parties de l'arbre peuvent être employées par une multitude de moyens.

I.9. 1.Utilisations alimentaires du *Moringa oleifera*

- Les feuilles

Des analyses nutritionnelles ont montré que les feuilles de *Moringa oleifera* sont plus riches en vitamine, minéraux et en protéines que la plupart des légumes.

- Les graines et le fruit

Les jeunes fruits se mangent comme légume. La gousse entière peut être préparée cuite et mangée en tant qu'haricots verts. Les graines doivent d'abord être bouillies et elles ont le goût des cacahuètes.

- Les fleurs

Les fleurs qui doivent être cuites sont consommées soit mélangées avec d'autres aliments et se sont révélées riches en potassium et en calcium.

- Les racines

L'une des plus courants noms vernaculaires de Moringa est Horseradish tree. This arose from the use of the root by Europeans in India as a substitute for horse- radish. Cela résulte de l'utilisation de la racine comme condiment avec un goût piquant.

I.9. 2.Utilisations médicinales du *Moringa oleifera*

- Les feuilles

Plusieurs composés bioactifs ont été isolés dans les feuilles de Moringa comme les glucosinolates, les thio carbamates et les carbamates ainsi que d'autres groupes nitriles. Ces

composés sont responsables de plusieurs effets bénéfiques comme : hypotensifs (**Guevara, 1999**), hypolipidémiques et antiathérosclérotiques (**Chumark, 2008**) hypoglycémisants (**Kar, 2003**), antifongiques (**Chuang, 2007**), régulation du statut de la thyroïde (**Tahiliani et Karu, 1999**).

La graine

Plusieurs composés bioactifs isolés à partir de la graine comme les glucosinolates et les isothiocyanates, hémagglutinines (**Katre, 2008**) possèdent des effets anticancéreux, antibiotiques, anti-inflammatoires et agglutinogènes.

- Les racines

L'action des racines est principalement antiseptique, anti inflammatoire (**Sashidhara, 2009**), sédative, cardiotonique, potentialisateur de certains médicaments analgésiques et antidépresseurs (**Gupta et al, 1999**). Ces actions sont dues principalement à la présence d'alcaloïdes comme la Moringine, la Moringinine, ainsi qu'un puissant fongicide et bactéricide la Ptérygospermine ou encore l'Anthonine et la Spirochine.

I.9. 3.Utilisation industrielle du *Moringa oleifera*

- Traitement des eaux

Les graines de *Moringa oleifera* contiennent 30 à 42 % d'huile comestible. Il est possible d'extraire l'huile pour la vendre et le tourteau obtenu comme sous-produit, lors de l'extraction de l'huile, est très riche en protéines et certaines de ces protéines (environ 1 %) peuvent être utilisées comme source de flocculant pour la clarification et le traitement de l'eau.

I. 10.L'huile de *Moringa oleifera*

I. 10. 1. Composition biochimique de la graine de *Moringa oleifera*

La Composition biochimique de la graine de *Moringa oleifera* est donnée dans le **tableau 2**.

Tableau 2: Composition biochimique de l'huile de graine de *Moringa oleifera*

Composition biochimique de la graine	Littérature			
	Duke et Atchley (1984)	Makkar et Backer(1997)	Anwar et Bangher (2003)	Abdulkarim et al (2005)
Humidité (%)	4.1	-	5.7	7.9
Cendre (%)	3.2	3.8	6.6	6.5
Protéine (%)	38.4	36.7	29.36	38.3
Matière grasse (%)	34.7	41.7	40.39	30.8
Fibre (%)	3.5	4.8	7.20	4.5
Sucres totaux (%)	17.1	17.8	-	16.5

I. 10 .2. Le rendement en huile

L'huile de *Moringa oleifera* est connue mondialement sous le nom d'huile de Ben. Le rendement en huile de graines est de 40 %. Les rendements en huile de graines de *Moringa oleifera* sont indiqués dans le **tableau 3**.

I. 10.3. Caractéristiques de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

I. 10.3.1.Caractéristiques physico-chimiques

Chaque huile a ses propres indices physico-chimiques qui la caractérisent par rapport aux autres huiles (**Wolf, 1968**). Le **tableau 5** donne les constantes physico-chimiques de l'huile de graines de *Moringa oleifera*.

I. 10.3.2.Composition chimique de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Selon **Corbett (2003)**, l'huile de graines de *Moringa oleifera* est de type oléique avec une teneur élevée en acide oléique. Cette caractéristique peut être fortement souhaitable particulièrement avec la tendance courante de remplacer les huiles végétales polyinsaturées par celles qui renferment des taux élevés d'acides gras mono insaturés qui sont très stables même dans des applications comme les fritures (**Warner et al, 1997**).

L'huile de Moringa contient tous les acides gras principaux trouvés dans l'huile d'olive et peut donc être employée comme produit de substitution de cette dernière.

En outre, l'huile de graines de *Moringa oleifera* contient de l'acide béhénique C : 22 : 0 (5 à 6 %), de faibles quantités d'acide gadoléique C 20 : 1 et de l'acide lignocérique C24 : 0, ainsi que des traces d'acide érucique C 22 : 1 et d'acide cérotique C26 : 0.

La composition en acides gras de l'huile de graine de *Moringa oleifera*, ainsi, est donnée dans le **tableau 6**

Le profil en triglycérides est donné dans le **tableau 4**. Il est représenté en grande partie par la trioléine avec une valeur de 36,7%.

Le profil en stérols de l'huile de graines de *Moringa oleifera* indique que les fractions les plus dominantes sont le sitostérol, stigmastérol campestérol et avénasterol. La seule ressemblance à l'huile d'olive est dans le β -sitostérol dont il est le plus dominant. Les valeurs sont données dans le **tableau 7**

L'huile de Moringa est riche en tocophérols, vitamine liposoluble et antioxydant naturel très puissant. Les valeurs sont données dans le **tableau 8**

I. 10. 3.3. Caractéristiques sensorielles de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

L'huile produite est de couleur jaune pâle tandis que l'utilisation du nez électronique extérieur d'onde acoustique (SCIE) donne une saveur d'huile de graines de *Moringa oleifera*

comparable à celle d'huile d'arachide, suggérant que les deux échantillons d'huiles ont une saveur semblable.

I. 10.4. Utilisations de l'huile de *Moringa oleifera*

· Utilisation alimentaire de l'huile

C'est une très bonne huile alimentaire et appréciée comme huile d'assaisonnement dans les salades, dans beaucoup de pays. Elle est également utilisée dans les fritures, en raison de sa grande stabilité à l'oxydation et dans la fabrication des margarines soit à l'état fluide, soit après durcissement par hydrogénation (**Corbette, 2003**).

· Utilisation non alimentaire de l'huile

- L'huile s'est avérée particulièrement efficace dans la fabrication de savons produisant une mousse stable avec l'efficacité de lavage élevée.
- Grâce à sa capacité à absorber et à retenir les substances volatiles, elle est également intéressante dans l'industrie des parfums pour stabiliser les senteurs.
- En Inde, l'huile de graines est appliquée extérieurement pour soulager la douleur et le gonflement en cas de goutte ou rhumatisme et les maladies de la peau.

- L'huile de Ben est employée pour l'hystérie, le scorbut, les problèmes de prostate et de vessie. Elle est considérée comme un tonique et un purgatif.
- Elle est utilisée comme lubrifiant dans la machinerie fine, comme l'horlogerie, pour sa faible tendance à se détériorer et devenir rance et collante.

I.11. Production d'huile

La technologie de production d'huile nécessite tout d'abord la production de graines, puis leur transport et leur stockage (à court terme), leur décorticage (étape facultative), leur emballage, et enfin la phase de pression et de nettoyage de l'huile (par filtration ou sédimentation).

Il apparaît clairement que, dans ce processus, le coût majeur est lié à la production des graines. D'après les estimations, le coût de production des graines pour des arbres de *Moringa* âgés de deux ans (produisant en moyenne 1000 kg/ha) se situe autour de 0,3 \$/kg. Pour des arbres à maturité (à partir de quatre ans), produisant environ 3000 kg/ha, les coûts de production devraient pouvoir être abaissés à 0,15 à 0,08 \$/kg.

Type d'extraction	Soxhlet								Enzymatique	Presse		
Solvant	Hexane					Chloroforme/Méthanol						
Littérature	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Anwar et Bangher (2003)	Anwar et Rashid (2007)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Abdulkarim et al (2005)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)
Rendement en huile (%)	35.3	35.7	38.3	40.39	34.80	39.5	31.2	41.4	32.6	26.3	25.8	25.1

Tableau 3: Rendements en huile de graines de *Moringa oleifera*

Mono insaturés	Composition relative (%)
PPO	1.3
PPL	1.5
PSO	2.0
POB	2.1
Autres	13.9
Polyinsaturés	Composition relative (%)
OOL	0.5
OOLn	0.8
POL	5.0
OOO	36.7
POO+SOL	12.4
OOGa	4.1
SOO	11.4
OLA	0.6
OOA	7.7

Tableau 4: Composition en triglycerides de l'huile de graines *Moringa Oleifera* (Abdulkarim et al , 2005)

Type d'extraction	Soxhlet								Presse		
Solvant	Hexane					Chloroforme/méthanol					
Littérature	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Anwar et Bangher (2003)	Anwar et Rashid (2007)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)
Densité à 20 ° C	0.8882	0.8809	0.909	0.9057	0.9032	0.9152	0.9182	0.911	0.9016	0.9037	0.899
Indice de Réfraction à 20° C	1.4598	1.4549	1.457	1.4608	1.4571	1.4589	1.4581	1.459	1.4598	1.4591	1.460
Acidité %	0.82	0.85	1.12	0.4	0.81	0.98	0.91	1.39	1.20	1.01	1.94
Indice d'iode g/100 g d'huile)	65.74	66.83	65.58	69.45	68.63	65.59	66.66	65.46	65.83	66.81	65.73
Indice de saponification (mg de KOH /g d'huile)	184.70	178.11	188.36	186.67	181.4	186.70	176.23	186.32	188.70	179.80	199.32
Indice de peroxyde méq d'O ₂ /kg d'huile		1.80		0.59	1.27		0.94			0.36	

Tableau 5 : Indices physico chimiques de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Type d'extraction	Soxhlet								Presse		
Solvant	Hexane					Chloroforme/méthanol					
Littérature	Anwar et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Anwar et Bangher (2003)	Anwar et Rashid (2007)	Anwar et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Anwar et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)
Acide caprylique (C8 :0)	0.02	0.03	0.03	–	–	0.02	0.02	0.03	0.03	0.03	0.03
Acide myristique (C 14 :0)	0.10	0.11	0.13	–	–	0.10	0.11	0.13	0.10	0.11	0.13
Acide palmitique (C 16 :0)	5.51	6.04	6.46	6.50	6.45	5.51	5.81	6.36	5.40	5.73	6.36
Acide palmitoléique (C16 :1)	1.21	1.57	1.45	1.00	0.97	1.21	1.54	1.45	1.09	1.42	1.49
Acide margarique (C 17 :0)	0.04	0.09	0.08	–	–	0.04	0.09	0.08	0.04	0.09	0.08
Acide stéarique (C18 :0)	5.86	4.14	5.88	5.67	5.50	5.82	4.00	5.74	5.80	3.83	5.74
Acide oléique (C 18 :1) ω 9	67.79	73.60	71.21	76.00	73.22	67.80	73.91	71.22	67.65	75.39	71.22
Acide linoléique (C 18 :2) ω 6	0.71	0.73	0.65	1.29	1.27	0.69	0.71	0.66	0.69	0.72	0.66
Acide linoléique (C 18 :3) ω 3	0.21	0.22	0.18	–	0.30	0.19	0.20	0.17	0.20	0.20	0.17
Acide arachidonique (C 20 :0)	3.78	2.76	3.62	3.00	4.08	3.77	2.70	3.60	3.72	2.52	3.60
Acide gadoléique (C 20 :1)	2.60	2.40	2.22	1.20	1.68	2.61	2.46	2.25	2.64	2.54	2.25
Acide behénique (C 22 :0)	6.81	6.73	6.41	5.00	6.16	6.78	6.38	6.28	6.74	5.83	6.28
Acide érucique (C22 :1)	0.11	0.14	0.12	–	–	0.11	0.14	0.12	0.12	0.15	0.12
Acide cérotique (C26 :0)	0.98	1.08	1.18	–	–	0.96	1.06	1.23	0.90	0.96	1.23

Tableau 6: Composition en acides gras de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Type d'extraction	Soxhlet								Presse		
Solvant	Hexane					Chloroforme/méthanol					
Littérature	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Anwar et Bangher (2003)	Anwar et Rashid (2007)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)
Campestérol	23.83	15.13	15.29	16.00	17.95	23.34	14.12	14.60	23.68	14.03	15.81
Sigmasérol	17.03	16.87	23.06	19.00	18.80	16.49	16.78	22.50	17.40	17.27	23.10
β -Sitosérol	47.07	50.07	43.65	46.65	46.16	47.10	50.00	44.05	46.73	49.19	45.58
Δ^5 -Avenasérol	2.94	8.84	11.61	10.70	9.26	1.15	11.41	10.43	2.87	12.79	8.46

Tableau 7 : Composition en stérols exprimée en % des stérols totaux de l'huile de graines *Moringa oleifera*

Type d'extraction	Soxhlet								Presse		
Solvant	Hexane					Chloroforme/méthanol					
Littérature	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Anwar et Bangher (2003)	Anwar et Rashid (2007)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)	Tsaknis et al (1998)	Tsaknis et al (1999)	Lalas et Tsaknis (2002)
α -Tocophérol mg/kg	131.03	98.82	15.38	134.42	140.50	166.81	105.02	2.42	226.9	101.46	5.06
γ -Tocophérol mg/kg	70.43	27.90	4.47	93.70	63.18	68.11	33.45	5.52	71.47	39.54	25.40
δ -Tocophérol mg/kg	53.98	71.16	15.51	48	61.70	54.44	77.60	12.67	216.57	75.67	3.55

Tableau 8 : Composition en tocophérols de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Chapitre II Généralités sur les corps gras

II.1.Introduction et historique

L'intérêt que porte l'homme aux matières grasses remonte à une époque bien lointaine de l'histoire et leur utilisation ne date pas d'aujourd'hui.

Depuis l'antiquité, l'homme a toujours montré son intérêt pour les corps gras (lipides) et on a trouvé la description de l'emploi des huiles et de graisses dans toutes les littératures antiques. Ainsi, au travers des textes les plus anciens, les égyptiens et les romains savaient isoler les huiles et les graisses et utilisaient des moulins, des presses et des filtres à huile. Les phéniciens, 600 ans avant notre ère, savaient déjà fabriquer du savon et l'homme préhistorique savait s'éclairer en brûlant les graisses.

C'est Eugène Chevreul en 1813 qui va progresser dans la connaissance des corps gras d'une façon décisive, notamment sur la réaction de saponification et publia en 1823 le traité « recherche chimique sur les corps gras » et apporta un éclairage nouveau sur la constitution des savons, la formation des acides et la formation de la glycérine.

Un siècle plus tard, de nombreux travaux consacrés aux corps gras vont faire rapidement progresser la connaissance sur la structure chimique, et à la fin du XIX siècle, on peut dire que l'essentiel sur la constitution, la structure des corps gras est connue.

II.2. Généralités sur la matière grasse

II.2.1. Définition

On entend par corps gras diverses matières fluides ou solides plus au moins colorées, onctueuses, inflammables, peu ou pas du tout solubles dans l'eau et dans l'alcool mais solubles dans des solvants tels que l'hexane, l'éther, le chloroforme et le benzène. Les corps gras naturels sont essentiellement constitués par des glycérides, des acides gras et du glycérol et ils renferment en outre en faible quantité des phospholipides, de stérols, des alcools, des vitamines, des pigments et des hydrocarbures désignés dans leur ensemble sous le nom de constituants non glycéridiques ou constituants mineurs (François, 1974).

II.2.2. Origine des corps gras

Les corps gras proviennent essentiellement de deux origines à savoir une origine animale, végétale.

a. Les corps gras d'origine animale

Nous distinguerons les corps gras d'origine animale selon leur consistance.

Les huiles, les graisses (saindoux), les suifs.

b. Les corps gras d'origine végétale

Les sources principales et les plus abondantes des corps gras d'origine végétale sont constituées par les fruits des plantes oléifères appartenant aux phanérogames, bien qu'on trouve également de faibles quantités de matières grasses dans les cryptogames. Les corps gras se rencontrent principalement dans les graines, ils y sont contenus dans la partie qui donne naissance aux cotylédons. Tel est le cas des graines de colza et de lin par exemple ; quelque fois, on trouve dans la pulpe qui entoure les noyaux de certains fruits ; c'est le cas de l'olive.

II.2.3. Classification des lipides

Si les matières grasses constituent une catégorie variée de substances, elles peuvent en gros être divisées selon plusieurs critères de classification :

- Classification selon l'origine (végétale, animale).
- Classification selon le traitement des denrées alimentaires : dans ce cas, on distingue les graisses visibles et les graisses invisibles.
- Classification selon la polarité : Dans ce cas, on distingue les corps gras neutres et les corps gras amphiphiles.
- Classification selon la fonction biologique du corps gras.
- Classification selon leurs produits d'hydrolyse.

Suivant leurs produits d'hydrolyse et la structure de leur squelette carboné, les lipides se divisent en :

- Lipides simples
- Lipides complexes

A/ Lipides simples

Ils ne donnent par hydrolyse, que des alcools et des acides gras.

Ce sont des esters d'acides gras et d'alcools et ne contiennent dans leurs molécules que du carbone, de l'hydrogène et de l'oxygène (C.H.O) (**Luisot, 1969**). On distingue :

- **Les glycérides**

Ce sont des esters d'acides gras et de glycérol.

- **Les cérides**

Ce sont des esters d'acides gras et d'alcools gras (alcool à chaîne aliphatique à nombre élevé de carbone (**Luisot, 1969**)).

- **Les stérides**

Dans ce cas, l'alcool est un stérol.

B/ Lipides complexes

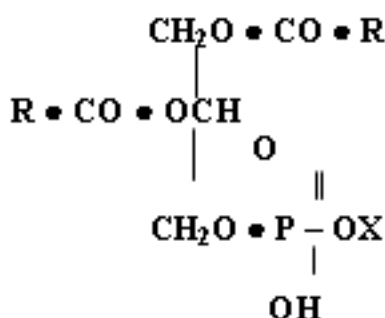
Donnent par hydrolyse, en plus des alcools et des acides gras, plusieurs composés : acide phosphorique, choline, sucre et autres. On distingue :

- **Les phospholipides**

L'une des fonctions alcool du glycérol est estérifiée par l'acide phosphorique lequel peut s'unir à divers composés azotés (choline, sérine, éthanolamine...), où a des dérivés proches des sucres (inositol).

- Les glycolipides :

L'une des fonctions alcool du glycérol, est combinée à un sucre (**Guignard, 1979**). On distingue dans cette classe le groupe des cébrosides.



X : Représente la choline, l'éthanolamine, la sérine, l'inositol, le glycérol.

Figure 5: Diagramme des phospholipides.

II.2.4. Propriétés physico chimiques des corps gras

- Insolubilité dans l'eau (constituants hydrophobes) et solubilité dans les solvants organiques tels que le benzène, éther de pétrole, hexane, chloroforme ou l'acétone.
- Le point de fusion des lipides est fonction des acides gras qui le composent ; il augmente avec la longueur de la chaîne hydrocarbonée et diminue avec le nombre de doubles liaisons et le nombre de carbone.
- Ils ont une consistance grasse ou huileuse d'où le nom de corps gras.
- En fonction de leur comportement vis-à-vis de l'eau, les lipides se divisent en lipides non polaires et polaires.

II.2.5. Composition des corps gras

Les corps gras sont majoritairement composés de triglycérides (95 à 98%) et de constituants mineurs regroupant les acides gras libres, les phospholipides et les insaponifiables parmi lesquels les tocophérols et les stérols sont les plus représentés (**François, 1974**).

II.2.5.1. Les triglycérides

Un triglycéride est un complexe constitué d'une molécule de glycérol HOCH₂-CHOH-CH₂OH, estérifiée par trois molécules d'acides gras semblables ou différentes R-COOH. (**KARLESKIND, 1992**) de formule générale :

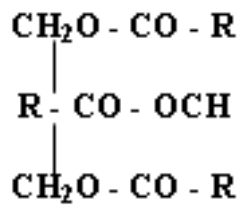


Figure 6: Structure d'un triglycéride

II.2.5.1.1. Rôles des triglycérides dans l'organisme

Ce sont des graisses de réserve, constituant un stock d'énergie à long terme, dans lequel l'organisme peut puiser en fonction des besoins. Ces réserves sont consommées préférentiellement lors des efforts physiques, ou pour lutter contre le froid, elles sont également une source d'éléments nutritifs essentiels (**Anonyme ,1981**).

II.2.5.2. Les acides gras

II.2.5.2.1. Définition

Les composés essentiels des lipides sont les acides gras. Par définition, les acides gras sont des acides aliphatiques supérieurs, généralement non ramifiés à une seule fonction acide.

La chaîne aliphatique peut être saturée, insaturée, cyclique ou porteuse de fonctions autres que la fonction acide (essentiellement cétone ou alcool).

La nomenclature générale des acides gras utilise la représentation suivante: $\text{C}_n : x (n-y)$ Où : n : représente le nombre d'atomes de carbone de l'acide gras.

x : représente le nombre de doubles liaisons $\text{C} = \text{C}$ dans la chaîne.

y : position de la double liaison à partir du groupement méthylique.

II.2.5.2.2. Principaux constituants

On peut classer les acides gras en trois grands groupes qui diffèrent entre eux par la longueur de la chaîne carbonée consécutive et par le type de liaisons (simples ou doubles) entre les atomes de carbone de cette chaîne.

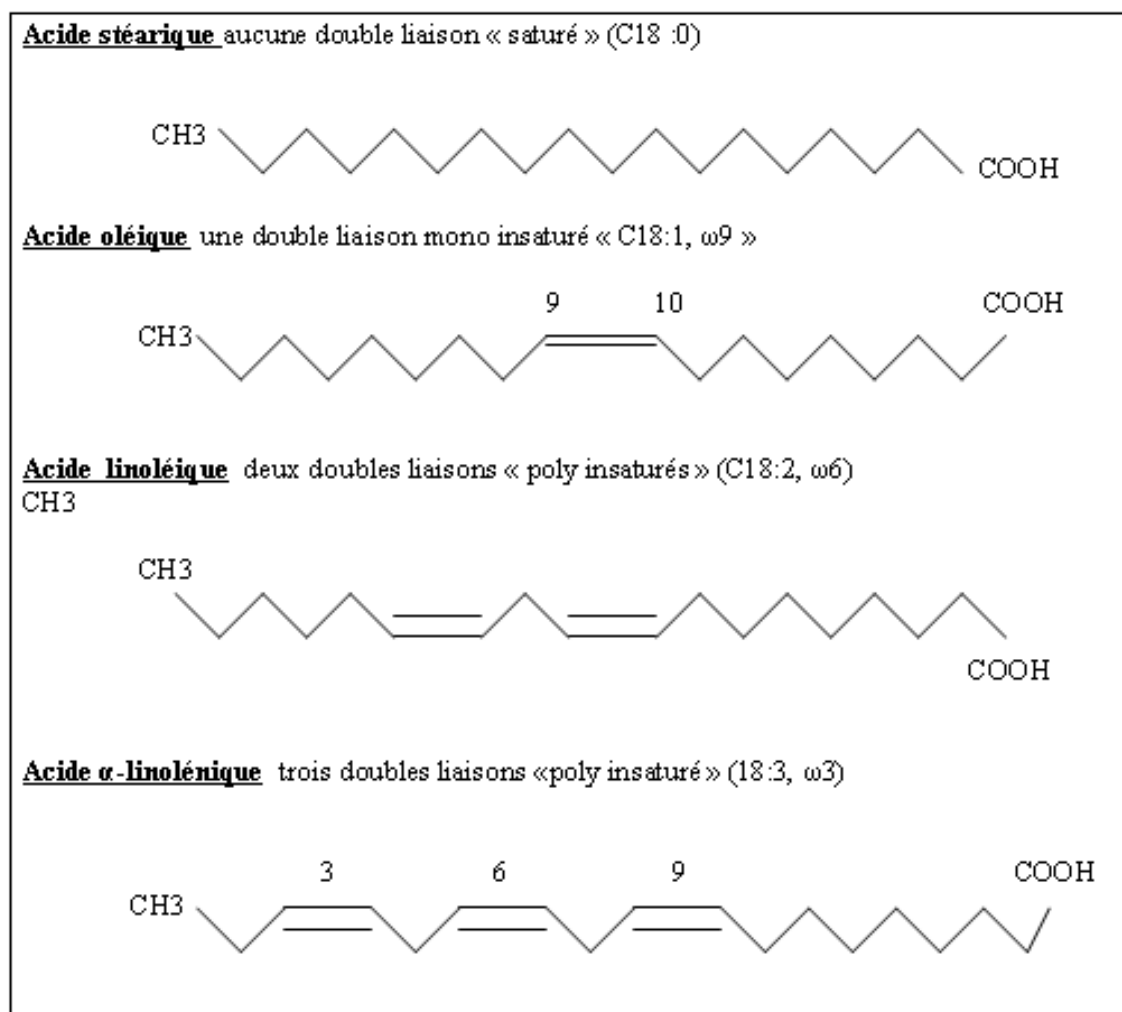


Figure 7 : Configuration des acides gras saturés et des trois différentes séries d'acides gras insaturés. (Viola, 1997).

II.2.5.2.2.1. Les acides gras saturés

Ils sont caractérisés par l'absence de doubles liaisons. Les acides gras les plus répandus dans la nature sont l'acide palmitique (C16 :0), l'acide stéarique (C18 :0) et en second lieu l'acide myristique (C14 :0) et ils ont comme formule générale, $\text{CH}_3-(\text{CH}_2)_n-\text{COOH}$. (Weil, 1995). On les rencontre essentiellement dans les corps gras animaux (beurre, crème fraîche) ; et plus ils sont présents dans un corps gras, plus celui-ci est de consistance solide.

II.2.5.2.2.1.1. Rôle et action des acides gras saturés dans l'organisme

Outre le rôle énergétique des acides gras saturés dans la cellule animale, les acides gras saturés sont difficilement digestibles et constituent un facteur de risque pour la santé, car ils sont des agents des maladies cardio-vasculaires.

II.2.5.2.2.2. Les acides gras insaturés

Ce sont les acides gras possédant dans leur structure une ou plusieurs doubles liaisons ; sont liquides à l'état naturel et peuvent être mono insaturés ou polyinsaturés.

La présence d'une ou plusieurs doubles liaisons dans ces acides gras leur confère certaines propriétés :

- Une réactivité chimique plus grande (oxydation).
- L'existence possible d'une isomérisation Cis / trans.

Selon le nombre d'insaturations sur la chaîne, les acides gras insaturés peuvent être divisés en acides gras mono insaturés et acides gras poly insaturés.

II.2.5.2.2.2.1. Les acides gras mono insaturés

Ils sont caractérisés par la présence d'une seule double liaison sur la chaîne carbonée. Ces acides gras sont synthétisés par les organismes vivants et l'acide le plus représentatif de cette famille est l'acide oléique C18 : 1 (n-9). On les trouve aussi bien dans le monde animal que végétal : viande, poisson, et fruits oléagineux.

II.2.5.2.2.2.1.1. Effets des acides gras mono insaturés sur l'organisme

L'impact de ces acides gras mono insaturés est principalement étudié dans le cadre des maladies cardiovasculaires, de la régulation des LDL plasmatiques, de leur contenu en cholestérol et de leur oxydabilité (**Bourre et al, 2000**).

Les régimes riches en acides gras mono insaturés d'origine végétale entraînent une baisse du cholestérol LDL sans abaissement du cholestérol HDL ; il en résulte une augmentation du rapport cholestérol HDL /cholestérol LDL, ainsi ils contribuent positivement dans la prévention des maladies cardiovasculaires.

II.2.5.2.2.2.2. Les acides gras polyinsaturés

Les acides gras polyinsaturés sont caractérisés par la présence sur une même chaîne carbonée de plusieurs doubles liaisons, et ils sont représentés essentiellement par deux familles à savoir la famille linoléique et la famille alpha linolénique.

A/Famille linoléique

Représentée par l'acide linoléique C18 : 2 (n-6). C'est un acide gras diéthylénique très abondant dans les huiles végétales.

B/Famille α linolénique

Représentée par l'acide α linolénique : C18 :3 (n – 3) dont les dérivés supérieurs C 20 : 5 (n – 3) , C 22 : 6 (n – 3) sont très abondants dans les huiles de poisson.

II.2.5.2.2.2.2.1. Effets des acides gras polyinsaturés (Notion d'acides gras essentiels AGE) sur l'organisme

La plupart des effets nutritionnels des graisses dépendent des acides gras dont certains sont dits essentiels. Ces derniers doivent être impérativement apportés par l'alimentation, parce que leur synthèse ne s'opère pas dans l'organisme. Il s'agit essentiellement de l'acide linoléique (18 :2) ω 6, l'acide linolénique (18 :3) ω 3 et de leurs dérivés supérieurs qui sont :

l'acide arachidonique (C20 :4 n-6), l'acide éicosapentaénoïque (EPA C20 :5 n-3) et enfin l'acide docosahexaénoïque (DHA C22 :6 n-3) (**Ammouche, 2001**).

Le rôle et les effets des acides gras polyinsaturés ainsi que leurs dérivés supérieurs sur l'organisme peuvent être résumés comme suit :

- Rôle énergétique

Les acides gras polyinsaturés sont aussi des éléments énergétiques pour les cellules animales, comme les acides gras saturés et mono insaturés.

- Formation des eicosanoïdes

Les AGPI tels que : C20 :3 (n-6), C20 :4 (n-6) et C20 :5 (n-3) incorporés dans les membranes cellulaires pour assurer un rôle structural, peuvent être libérés par action éventuelle de phospholipases et transformés par action de certaines enzymes en eicosanoïdes (les prostacyclines, les thromboxanes, les leucotriènes, les lipoxines et les acides gras hydroxylés) (**Ammouche, 1995.,Ammouche, 2001**).

Les eicosanoïdes modulent de nombreuses réactions physiologiques et physiopathologiques telles que la résistance vasculaire, les thromboses, les réactions inflammatoires et allergiques.

- Rôle structural

Grâce à leur conformation moléculaire due à la présence de doubles liaisons de configuration *cis*, les acides gras polyinsaturés assurent l'espacement entre les molécules, permettant ainsi l'intégrité, la perméabilité et la fluidité membranaire.

- Rôle dans les maladies cardiovasculaires

Les acides gras polyinsaturés (AGPI) de la famille n-3, qu'ils soient sous forme de précurseur ou de dérivés (EPA et DHA), sont connus pour leurs propriétés protectrices dans différentes pathologies, notamment des maladies cardio-vasculaires (MCV) (**Morise et al, 2005**), car ils interviennent de manière positive sur le métabolisme du cholestérol en favorisant son internalisation dans les cellules, avec la réduction des taux plasmatiques en résultant.

Le principal effet des AGPI n-6 sur les lipides sanguins est de baisser le taux de cholestérol, et particulièrement le cholestérol LDL, tandis que l'effet de la série n-3 est de baisser les concentrations plasmatiques en TG en diminuant les niveaux de VLDL (**Napolitano et al ,2004**).

- Effets sur le cerveau

Les acides gras essentiels sont indispensables à l'édification du tissu nerveux avant et après la naissance. Les cellules nerveuses se nourrissent essentiellement des acides gras n-3, ces derniers sont entre autres les constituants de la myéline (**Lattulaye, 1991**).

II.2.5.2.3.Besoins et apports recommandés en acides gras

Les apports théoriques de la diététique lipidique équilibrée chez l'adulte :

- **Apport calorique en graisses :**

30 à 35 % de l'apport énergétique global

Ou 1g/kg/poids théorique (60 à 70 g)

- Apport quantitatif et qualitatif :

Graisses saturées : 10 % de l'apport calorique global. Soit 30 % de l'apport des graisses (15 à 20g/j).

Graisses mono insaturées : 15 à 20 % de l'apport calorique global. Soit 60 % de l'apport des graisses en acide oléique (35 à 40 g/j).

Graisses polyinsaturées : 6 à 7 % de l'apport calorique global. Soit 10 % de l'apport des graisses.

-5% de l'apport calorique total en acide linoléique (5 à 6 g/j).

-0,5 à 1 % de l'apport calorique global en acide alpha linoléique (2 à 3 g/j) avec un rapport linoléique / linoléique de 1/5.

-0,1 à 0,2 % de l'apport calorique global en EPA et DHA (soit 0,5 g/j).

Rapport P/S 0.7

II.2.5.3. Les constituants mineurs

Les huiles brutes renferment, à côté des triglycérides qui en sont les constituants largement majoritaires, des quantités parfois importantes de différents composés appelés constituants mineurs.

Parmi les produits mineurs, il est possible de distinguer les grandes familles suivantes : phosphatides, cérides, constituants insaponifiables, composés phénoliques, composés volatils et leur composés spécifiquement altérés ou oxydés (**Ruiz- Gutiérrez et Pérez-Camino, 2000**).

II.2.5.3.1. L'insaponifiable

On appellera « insaponifiable » l'ensemble des constituants naturels ou accidentels qui ne réagissent pas avec les bases fortes pour donner des savons très peu solubles dans l'eau, mais qui après saponification sont solubles dans les solvants classiques des corps gras (Hexane, éther de pétrole ...) (**Wolf, 1968**).

II.2.5.3.1.1. Les tocophérols

En 1922, l'embryologiste Herbert Evans et son assistante Katharine Bishop, de l'Université de Californie à Berkeley, constatent que chez des rats soumis à un régime appauvri en lipides, les femelles peuvent tomber enceintes mais aucun fœtus ne se développe.

Cependant, les grossesses arrivent à terme quand le régime est supplémenté avec des feuilles de laitue ou du germe de blé. Les deux scientifiques soupçonnent l'existence d'un composé lipophile, qu'ils nomment *Facteur X*, indispensable au développement du fœtus.

En 1924, Bennett surnomme ce composé *Vitamine E*, les lettres A, B, et C étant déjà utilisées, et la lettre D étant pressentie pour un facteur antirachitique.

Quelques années plus tard, Emerson a pu isoler et purifier ce facteur et lui donna le nom de Tocophérol. Tocophérol dérive du grec (tokos) qui veut dire progéniture et pherein qui signifie porter. Le suffixe ol a été ajouté pour indiquer la nature alcoolique de cette substance.

II.2.5.3.1.1.1. Définition

Selon (IUPAC-IUB, 1982) le terme vitamine E est utilisé pour décrire tous les dérivés tocophérols et tocotrienols démontrant qualitativement une activité biologique de l'alpha-tocophérol.

II.2.5.3.1.1.2. Structure

La molécule de tocol constitue la structure de base des tocophérols. Elle est constituée d'un noyau dérivé du chromane ou dihydrobenzopyrane sur lequel est fixée une chaîne phytyle entièrement saturée (**Figure 8**).

Les tocophérols possèdent tous un groupement OH en position 6 et une chaîne latérale à 16 atomes de carbone dont 3 portent des ramifications méthyles CH_3 en position 2. Les formes α , β , δ , γ tocophérols diffèrent entre elles par le nombre et la localisation de groupes méthyles en 5 et 7 fixés sur le noyau benzénique.

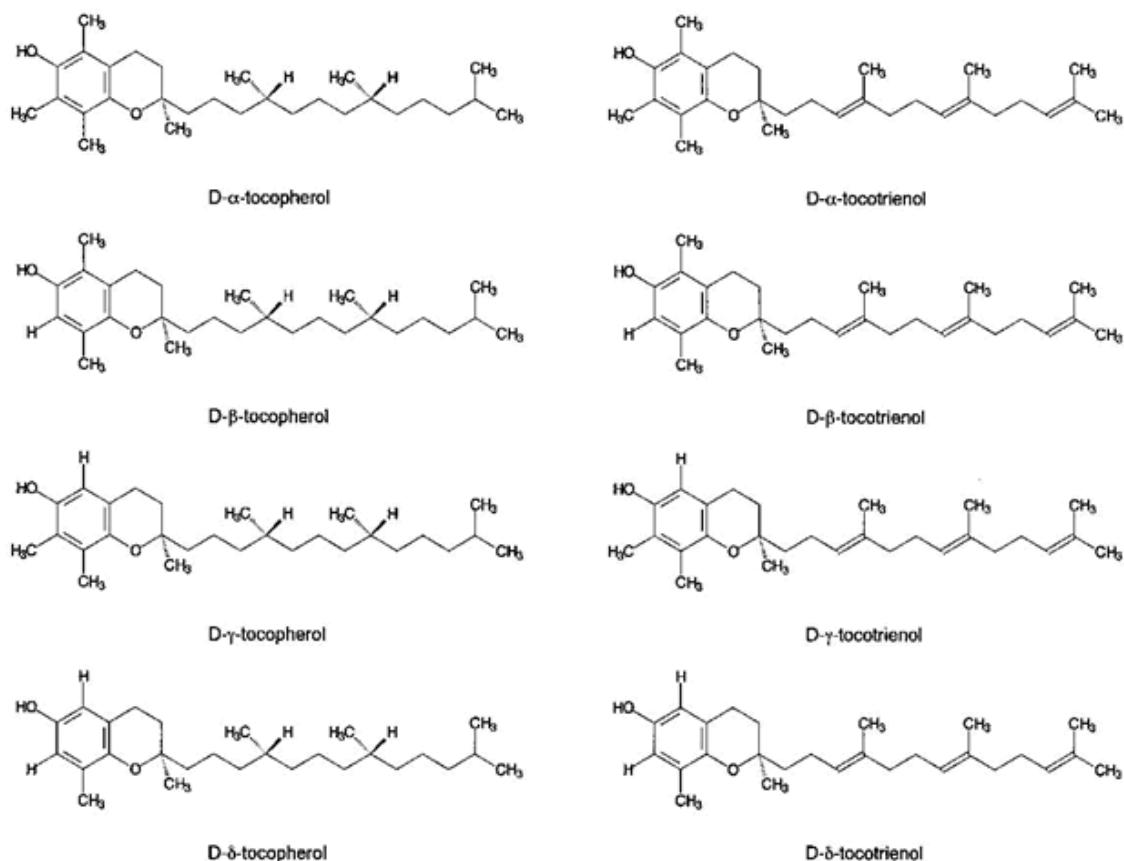


Figure 8 : Structure des différents tocophérols et tocotrienols

II.2.5.3.1.1.3. Propriété physico chimiques des tocophérols

Tous les tocophérols se présentent à la température ambiante sous forme d'une huile visqueuse de coloration jaune pale et inodore.

- Ils sont insolubles dans l'eau, solubles dans les graisses de même que les solvants organiques tels que l'éther, chloroforme.
- Les propriétés hydrophobiques des tocophérols diminuent dans l'ordre $\alpha > \beta > \gamma > \delta$.
- Les tocophérols résistent aux basses températures, ne se cristallisent qu'à -35°C et supportent des températures de 40°C en solution alcaline. Le point de fusion est de 3°C .
- Le spectre d'absorption des tocophérols dans l'éthanol montre un maximum dans les rangs 290–298 nm.
- La stabilité des tocophérols peut être affectée par des facteurs environnementaux comme la lumière, l'oxygène et la température, et d'autres facteurs liés à l'aliment comme l'activité de l'eau, l'oxydation des lipides, l'alcalinité et la présence de petites quantités de métaux de transition (**Miquel et al, 2004**).
- Les tocophérols sont facilement oxydés en présence d'agents d'oxydation comme l'ozone, les permanganates, l'acide perbenzoïque.
- Lorsque les tocophérols sont exposés à la lumière, ils s'oxydent et s'obscurcissent, et ils sont plus particulièrement sensibles à lumière ultraviolette.
- Les esters de tocophérols sont plus stables que les tocophérols libres.
- Les tocophérols peuvent être synthétisés au laboratoire ; une hydroquinone alkylée réagit avec les halogénés de phytyle en présence d'un catalyseur pour donner en une seule réaction le dérivé du chromane désiré. La triméthylhydroquinone est condensée avec du bromure de phytyle en présence de chlorure de zinc pour donner le produit de synthèse le dl α tocophérol qui présente la même efficacité biologique que le produit α naturel.
- Chimiquement l' α -tocophérol est la forme de vitamine E la plus active, cependant in vitro l' α tocophérol montre un potentiel antioxydant le plus faible par rapport aux autres homologues (**Garcia-Moreno et al, 2006**., **Sivakumara et al, 2005**).
- L'activité vitaminique de α -, β -, γ - et δ -tocophérols est respectivement de 100, 50, 10 et 3% équivalent à l' α tocophérol (**Tavva et al** , 2007).

II.2.5.3.1.1.4. Métabolisme des tocophérols

- Absorption et transport de la vitamine E

L'absorption de la vitamine E au niveau intestinal est conditionnée par les mêmes facteurs que ceux des lipides et du cholestérol.

La vitamine E est absorbée depuis la lumière intestinale par un processus de diffusion passive vers l'entérocyte en même temps que les lipides alimentaires. (**Cuvellier, 2003**). Le taux d'absorption de l' α -tocophérol est d'environ 70 % chez l'homme.

Plusieurs facteurs peuvent affecter l'absorption de la vitamine E. Parmi les principaux, on retiendra l'intégrité de la paroi intestinale, la présence de lipides dans la ration, l'influence éventuelle des fibres et de la dose de vitamine E.

Une fois les tocophérols sont solubilisés, il y a diffusion à travers la couche d'eau, perméabilité à travers les entérocytes.

- Distribution

Dans les entérocytes, la vitamine E est incorporée au sein des chylomicrons (CM) en même temps que les triglycérides, le cholestérol libre, le cholestérol estérifié, les phospholipides, les apolipoprotéines, les caroténoïdes et les autres vitamines liposolubles.

Le devenir des différentes formes de vitamine E est très différent : le γ -tocophérol sera excrété dans la bile, alors que l' α -tocophérol sera majoritairement incorporé dans les VLDL naissants. Cet assemblage est assuré par l' α -*Tocophérol Transfer Protein* (α -TTP).

Libérés dans la circulation sanguine et chargés de *RRR*- α -tocophérol, les VLDL sont catabolisés par la LPL, ce qui permet l'incorporation dans les tissus sous-jacents d'une partie des produits d'hydrolyse des triglycérides et de la vitamine E.

- Stockage

La glande surrénale, l'hypophyse, les testicules et les plaquettes sanguines sont les tissus les plus riches en vitamine E.

- Excrétion

- La vitamine E connaît 2 voies d'excrétion : l'excrétion urinaire et l'excrétion fécale.
- Excrétion urinaire

Il existe deux types de métabolites des tocophérols, les métabolites résultant de l'action antioxydante de l' α -tocophérol et ceux qui proviennent d'une voie d'excrétion non oxydative.

La fonction antioxydante de l' α -tocophérol résulte dans un premier temps en la formation de l' α -tocophéryl hydroquinone qui générera « les métabolites de Simon ».

A côté de ces produits d'oxydation, il existe des métabolites de la vitamine E présents dans le sang et l'urine, qui proviennent d'une voie d'excrétion non oxydative, il s'agit des carboxyéthyl hydroxychromanes.

- Excrétion fécale

La voie d'excrétion majeure de la vitamine E ingérée est l'élimination fécale.

II.2.5.3.1.1.5. Biosynthèse des tocophérols

Les quatre tocophérols et tocotrienols sont synthétisés strictement par les organismes photosynthétiques telles que les plantes et les algues et exceptionnellement par certains organismes non photosynthétiques tels que les champignons, mais pas chez les animaux (**DellaPenna, 2005**).

Chez les plantes supérieures les tocophérols sont particulièrement synthétisés dans les chloroplastes et les plastides, et les tocotrienols à l'extérieur des chloroplastes (**Tavva et al, 2007**).

Les tocophérols sont synthétisés à partir de précurseurs qui dérivent de deux voies à savoir le shikimate et le methylerythritol phosphate.

Deux substrats sont requis pour la biosynthèse de la vitamine E.

Le HGA (homogentisate) et le C20 prenyldiphosphate (PrDP).

Seulement deux étapes sont requises pour la synthèse des tocophérols et des tocotrienols. Une première étape de prénylation de l'homogentisate (HGA) et sa cyclisation. Dans ce cas, on aura seulement la formation du delta-tocophérol ou le delta-tocotrienol. Une

étape supplémentaire de méthylation aboutit à la formation des autres formes de vitamine E à savoir alpha, beta, et gamma tocophérols et tocotrienols.

II.2.5.3.1.1.6.Sources

Les tocophérols sont largement répandus dans les produits naturels d'origine végétale. Les éléments les plus riches sont les céréales et les huiles végétales (huile de germe de blé, huile de palme) (**tableau 9**).

Tableau 9 : Teneurs en tocophérol de quelques corps gras (Karleskind, 1992)

Corps gras	Tocophérols totaux (mg/100g de corps gras)	Tocophérols individuels (composition centésimale)			
		α	β	γ	δ
Amande	25-56	30-55	5-15	244	6092
Noisette	30-55	5-15	244	6092	7991
Olive	5-15	244	6092	7991	198
Arachide	5-15	244	6092	7991	198
Colza	5-15	244	6092	7991	198
Maïs	5-15	244	6092	7991	198
Soja	5-15	244	6092	7991	198
Tournesol	5-15	244	6092	7991	198
Sésame	5-15	244	6092	7991	198

Le contenu en tocophérol et tocotrienol dépend de plusieurs facteurs : climatique, géographique, état de maturité des graines durant la récolte et la variété de la plante.

II.2.5.3.1.1.7.Carences en vitamine E

L'insuffisance ou la déficience en vitamine E peut apparaître chez les patients ayant des syndromes de mal absorption des lipides ou chez les patients ayant des déficiences héréditaires en vitamine E. Chez l'animal, des études expérimentales ont montré l'apparition de lésions qui se manifestent sous forme d'une dystrophie musculaire après une longue

période de carence. Chez les rats, la privation en vitamine E ne s'accompagne d'aucun changement d'aspect général et à très longue échéance, le poids diminue et des lésions neurologiques ainsi que des troubles de la reproduction apparaissent. Ces derniers se manifestent chez le male sous forme d'une altération de l'épithélium séminifère avec des troubles importants de la spermatogenèse et chez la femelle, des anomalies du développement des tissus foetoplacentaires aboutissant à la résorption des fœtus.

Les enfants présentant une malabsorption sévère des lipides sont incapables d'absorber des quantités adéquates de vitamine E au niveau du tractus digestif et développent

graduellement une anémie hémolytique. Cette dernière est due à la fragilité des membranes des globules rouges chez l'individu carencé.

Une carence aiguë et prolongée en vitamine E donne naissance à un syndrome neurologique caractérisé par une ataxie aréflexie du tendon, une neuropathie sensorielle et une faiblesse des muscles.

Une situation caricaturale est bien représentée par ce que l'on a appelé pendant longtemps la carence idiopathique familiale isolée en vitamine E et que l'on désigne de nos jours sous le nom de « ataxie avec déficience isolée en vitamine E » (*ataxia with isolated vitamin E deficiency* ou AVED). Cette carence est due en effet à une anomalie génétique dans laquelle la protéine hépatique de transfert du RRR-alpha-tocophérol (*α-tocopherol transfer protein* ou ATP) a subi une mutation (Leger [, 2000](#)).

II.2.5.3.1.1.8. Besoins et recommandations

La dose journalière recommandée en vitamine E se chiffre à 15 UI de vitamine E par jour / adulte, ce qui correspond en poids à 15 mg d'acétate de dl α tocophérol.

II.2.5.3.1.1.9. Rôle de la vitamine E

- Rôle antioxydant de la vitamine E

Les propriétés anti-oxydantes de la vitamine E qui font l'objet d'une large majorité des travaux effectués actuellement sur cette vitamine n'ont été reconnues qu'au cours des années 50. La vitamine E avait cependant été découverte quelque trente ans plus tôt. Mais, paradoxe intéressant, son rôle comme micronutriment essentiel n'a été reconnu qu'à la fin des années 60. (Leger , 2000) .

Cette vitamine jouit d'un certain nombre de particularités. C'est l'antioxydant majeur des milieux lipidiques (huiles, membranes biologiques, lipoprotéines).

La vitamine E protège *in vivo* les structures sensibles à l'oxydation : les lipides, essentiellement sous forme condensée (dans les membranes et les lipoprotéines), les bases nucléotidiques des brins d'ADN et des protéines.

Le rôle antioxydant majeur (particulièrement au niveau des LDL) de la vitamine E et le rôle crucial des LDL oxydées dans l'athérosclérose ont suggéré très tôt qu'il pouvait exister une corrélation négative entre le taux plasmatique de vitamine E et le risque de maladies cardio-vasculaires (MCV). Le rôle oxydo-protecteur bien connu de la vitamine E vis-à-vis des LDL s'explique pour partie par l'interruption de la lipoperoxydation en chaîne.

En diminuant la formation de LDL oxydées, la vitamine E agit indirectement sur le métabolisme des cellules endothéliales dans un sens qui favorise le statut anti-athérogénique de l'endothélium.

- Autres effets de la vitamine E
 - C'est un constituant du cytochrome C réductase qui intervient dans les oxydations par la chaîne transporteuse.
 - Elle intervient dans le métabolisme des acides nucléiques.
 - La vitamine E joue un rôle dans la régulation de la synthèse de l'hème.

La vitamine E est le facteur de la reproduction ou anti stérilité qui contrôle notamment le fonctionnement des testicules. Sa présence est indispensable pour l'évolution des glandes génitales. Elle est, aussi, inhibitrice de la résorption du fœtus au cours de la gestation.

- Elle intervient dans le métabolisme du glucose et tend à baisser le taux de glycémie.
- Elle exerce un effet favorable sur le phénomène de cicatrisation.

II.2.5.3.1.2. Les stérols

II.2.5.3.1.2.1. Définition

Les phytostérols sont des composés bioactifs appartenant à la famille des terpènes et constituent la majeure proportion de l'insaponifiable des huiles végétales (Nair et al ,2006. Lu et al, 2007).

Une classe moins abondante a été retrouvée dans les plantes : ce sont les phytostanols qui forment un sous groupe de phytostérols saturés et qui sont souvent des constituants intrinsèques des céréales, de fruits et de végétaux (Santos, 2007., Lagarda et al, 2006.,Harrabi et al , 2008).

II.2.5.3.1.2.2. Structure

Les phytostérols sont des triterpènes dérivant du système ou noyau tétracyclique per hydro-cyclopentanophénanthrène avec une chaîne latérale flexible au niveau de l'atome C-17 et des composés 3 β -monohydroxy (**Azadmard-Damirchi, 2007**) (**Figure 9**).

La plupart des phytostérols communs contiennent 28 ou 29 atomes de carbone (**Fernandes et Cabral, 2007**) et une ou deux doubles liaisons typiquement une dans le noyau stérolique et une seconde sur la chaîne latérale alkyl.

Du point de vue structure, les phytostérols présentent la même structure que le cholestérol avec de légères modifications.

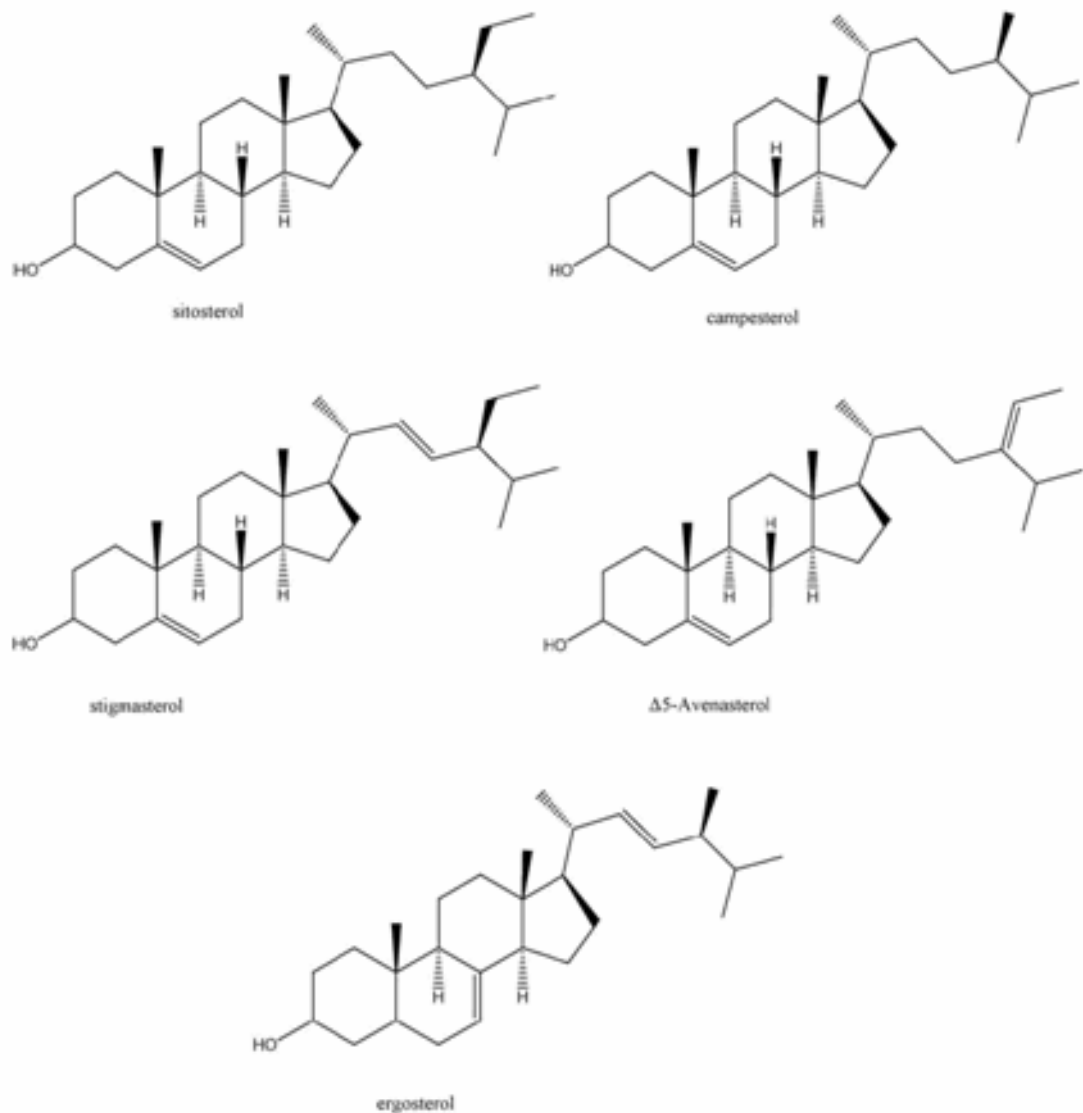


Figure 9 : Structure des principaux phytostérols

II.2.5.3.1.2.3. Métabolisme des phytostérols

Bien que les phytostérols et le cholestérol présentent une structure similaire, cependant, leur métabolisme et leur absorption sont différents (**Brufau et al ,2008**).

L'être humain absorbe et retient entre 55 – 60 % du cholestérol alimentaire tandis que l'absorption dans l'intestin des composés non cholestérols est plus faible (entre 0.04 et 16 %) et seulement 5% de phytostérols passent dans la circulation.

Pour être absorbés, les phytostérols doivent être incorporés dans les micelles et interagir avec la membrane de la bordure en brosse intestinale facilitant ainsi leur prise par les entérocytes.

Une fois pris par le foie, les phytostérols sont incorporés dans les VLDL ou sécrétés via la bile. Les phytostérols non absorbés vont subir une transformation bactérienne pour

donner naissance à des métabolites comme le méthyl, l'éthyle coprostanone et le coprostanol.

II.2.5.3.1.2.4.Biosynthèse des phytostérols

Dans tous les organismes vivants, les stérols sont synthétisés à partir de l'acide acétique via l'acide mévalonique et le squalène. Le lanostérol est le premier produit de cyclisation chez les mammifères et les champignons, tandis que les plantes produisent du cycloarténol à la place du lanostérols (Volin, 2001).

Les produits stérols finaux sont le cholestérol chez les mammifères, l'ergostérol chez les champignons et les phytostérols chez les plantes.

Les phytostérols sont produits par la voie biosynthétique des isoprénoides à partir de deux unités communes isoprène en C5 ; l'isopentényl diphosphate (IPP) et son isomère le diméthylallyl diphosphate (DMAPP). L'IPP dérive exclusivement de la l'acide mévalonique.

II.2.5.3.1.2.5.Les sources

Les huiles, les graines et les produits céréaliers sont les principales sources de phytostérols (Thanh et al ,2006). La majorité des huiles végétales brutes contiennent entre 1et 5g / kg de phytostérols (tableau 10).

Nature de l'huile	Cholestérol	Brassic	Campe	Stigma	B-Sito	Fucos	Isofuc	Ergo	Δ^5 Aven	Δ^7 Stigm	Δ^7 Aven
	stérol										
Amande	<1	-	2-3	0-1	74-81	1-2	-	-	7-20	0-5	0-4
Noisette	<1	<0.5	4-7	<2	82-88	-	-	-	2-5	1-3	1-6
Olive	<0.3	-	2-4	1-2	75-90	-	-	-	3-14	<0.8	<0.7
Arachide	<0.7	-	12-15	8-11	58-66	-	-	-	9-14	<1	1-2
Colza	<4	17-13	28-40	<1	45-46	-	-	-	*	*	*
Mais	<1	-	16-21	4-10	63-70	-	-	1-2	1-9	<1	<1
Soja	<1	-	19-23	17-19	47-57	-	-	<3	2-4	1-3	1-2
Tournesol	<0.4	0	88-11	7-10	58-64	2-3	0.4-1	-	2-7	9-14	4-6
Sésame	<0.3	<0.1	18-19	6-7	59-62	<0.5	-	-	10-11	0.6-0.8	0.8-1.1

Tableau 10 :Compositions des stérols en pourcentage des stérols totaux.

II.2.5.3.1.2.6.Apports recommandés en phytostérols

The United States National Cholestérol Education Program recommande une supplémentation alimentaire de 2 g/jour pour assurer une réduction du cholestérol . En effet,

cette dose permet d'abaisser aussi bien les concentrations du LDL total et le LDL cholestérol de l'ordre de 10 à 15% dans les différents groupes de population (**Marinangeli et al ,2006**).

II.2.5.3.1.2.7.Le rôle des phytostérols dans l'organisme

· Effets hypocholestérolémiant des phytostérols

L'effet hypocholestérolémiant des phytostérols est connu depuis les années 50 aussi bien chez les animaux que chez les humains (**Nigon et al, 2000 .,Calpe-Berdie et al , 2008**) avec l'utilisation des phytostérols du soja. Ces derniers ont été trouvés comme pouvant abaisser les concentrations du cholestérol dans le sérum(**Brufau et al ,2008**).

II.2.5.3.1.3.Les caroténoïdes

II.2.5.3.1.3.1.Introduction et structure

Les caroténoïdes constituent une imposante famille de pigments de nature terpénoïde dont la couleur varie du jaune au rouge orangé (absorption de la lumière entre 400 et 550 nm.) (**Nicol et Maudet, 2000**).

Les caroténoïdes dérivent chimiquement d'une structure de base formée par l'enchaînement linéaire de huit unités isopréniques associées en deux groupes de quatre unités (géranylgéranyl). Cette structure de base linéaire (C₄₀H₅₆) avec de nombreuses doubles liaisons conjuguées est le lycopène et tous les autres caroténoïdes en dérivent par cyclisation, déshydrogénation et oxydation (**Faure et al, 1999**).

II.2.5.3.1.3.2.Biosynthèse des caroténoïdes

Les caroténoïdes sont des pigments produits par les plantes et certains microorganismes mais pas chez les animaux. Ces derniers peuvent les obtenir que par l'alimentation (**Satomi et al ,2004**).

Chez les plantes, la biosynthèse des carotènes prend place dans les plastides. La première étape de synthèse est la condensation de deux molécules de geranylgeranyl diphosphate (GGDP pour produire le phytoène.Ce dernier est convertien lycopène. Le lycopène peut subir une cyclisation menant ainsi à plusieurs embranchements. L'un des ces branchements mène au β -carotène (β,β -carotène) et aux xanthophylles : la zéaxanthine, violaxanthine et la néoxanthine. (**Del Villar-Martínez et al ,2005**).

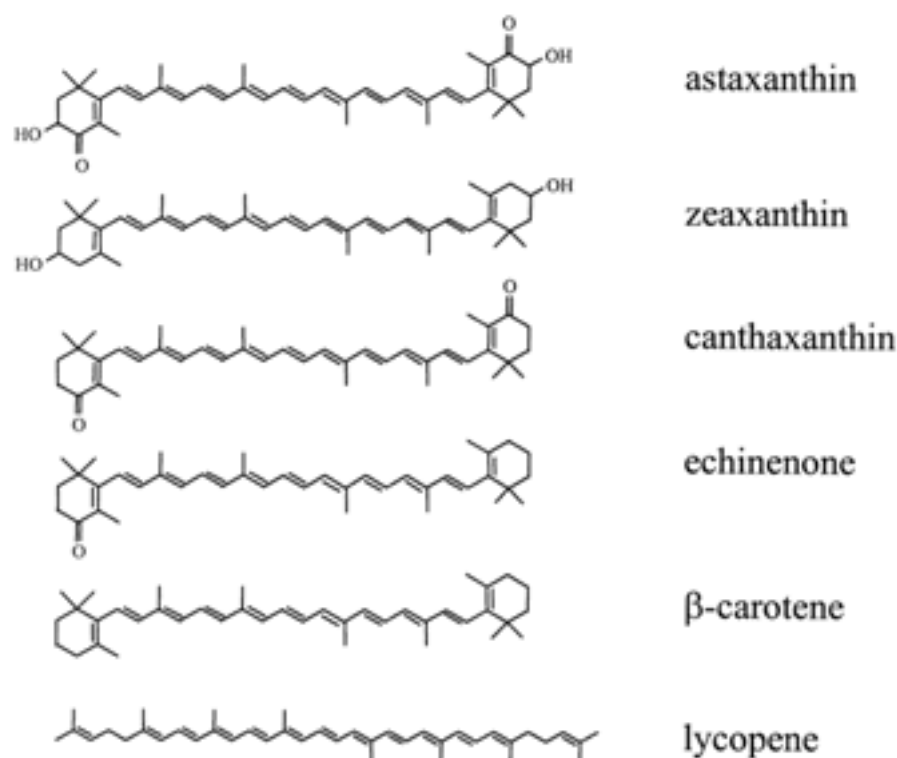


Figure 10 : Structure des différents caroténoïdes

II.2.5.3.1.3.3. Les sources

Les caroténoïdes sont présents dans tous les aliments communs, les fruits fortement pigmentés, les jus et les végétaux constituent la source majeure des caroténoïdes.

II.2.5.3.1.3.4. Les apports recommandés

Les apports quotidiens recommandés (AQR) sont de 1 000 ER pour l'homme, 800 ER pour la femme. 1 ER (équivalent-rétinol) = 1 µg de rétinol = 6 µg de bêta-carotène = 12 µg d'autres caroténoïdes pro vitaminiques A.

II.2.5.3.1.3.5. Rôles des caroténoïdes dans l'organisme

- Activité pro vitaminique

Un certain nombre de caroténoïdes incluant α-carotène, β-carotène et le β- cryptoxanthine possède une activité provitamine A du moment où ils peuvent être convertis en rétinol par les mammifères. Le beta carotène possède l'activité provitamine A la plus élevée.

- Activité antioxydante et prévention des maladies cardiovasculaires

L'activité antioxydante du bêta-carotène est connue de longue date : elle est surtout effective aux faibles pressions partielles d'oxygène.

Dans certaines conditions, l'astaxanthine peut jouer un rôle antioxydant plus marqué que celui de la vitamine E (Baker et Günther, 2004). Grâce à leurs propriétés anti-oxydantes, les caroténoïdes jouent un rôle dans la neutralisation de $1O_2$ et seraient des acteurs

importants dans la protection contre la peroxydation lipidique qui est l'un des facteurs de risque dans les des maladies cardiovasculaires.

II.2.5.3.1.4. Les chlorophylles

II.2.5.3.1.4.1. Définition et structure

Les chlorophylles sont les pigments naturels les plus ubiquitaires avec des niveaux qui peuvent atteindre 2000 ppm chez certaines espèces végétales. Les chlorophylles sont responsables de la couleur verte de tous les végétaux.

Structurellement les chlorophylles dérivent du tétrapyrrole substitué au centre par liaison avec un atome de magnésium ; la porphyrine macrocycle est ensuite estérifiée par un alcool diterpène, le phytol pour former la chlorophylle.

II.2.5.3.1.4.2. Rôle des chlorophylles

Ces pigments verts bleuets possèdent un très grand potentiel physiologique et jouent un rôle dans la prévention de certaines maladies chroniques.

Historiquement, les chlorophylles ont été largement utilisées en médecine traditionnelle à des fins thérapeutiques. D'autre part, la capacité des chlorophylles d'agir comme des photosensibilisateurs a permis d'utiliser ces molécules comme des agents phytodynamiques dans les thérapies du cancer. L'effet de ces chlorophylles dans la prévention du cancer couvre l'activité antioxydante, l'activité antimittotique, la modulation des enzymes liés à la métabolisation des xénobiotiques et l'induction d'apoptose dans les lignées des cellules cancéreuses (Ferruzzi et Blakeslee, 2007).

II.2.5.3.1.5. Les hydrocarbures

Ce sont des composés non polaires de la partie insaponifiable de l'huile végétale.

Le profil en hydrocarbures est caractéristique de chaque espèce végétale. C'est pour cette raison qu'ils sont utilisés pour l'évaluation de l'authenticité des graisses végétales (Gamero-Pasadas et al, 2006).

Selon la configuration ou l'insaturation de leurs chaînes, les hydrocarbures peuvent être classés en plusieurs groupes :

- Les hydrocarbures aliphatiques saturés ou insaturés
- Les hydrocarbures terpéniques
- Les hydrocarbures polycycliques.
- Les hydrocarbures saturés

On peut à leur tour, les diviser au moins en deux séries :

- La série normale ou n- alcane ; exemple : le tétracosane
- La série iso et /ou anté iso ; le 2-méthyltétracosane.
- Les hydrocarbures insaturés

Ils sont pratiquement représentés que par le squalène composant important de l'insaponifiable dans certains cas (huile d'olive).

- Les hydrocarbures terpéniques

Ils sont représentés par les caroténoïdes qui sont des tétraterpènes de configuration linéaire ou cyclique.

- Les hydrocarbures polycycliques HPA

Grâce à leurs caractéristiques lipophiles majeures, les HPA peuvent facilement contaminer les huiles et les graisses. Ils peuvent être assimilés par l'homme par ingestion, inhalation et contact avec la peau. Ils peuvent être, de même, métabolisés dans le foie en dihydrodiols par une hydrocarbure hydroxylase (**Veyrand et al ,2007.,Purcaro et al, 2007**).

Le dihydrodiol et ses dérivés époxydes peuvent se lier aux protéines et à l'ADN déclenchant ainsi un processus mutagénique dans la cellule (**Diletti et al, 2005**).

II.2.5.3.1.6.Les alcools

La catégorie des alcools comprend deux groupes d'inégale importance :

- Les alcools saturés de la série normale ou alcools aliphatiques.
- Les alcools terpéniques qui par la variété de leurs composés et leurs intérêts biologiques représentent le groupe le plus intéressant.
- Les alcools aliphatiques

Ils existent dans des proportions comprises entre 0.01 et 0.1% et leur nombre d'atomes de carbone varie de 16 à 32.

- Les alcools terpéniques

Cette dernière catégorie de composés représente en moyenne 20 à 50 % de l'insaponifiable et se trouve habituellement constituée d'un mélange d'au moins cinq composants.

Les alcools terpéniques dérivent des terpènes de formule brute $(C_5H_8)_n$, résultant de la condensation du groupe isoprène. On distingue : Les alcools monoterpéniques, diterpéniques, triterpéniques, sesquiterpéniques.

II.2.5.3.2.Les phospholipides

Les phospholipides sont des constituants importants des huiles brutes des graines oléagineuses. Le dosage des phospholipides est très important pour la détermination de la stabilité et de la qualité des huiles végétales.

II.2.5.3.2.1.Rôles des phospholipides

Selon **Karleskind (1972)**, les phospholipides constituent majoritairement environ 60 % des membranes des cellules. En effet, ils sont les principaux constituants des membranes cellulaires et réduisent le passage de l'eau et des substances hydrophiles à travers la membrane, permettant ainsi à la cellule de maintenir un milieu constant. Ils forment également les membranes des différents organismes cellulaires (noyaux, mitochondries, chloroplastes, etc.).

II.2.5.3.3.Les cires

Les alcools gras estérifiés avec des acides gras à longues chaînes sont les composants principaux d'une multitude de cires naturelles. On les rencontre dans tous les règnes. Ils sont presque toujours solides à température ordinaire.

Chapitre III : Technologie de production des corps gras

III.1. Technologie de fabrication des huiles (Annexe 6)

Les procédés d'obtention des huiles diffèrent selon les matières premières qui peuvent être soit des graines oléagineuses (arachides, tournesols) ou bien des fruits oléagineux (olives) (**Fridi et Mazri, 1997**).

Les traitements d'obtention de l'huile des graines oléagineuses sont désignés sous le nom de trituration.

III.1.1. Principes généraux de la trituration

La pratique démontre que le stade de préparation est très important : une graine bien préparée se travaille mieux et avec de meilleurs rendements (**Adrian et Jacquot, 1968**). Cette étape est destinée à faciliter l'extraction de l'huile des graines.

L'extraction est précédée de traitements variés qui sont les suivants :

- Nettoyage

Cette opération consiste à un dépoussiérage par un courant d'air et à un passage sur un tamis. Elle permet d'éliminer certaines graines qui ne sont pas saines pouvant présenter une toxicité, ainsi que les particules métalliques et de terre qui peuvent entraver le circuit de trituration.

- Concassage et décorticage

C'est l'opération la plus importante de la trituration qui peut être effectuée par des cylindres en surface cannelée assurant un éclatement de la coque sans trop briser l'amande afin d'éviter la production de farine qui constituerait une perte en matière grasse (**Apria, 1969.,Evrarad, 1982**).

- Broyage

C'est une opération qui a pour but de dilacérer les cellules pour faire sortir les gouttelettes d'huile de la cavité centrale d'une part et de réduire la dimension des graines, afin de faciliter le travail de la presse ou l'action du solvant (**Solinas, 1992**) (**Giovacconi, 1991**). Elle s'effectue à l'aide de broyeurs lamineurs à cylindres lisses ou cannelés (**François, 1974**).

- Traitement thermique

Avant de soumettre les graines broyées au pressage, elles subissent une cuisson thermique. Selon **karleskind (1992)**, ce type de traitement permet :

- Un réglage de l'humidité entre 3 à 5%
- Un accroissement de la fluidité de l'huile
- La destruction de substances toxiques thermolabiles.

III.1.2. Procédé Extraction des huiles

III.1. 2.1.Extraction par la presse

Cette méthode d'extraction est utilisée surtout pour les produits qui contiennent plus de 10 % de matière grasse, car 7 à 8 % d'huile restent dans les tourteaux

Cette séparation de la phase solide et liquide peut se faire à partir de n'importe quelle machine ou système mécanique possédant des parois avec un fond perforé sur lequel on exerce une pression.

Parmi les méthodes d'extraction, les presses hydrauliques et à vis constituent le procédé le plus utilisé aussi bien au niveau artisanal qu'industriel (**Filatre, 1984**).

Cette technique permet de séparer, d'une part, l'huile et d'autre part, un résidu solide ou tourteau de pression appelé « expeller » (**François, 1974**).

III.1. 2.1.1. Paramètres influençant les rendements en huile

Le rendement d'extraction par pression est influencé par plusieurs paramètres qui peuvent le modifier positivement ou négativement. Ces paramètres sont les suivants :

- La durée de cuisson

La cuisson thermique des graines permet de coaguler les protéines des parois cellulaires pour les rendre perméables à l'huile (**Lanoiselle et bouvier, 1994**).

- La granulométrie

Hammonds et al, (1991) ont constaté que le rendement d'extraction en huile était supérieur avec des fragments de petites tailles (inférieur à 2mm) notamment aux pressions élevées.

- La teneur en eau

Koo, (1942) a montré expérimentalement qu'il existait une teneur en eau optimale permettant d'obtenir un rendement de pressage maximum.

- La pression

Il est généralement admis que l'augmentation de la pression permet d'accroître le rendement d'extraction en huile.

III.1. 2.2. L'extraction par solvant

III.1. 2.2.1. L'extraction par Soxhlet

L'extraction se fait généralement par un extracteur de type Soxhlet. Ce dernier se compose d'une allonge verticale dans laquelle on dépose généralement une cartouche remplie de la matière à épuiser. Cette allonge est reliée à un réfrigérant à reflux et d'autre part, à un

ballon contenant le solvant. Le chauffage peut se faire soit dans un bain - marie ou sur un chauffe ballon.

Lorsque le solvant est à ébullition, les vapeurs s'élèvent par une conduite latérale, se condensent au niveau du réfrigérant et retombent enfin dans l'allonge.

A intervalles réguliers, un siphonage s'amorce et ramène au niveau du ballon le solvant chargé de matières grasses.

L'opération est ainsi répétée jusqu'à épuisement quasi totale de la matière oléagineuse et on obtient ainsi une solution d'huile dans le solvant appelé « miscella ».

Une fois l'extraction terminée, l'huile est séparée du solvant. Ce dernier est évaporé sous vide et la matière grasse est enfin récupérée.

III.1. 2.2.2.L'extraction par ultrasons

Le mécanisme le plus probable par lequel les ultrasons opèrent est l'intensification du transfert de masse et la facilitation de l'accès du solvant à l'intérieur des cellules végétales (**Assis Jacques ,2007**).

III.1. 2.2.3.Propriétés du solvant d'extraction idéal

Selon **Despaeu , (1978)**, les principales propriétés souhaitées pour le solvant utilisé en huilerie, afin d'obtenir une bonne qualité d'huile extraite aux moindres coûts d'exploitation sont :

- Un point d'ébullition bas, mais suffisamment élevé avec un intervalle de distillation étroit, afin de faciliter l'élimination du solvant dans l'huile et les tourteaux.
- Un point de fusion au dessous de 0°C pour éviter les cristallisations dangereuses.
- Une faible viscosité, pour faciliter les transferts.
- La non –miscibilité et la non solubilité à l'eau, bien qu'il existe des procédés de récupération, dont il faudra tenir compte, du point de vue économique.
- Des propriétés calorifiques (chaleur spécifique et chaleur de vaporisation faible) permettant d'effectuer une récupération aisée et économique.
- Etre conforme aux normes de sécurité et de salubrité et donc dans le cadre des recherches actuelles, être si possible, inflammable, non explosif, peu toxique.
- Un pouvoir solvant suffisant, mais également une bonne sélectivité pour éviter l'extraction de produits qu'il faudrait ensuite éliminer au raffinage.
- Conserver à l'huile et aux tourteaux leurs qualités d'origine c'est-à-dire ne pas favoriser l'introduction de produits toxiques et ne pas modifier la saveur d'origine (qualité organoleptique).
- Avoir un bon pouvoir mouillant (faible tension superficielle).

En égard aux grands nombres de conditions à satisfaire, il paraît qu'un solvant réunissant simultanément toutes ces qualités n'existe pas.

III.1. 2.3.Extraction par voie biologique

Fulbrook, (1983) a montré qu'il était possible d'accroître les rendements d'extraction d'huile par un solvant après modifications enzymatiques à l'aide d'hydrolases (issues de *Bacillus subtilis* et d'*Aspergillus niger*) et il a affirmé que l'utilisation de systèmes enzymatiques donnait d'excellents rendements d'extraction.

D'autre part, ce type d'extraction permet une réduction de la quantité de l'huile dans les tourteaux et d'améliorer la stabilité au stockage de l'huile en augmentant la quantité d'antioxydants (**Obergfoll, 1997**).

III.1. 3.Le raffinage des corps gras (Annexe 7)

Quel que soit le mode d'extraction employé, les huiles obtenues ont rarement le degré de pureté pour les usages auxquels elles sont destinées.

Le raffinage des corps gras bruts doit garantir aux consommateurs un produit d'aspect engageant avec un goût neutre, résistant à l'oxydation, adapté à l'emploi désiré et

débarrassé de ses substances toxiques ou nocives (**Denise, 1992**) ; et le produit final doit être stable et ne forme ni trouble ni dépôt au cours de la conservation.

Pour qu'une huile soit saine, loyale et marchande, elle doit subir les opérations du raffinage chimique : démucilagination, neutralisation, lavage, séchage et désodorisation.

- La démucilagination (ou dégommage)

Cette opération sert à éliminer les mucilages (cires, lécithines ou gommages) qui se trouvent en faible quantité de l'ordre de 1% à l'état colloïdal dans les huiles brutes.

Le dégommage est pratiqué par injection de vapeur ou introduction d'eau salée qui hydrate et fait flocculer les « mucilages ». Les phospholipides précipités sont alors séparés par centrifugation (**Denis, 1983**).

- La neutralisation

Lors de cette étape, les acides gras libres présents dans l'huile et qui risquent de donner un goût désagréable et d'accélérer l'oxydation de l'huile sont éliminés.

La neutralisation s'effectue par addition de soude caustique qui transforme les acides gras libres en savons appelés communément « pâte de neutralisation ou « soap-stocks ». Le savon qui est insoluble dans l'huile se dépose entraînant de nombreuses impuretés qui seront ensuite éliminées par centrifugation ou filtration (**Denis, 1982**).

- Le lavage

Cette opération consiste en l'élimination de substances alcalines ainsi que certains pigments colorés et les dernières traces de métaux présents dans l'huile après neutralisation.

Le lavage est plus efficace lorsqu'il est effectué en deux fois : le premier avec une solution aqueuse de Na Cl à 8-10 % chauffée à la température de 95°C, le second avec de l'eau chaude à 80-85°C. La séparation se fait par décantation.

- Le Séchage

L'huile lavée devient humide ce qui provoque une augmentation de l'acidité. Il est donc nécessaire de procéder au séchage. Cette opération se fait à une température de 85° à 90 °C (**karleskind, 1992**).

- La décoloration

Elle sert à éliminer les pigments colorés qui confèrent à l'huile une teinte plus au moins foncée et que la neutralisation n'a que partiellement détruits.

Elle fait intervenir un phénomène chimique (oxydation, réduction) ou des méthodes physiques (agents adsorbants). Ces derniers sont généralement des terres décolorantes, charbons actifs, silices spécialisées ou une combinaison de substances (**karlsekind, 1992, Goiffon, 1981**).

- La filtration

Cette étape permet d'obtenir une huile limpide aux reflets brillants. Elle se déroule en deux temps : une première filtration sur toile de coton qui élimine des déchets solides et une deuxième filtration sur papier buvard qui élimine les cires et les traces d'humidité.

- La désodorisation

Cette étape a deux objectifs. Elle débarrasse, tout d'abord, comme son nom l'indique, de l'odeur désagréable de l'huile et elle permet également d'éliminer les substances indésirables. Elle s'effectue par distillation sous vide à température élevée (180-200°C). En outre, la désodorisation est effectuée pour améliorer la qualité organoleptique de l'huile ainsi que sa stabilité à l'oxydation (**Faur ,1989**).

III.1. 3.1.Effets du raffinage sur quelques composés mineurs des huiles végétales

Généralement les pertes en phytostérols sont estimées entre 10 et 70% (**Verleyen, 2002**), tandis que les pertes moyennes en tocophérols totaux sont estimées entre 30.2 et 35.5% (**Tasan , Demirci 2005**).

III.1. 4.Altération des huiles

III.1. 4.1.Les différents types d'altérations des huiles

Le problème d'altération des huiles alimentaires constitue un problème majeur en industrie des corps gras. En effet, il est évident que l'oxydation des huiles conduit en général à des conséquences indésirables en portant préjudice aux qualités organoleptiques, nutritionnelles et dans des conditions extrêmes, des substances toxiques peuvent se former .

Ces altérations peuvent causer des pertes considérables tant sur le plan alimentaire que sur le plan économique

Ainsi les deux altérations pouvant se produire pendant le stockage d'une huile à savoir l'acidification et le rancissement par oxydation entraînent l'altération de la flaveur. On distingue généralement :

III.1. 4.1.1.Altération biologique

Des micro-organismes sont généralement introduits par l'atmosphère ambiante, par l'appareillage de traitement non stérilisé, par les emballages, par le contact humain et par les insectes.

L'action de ces micro-organismes a pratiquement pour résultat la formation d'enzymes génératrices d'acides gras, de produits d'oxydation, d'aldéhydes et de cétones ; ce qui se traduit par des modifications d'apparence, de texture, de saveur et aussi par l'apparition de produits toxiques (**François ,1974**). Le cas le plus généralement étudié est celui d'une altération par *Aspergillus flavus* .

III.1. 4.1.2.Altération chimique

Les facteurs d'altérations chimiques sont induits par deux phénomènes :l'acidification et l'oxydation (**Cheftel et Cheftel ,1984**).

III.1.4.1.2.1.Phénomène d'acidification

L'acidification est une réaction d'hydrolyse au cours de laquelle un glycéride peut être décomposé par l'eau avec apparition de glycérol et d'acides gras libres.

Dans l'industrie des corps gras, ce type d'altération constitue un problème classique et présente, en pratique, une importance considérable suite à la diminution de la valeur de l'huile acide.

Il existe deux types d'hydrolyse :

- L'hydrolyse enzymatique

L'hydrolyse enzymatique n'a pas d'effets sur les huiles raffinées car le raffinage élimine les enzymes qui provoquent l'hydrolyse (**Cheftel, 1980.,Paquet ,1958**).

- L'hydrolyse spontanée

Elle a lieu surtout au cours du stockage et des traitements thermiques. Les acides gras libérés agissent comme des catalyseurs et la réaction d'hydrolyse est généralement accompagnée d'une oxydation.

III.1. 4.1.2.2.Phénomène d'oxydation

Les substrats de ces réactions sont principalement des acides gras non saturés .

Au contact de l'oxygène moléculaire de l'air, les chaînes grasses insaturées, les vitamines A et E, les pigments caroténoïdes et certains hydrocarbures présents dans l'huile tel que le squalène sont attaqués. Les hydroperoxydes qui se forment se décomposent ensuite spontanément en produits secondaires d'oxydation (volatils) responsables des propriétés désagréables des corps gras oxydés. Ce qui peut limiter la durée de conservation de ces derniers.

La fixation de l'oxygène sur les chaînes insaturées est d'autant plus rapide que le degré d'insaturation de celles –ci est plus grand. Cette réaction d'oxydation est autocatalysée par les produits formés d'où le nom d'auto-oxydation qui leur est souvent attribué (**Agadir et Demdoun, 1990**).

III.1. 4.1.2.2.1.Les facteurs favorisant l'oxydation

- La composition en acides gras

La composition en acides gras est très importante pour la stabilité à l'oxydation d'une huile ; plus la teneur en acides gras insaturés est élevée et plus ces derniers possèdent des doubles liaisons, plus l'oxydation sera rapide (**Agadir et Demdoun, 1990**).

- L'énergie lumineuse

La lumière et plus précisément l'énergie rayonnée par les radiations courtes (UV) active le phénomène d'oxydation (**karleskind ,1992**).

- La température

Une haute température dans les dépôts d'huile accélère l'oxydation.

- Les traces de métaux

Le fer et le cuivre, à l'état de traces, sont des catalyseurs actifs de l'oxydation des acides gras insaturés. Ils constituent un facteur à ne pas négliger (**Lacoste ,1993**).

- Influence de l'eau

Les huiles végétales parfaitement anhydres sont plus stables vis –à vis de l'oxydation que les huiles contenant des quantités minimales d'eau.

III.1. 4.1.2.2. Les différentes phases d'oxydation

On peut distinguer dans l'oxydation des lipides trois étapes de réactions (**Cheftel ,1984**).

- Initiation
- Propagation
- Arrêt
- Réactions d'initiation

Donnent naissance aux radicaux libres à partir d'acides gras insaturés. La formation de ces radicaux libres lipidiques est due à l'action des radicaux initiateurs R.



- Réactions de propagation

Ces réactions constituent l'étape d'oxydation par l'oxygène gazeux. Elles nécessitent l'intervention des radicaux libres.

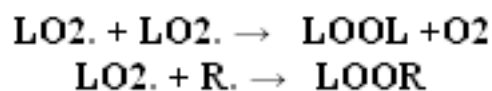


Le radical $LO_2\cdot$ ainsi formé peut alors réagir avec une molécule LH formant un hydroperoxyde et un autre site radicalaire L. qui assure la propagation de la chaîne de peroxydation.



- Réactions d'arrêt

Par lesquelles les radicaux libres s'associent pour donner des composés non radicalaires.



Un seul radical initiateur R. peut donner naissance à plusieurs peroxydes.

III.1. 4.1.2.3. Les produits d'altération oxydative

Les produits d'altération oxydative conduisent à de multiples produits secondaires qui peuvent être classés selon leur volatilité :

- Constituants volatils

Hydrocarbures, cétones, composés aromatiques, le groupe le plus important d'un point de vue pondéral est celui des aldéhydes.

Ces composés sont peu importants mais ils sont très agressifs du point de vue sensoriel, ils conduisent à ce que l'on appelle le rancissement chimique.

- Constituants non volatils

Désigné par **Guillaumin, (1977)** comme espèces chimiques nouvelles (E.C.N).

III.1. 4.1.3. Altérations thermo oxydatives

Selon **Perrin (1993)**, la température élevée favorise les réactions de polymérisation et de cyclisation. Il s'ensuit une diminution progressive de la qualité organoleptique des huiles avec apparition en cas d'utilisation prolongée d'une coloration brunâtre et d'un goût désagréable qui se transmet aux aliments.

III.1.4.2. Répercussion sur le plan nutritionnel et sanitaire des corps gras oxydés

Sur le plan nutritionnel, l'oxydation provoque une baisse de la qualité des denrées en raison de la destruction des vitamines liposolubles A et E et également de la dégradation des acides gras polyinsaturés essentiels appartenant aux familles linoléique (n-6) et linolénique (n-3).

Enfin, sur le plan de la sécurité alimentaire, il apparaît que les produits résultant de la simple oxydation des matières grasses (produits volatils, peroxydes, acides oxydés) ne seraient pas dépourvus de toxicité.

Les peroxydes formés au cours de l'autoxydation et les radicaux libres présentent un effet néfaste sur l'organisme humain. Ils provoquent des perturbations fonctionnelles graves dans la cellule et entraînent même sa mort.

Une augmentation de la peroxydabilité et du niveau de radicaux libres peut avoir une incidence négative sur le système nerveux central (**Laval et al ,1980**).

Les monomères cycliques qui se forment à la suite des traitements thermiques sont considérés comme un risque de toxicité pour l'organisme. Ils provoquent des anomalies telles : l'hypertrophie des reins et du foie (**Causeret ,1982**).

III.1.4.3. Mesures de prévention contre l'oxydation des corps gras

La protection contre l'oxydation des graisses et les huiles alimentaires est souvent nécessaire. En effet, la dégradation oxydative des constituants de nature lipidique de nos aliments présente des inconvénients à la fois organoleptique, nutritionnel et hygiénique.

Ainsi, il apparaît que pour bloquer temporairement ou ralentir l'auto-oxydation des lipides deux voies sont possibles :

- La première consiste à supprimer tous les facteurs favorables à l'initiation et la propagation des réactions de peroxydation ; c'est-à-dire, réduire la température, la pression d'oxygène, l'action de la lumière et la concentration des catalyseurs (pigments, enzymes, métaux).
- La seconde consiste à trouver un catalyseur qui réduirait la vitesse d'oxydation ou qui empêcherait la réaction en chaîne de se propager. De tels produits seront baptisés antioxygènes ou antioxydants puisqu'ils doivent ralentir l'oxydation.

Les antioxydants sont des substances capables de ralentir le phénomène d'oxydation en augmentant le temps au bout duquel il y a une altération du produit. Ils agissent de différentes manières :

- Soit en bloquant la formation des radicaux libres (BHT, BHA, galettes, tocophérols) ;

on parle alors d'antioxydants de rupture de chaîne.

- Soit en fixant directement l'oxygène (acide ascorbique).
- Soit encore en chélatant les métaux catalyseurs d'oxydation mais ne les supprime pas

définitivement.

L'emploi des antioxydants est soumis à la législation et pour leur utilisation en alimentation, le choix se porte sur des produits présentant, autant que possible, les caractères suivants (**Coppen, 1983**) :

- Dépourvus de toxicité.
- Sans odeur, saveur, ni couleur.
- Efficaces à faible concentration.
- Faciles à incorporer.
- Résistants aux traitements thermiques.
- Disponibles à bas prix.

III.1.5. Conditionnement de l'huile

L'huile doit être protégée des risques d'oxydation, d'élévation de l'acidité libre et des contaminations par les matériaux de contact et par les métaux (fer et cuivre). Il convient donc de la conserver, dans la mesure du possible, à l'abri de la lumière, de la chaleur et de l'humidité, dans des réservoirs d'une parfaite propreté en utilisant des emballages appropriés.

L'emballage idéal de l'huile doit réunir les conditions suivantes :

- Être imperméable aux corps gras.
- Ne pas contaminer l'huile par des substances toxiques étrangères.
- Permettre dans les meilleures conditions le cheminement du produit alimentaire de

l'unité de production jusqu'au consommateur.

- Assurer une meilleure protection du produit vis-à-vis de tous les agents extérieurs (air, micro-organismes, lumière, humidité, la chaleur et les métaux les plus actifs (fer et cuivre), afin d'éviter toute sorte d'altération du produit (qualité hygiénique et microbiologique).
- Assurer une bonne présentation du produit au consommateur (qualité commerciale).

III.1. 6. Conservation et stockage

Bien que certaines huiles se conservent le plus longtemps, en raison de leur faible acidité et de leur patrimoine antioxydant, cette conservation n'est pas infinie, du moins en ce qui concerne ses qualités organoleptiques. Il convient, donc, de respecter les règles suivantes :

- La température de stockage doit être relativement basse. Il faudra, donc, utiliser des systèmes tendant à éviter les sources de chaleur, mais sans recourir aux systèmes de refroidissement. La température optimale se situe entre 15 et 25°C.
- L'absence de radiations, et en particulier de radiations ultraviolettes, qui sont à l'origine de la formation des radicaux qui déclenchent les réactions d'auto-oxydation.
- Le matériau des récipients doit être inattaquable ; à cet effet, les meilleurs matériaux sont l'acier inoxydable de qualité alimentaire et le fer iso vitrifié. Les revêtements en matières plastiques sur l'acier sont à déconseiller.

Partie II : Matériel et méthodes

I. Extraction de l'huile de *Moringa oleifera*

I.1. Matériel végétal

I.1.1. Provenance

Le matériel végétal utilisé dans notre étude provient de la parcelle expérimentale de l'I.T.A.F (Institut Technique des Arbres Fruitières) de Boufarik (Alger), et de l'INRF (Institut National de Recherche Forestière) de Bainem (Alger). (Campagne 2002)

I.1.2. Préparation de l'échantillon

- Décorticage

Les graines de *Moringa oleifera* obtenues à partir des gousses, sont couvertes d'une couche dure mais fine et facile à décortiquer à la main. Le concassage est réalisé manuellement.

- Stockage

Après décorticage, les graines sont stockées à l'abri de la lumière et de l'humidité à 4°C, pour éviter toute oxydation ou dégradation des lipides.

- Broyage

Cette opération est réalisée juste avant l'extraction par un moulin à couteaux métalliques. On obtient ainsi une farine fine.

I.2. Procédés d'extraction

I.2.1. Extraction par pression

- Principe

L'extraction mécanique est souvent la méthode préférée. Elle est utilisée dans l'industrie pour l'extraction d'huile à partir des graines oléagineuses.

Le principe consiste à faire une extraction de l'huile en utilisant des facteurs physiques, la pression et la chaleur. Les graines broyées sont traitées à la chaleur puis pressées à l'aide d'une presse hydraulique.

On remplit les scourtins avec le broya, puis on les pose en superposés séparés entre eux par des plaques métalliques qui sont placées sur le plateau de la presse.

Lorsqu'on fait fonctionner la pompe, le tout suit un mouvement de bas en haut et presse contre la plaque supérieure.

L'huile s'écoule le long des plateaux et des scourtins, et vient se réunir dans la gouttière qui entoure la plaque inférieure; de là, elle passe dans une rigole qui la conduit dans un collecteur. On obtient ainsi une huile de la première pression.

I.2.2. Extraction par Ultrasons

a. Principe

L'application des ondes ultrasonores améliore la cinétique de l'extraction par solvant de l'huile, car certains auteurs ont relevé que l'effet mécanique de ces vibrations favorise le transfert de masse et ce, pour plusieurs raisons (**Tritiaux et al, 1997**).

- Le pouvoir des ultrasons facilite une meilleure pénétration du solvant dans les cellules.
- Ils provoquent la destruction des parois cellulaires et par conséquent la libération de l'huile.

b. Mode opératoire

100 g de farine de graines de Moringa oleifera ont été ajoutés à 150 ml d'hexane. Le mélange est soumis à l'ultrason à un niveau d'intensité correspondant à 40 w/cm², pendant 6h.

I.2.3.Extraction par solvant (Soxhlet)

a. Principe

Le principe consiste à effectuer une extraction par un solvant organique à l'aide de dispositif Soxhlet d'une capacité de 250 ml. La farine est épuisée en matière grasse par le passage des solvants. On estime qu'une extraction est totale au bout de 6 heures.

Les solvants utilisés sont: Hexane, Acétone et les mélanges Chloroforme / méthanol, Hexane / isopropanol.

Une fois l'extraction terminée les solvants sont éliminés à l'aide d'un Rota vapor.

Cette extraction repose sur le principe suivant : les composés apolaires comme les corps gras sont insolubles dans les composés polaires comme l'eau, mais solubles dans les solvants apolaires tels que l'hexane. Le point d'évaporation de l'hexane étant inférieur à celui des matières grasses à extraire, il est donc très facile de les séparer par chauffage.

b. Mode opératoire

- Peser à 1 mg près, 10 g de farine.
- Introduire l'échantillon dans une cartouche en cellulose qui est perméable au solvant et la couvrir avec du coton.
- Mettre la cartouche dans l'appareil extracteur de "Soxhlet". Ce dernier est muni d'un réfrigérant par le haut, d'un ballon et d'un chauffe ballon par le bas.
- Verser la quantité nécessaire de solvant (150 ml d'hexane).
- Conduire le chauffage dans des conditions telles que le débit du reflux soit au moins de 3 gouttes à la seconde.
- Le solvant va s'évaporer puis réfrigéré, et le liquide tombe sur la substance à épuiser

d'une façon à ce que la cartouche soit immergée. Lorsque la partie intermédiaire est suffisamment remplie de solvant, le siphon s'amorce et le solvant contenant la substance à extraire retourne dans le ballon chargé en lipides.

- Après la durée nécessaire (pendant 6 heures), on récupère la cartouche, d'une part, et le solvant et l'extrait, d'autre part.
- La solution obtenue est passée dans le Rota Vapor pour chasser par distillation la majeure partie du solvant, ce qui permet de récupérer les lipides seuls (la température d'ébullition des lipides est plus élevée que celle de l'hexane qui s'évapore le premier).
- Eliminer les dernières traces du solvant en chauffant le ballon pendant 20 mn à 103°C.
- Peser le ballon.

c. Expression des résultats

La teneur en matière grasse totale exprimée en pourcentage de masse de produit, est donnée par la formule suivante :

$$MG = \frac{M_2 - M_1}{M_0 (100 - H/100)} \times 100$$

M₀ : masse en gramme de la prise d'essai.

M₁ : masse en gramme du ballon.

M₂ : masse en gramme du ballon et du résidu.

H : teneur en eau du produit exprimée en pourcentage en masse du produit.

II. Composition biochimique de la graine

II.1. Teneur en eau et en matières volatiles (NFT 03 903 AVRIL 1966)

La teneur en eau et en matières volatiles des graines oléagineuses est la perte de masse qu'elles subissent lorsqu'elles sont soumises aux conditions expérimentales bien définies (Wolf, 1968).

a. Principe

Le principe est basé sur la dessiccation du produit à une température voisine de 103 °C, dans une étuve isotherme et à la pression atmosphérique jusqu'à une masse pratiquement constante.

b. Mode opératoire

Peser 5 g de farine de *Moringa Oleifera* dans une capsule et étuver à température

103°C pendant 3h, puis retirer la capsule, laisser refroidir dans le dessiccateur puis peser, remettre dans l'étuve pendant 1h et refaire la pesée jusqu'à poids constant.

La teneur en eau et en matières volatiles, exprimée en pourcentage en masse.

c. Expression des résultats

$$\begin{array}{l} \text{\% en Humidité et en} \\ \text{Matières volatiles} \end{array} = \frac{(M_1 - M_2) \times 100}{M_1 - M_0} \quad \text{Où :}$$

M_0 = la masse, en grammes, de la capsule vide.

M_1 = la masse, en grammes, de la capsule et la prise d'essai avant dessiccation.

M_2 = la masse, en grammes, de la capsule et la prise d'essai après dessiccation.

II.2.Teneur en cendres (NF V 03-922)

On entend par "cendres brutes" le résidu obtenu après incinération à $550^\circ\text{C} \pm 15^\circ\text{C}$ dans les conditions de la norme NF V 03-922.

a. Principe

Incinération du produit à $550 \pm 15^\circ\text{C}$ dans un four à moufle à chauffage électrique jusqu'à masse pratiquement constante.

b. Expression des résultats

Le pourcentage en masse de cendres brutes est exprimé par la formule suivante :

$$\text{Teneur en cendre (\% MS)} = \frac{(M_2 - M_0)}{(M_1 - M_0)} \times 100$$

M_0 : masse en grammes de la capsule d'incinération.

M_1 : masse en gramme de la capsule d'incinération chargée de la prise d'essai.

M_2 : masse en gramme de la capsule d'incinération chargée des cendres.

II.3.La teneur en protéines brutes (NF V 18-100)

a. Principe :

La méthode utilisée est la méthode KJELDAHL consistant en :

- La minéralisation de la matière organique par l'acide sulfurique en présence d'un catalyseur approprié.
- L'alcalinisation des produits de la réaction.
- La distillation et titrage de l'ammoniac libéré.

b. Expression des résultats:

Le pourcentage en azote est donné par la formule suivante :

$$N \% = \frac{14 \times V \times N \times d}{1000 \times P}$$

V: volume en ml de la solution d'acide sulfurique utilisé lors du titrage.

N: la normalité de la solution d'acide sulfurique utilisée lors du titrage.

d : dilution du minéralisât.

La teneur en protéine exprimée en pourcentage est obtenue en multipliant la teneur en azote par un coefficient de **6,25**.

II.4.Teneur en fibres

Le contenu en fibres a été déterminé selon la méthode ISO 5983.

2,5 grammes de farine ont été pesés et libérés de leur matière grasse par extraction avec 15 ml d'hexane. La portion testée a été bouillie avec une solution d'acide sulfurique (0,255mole /litre), suivie d'une séparation et d'un lavage du résidu insoluble.

Le résidu ainsi obtenu, est bouilli avec de l'hydroxyde de sodium (0,313 mole /litre), suivi d'une séparation, lavage et séchage. Le résidu sec est pesé et incinéré dans un four à moufle à 600°C et la perte de masse est déterminée.

II.5. Teneur en hydrates de carbones totaux

La teneur en hydrates de carbone totaux est déduite par différence.

III. Paramètres physico-chimiques

III.1.Paramètres physiques

III.1.1.La densité (AFN T 60 214)

On appelle densité (ou poids spécifique, masse volumique) le rapport du poids d'un certain volume du corps gras à la température T, au poids d'un même volume d'eau à une température de 4°C pour notre échantillon.

La masse volumique renseigne sur le groupe auquel appartient une huile.

Il est à noter que la densité doit être toujours inférieure à 1; elle est en fonction non seulement de l'insaturation mais aussi de l'oxydation ou de polymérisation (densité augmente avec l'accroissement de celles-ci).

a. Principe

Le principe est basé sur la mesure de la masse, à température ambiante, d'un volume de corps gras contenu dans le pycnomètre préalablement étalonné à la même température. Elle est exprimée en gramme par ml ou en kilogramme par litre.

b. Expression des résultats

La densité est donnée par la formule suivante (Wolf, 1968).

$$D = \frac{P_3 - P_1}{P_2 - P_1}$$

P 1 : poids en gramme du pycnomètre vide.

P 2 : poids en gramme du pycnomètre rempli d'eau distillée.

P 3 : poids en gramme du pycnomètre rempli d'huile.

III.1.2. Indice de Réfraction (AFNT 60 212)

C'est le rapport entre la vitesse de la lumière dans le vide, à une longueur d'onde définie, à la vitesse de propagation dans la substance.

La longueur d'onde choisie est celle de la moyenne des raies D du sodium.

L'indice de réfraction nous renseigne sur le groupe auquel appartient le corps gras. A 20°C, les huiles siccatives ont des indices de réfraction compris entre 1,480 et 1,523, les huiles demi-siccatives ont des indices de réfraction compris entre 1,468 et 1,470.

a. Principe

Les mesures sont effectuées au réfractomètre d'ABBE, à une température de 20°C, la méthode suivie est celle décrite dans la norme NFT 60-212. (AFNOR, 1984).

b. Mode opératoire

- Laver les prismes du réfractomètre à l'éther de pétrole.
- Les essuyer avec un chiffon propre très doux.
- Verser alors entre les prismes 2 à 3 gouttes d'huile.
- Déplacer alors la lunette de visée pour que la ligne de séparation de la plage claire et de la plage sombre se situe à la croisée des fils du réticule.
- Lire l'indice de réfraction de l'huile à T°C=20°C.

III.2.Paramètres chimiques**III.2.1.Indice d'acide (Norme Française T60 204)**

L'indice d'acide est défini comme étant le nombre de milligrammes de potasse nécessaire pour neutraliser l'acidité de 1 gramme d'huile. La détermination de l'acidité de l'huile extraite est une mesure qui a souvent une très grande importance commerciale. Elle se fait sur l'huile séchée et pesée.

a. Principe

On dissout une prise d'essai dans l'éthanol, portée au voisinage de l'ébullition et préalablement neutralisée par une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium à (0,1 N) en présence de phénolphthaléine, on titre les acides gras libres à l'aide de la même solution éthanolique .

b. Mode opératoire

Dans une fiole conique de 250 ml, peser à 0.01 g près 5g d'huile. Dissoudre la prise d'essai dans 100 ml environ du mélange à parts égales d'éthanol et de diéthyléther préalablement neutralisé. Titrer en agitant, avec une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium 0.1 N jusqu'à coloration rose de la phénophtaléine persistant pendant au moins 10 secondes (Wolf ,1969. AFNOR ,1981).

c. Expression des résultats

L'indice d'acide est donné par la relation :

$$I_A = (V \times 56.1 \times N) / P$$

V : désigne le volume de potasse employé.

N : la normalité de la solution.

P : la masse de la prise d'essai.

III.2.2. Indice de peroxyde (Norme Française T60 220)

L'indice de peroxyde est le nombre de milliéquivalents d'oxygène actif par kilogramme de corps gras.

a. Principe

- On traite les corps gras en solution dans l'acide acétique et du chloroforme par une solution d'iodure de potassium.
- On titre par la suite l'iode libéré par une solution de thiosulfate de sodium (0,01 N).

b. Mode opératoire

- Dans une fiole, peser à 0,001 gramme près, 2 grammes d'échantillon. Ajouter 10 millilitres de chloroforme. Dissoudre rapidement la prise d'essai en agitant.
- Ajouter 15 millilitres d'acide acétique puis 1 millilitre de solution de potassium.
- Remettre le bouchon rapidement, agiter pendant une minute et laisser reposer pendant exactement 5 minutes à l'abri de la lumière et à une température de 15 à 25 °C.
- Ajouter environ 75 millilitres d'eau distillée. Titrer l'iode libéré avec une solution de thiosulfate de sodium $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ 0,002 N en agitant vigoureusement et en employant une solution d'empois d'amidon comme indicateur.
- Effectuer simultanément un essai à blanc. Si le résultat de ce dernier excède 0,05 millilitre de solution de thiosulfate de sodium 0,001N, remplacer les réactifs impurs (Wolf, 1969. AFNOR ,1981).

c. Expression des résultats

L'indice de peroxyde (I_p), exprimé en milliéquivalents d'oxygène actif par kilogramme, est fourni par la formule :

$$I_p = (V \times T \times 1000) / M \text{ où :}$$

V : nombre de millilitres de solution de thiosulfate de sodium normalisée utilisée pour l'essai, corrigé en fonction des résultats de l'essai à blanc.

T : facteur de normalité exact de la solution de thiosulfate utilisé.

M : masse (en grammes) de la prise d'essai.

III.2.3. Indice de saponification (Norme Française T60 206)

L'indice de saponification est la quantité de potasse exprimée en milligrammes nécessaires pour saponifier 1gramme d'huile.

a. Principe

La prise d'essai est soumise à une ébullition à reflux avec une solution d'hydroxyde de potassium puis titrée par l'acide chlorhydrique (HCL) en présence d'un indicateur coloré (phénolphtaléine).

b. Mode opératoire

Peser au milligramme dans un Erlenmeyer à fond plat, 2g d'huile. Ajouter 25ml, exactement mesurés, de potasse alcoolique (0.5N), et porter à ébullition sous un réfrigérant à reflux. Il est conseillé d'ajouter dans l'Erlenmeyer un régulateur d'ébullition (pierre ponce, billes de verre..). Maintenir l'ébullition pendant une heure en agitant de temps en temps. Titrer l'excès d'alcali dans la solution savonneuse chaude avec de l'acide chlorhydrique (0.5N) en présence de phénolphtaléine.

Faire un essai à blanc dans les mêmes conditions pour titrer la liqueur alcoolique de potasse. **(Wolf ,1969., AFNOR ,1981).**

c. Expression des résultats

L'indice de saponification est donné par la formule suivante :

$$I_s = ((C_1 - C_2) \times 28) / M$$

M : la masse en gramme de la prise d'essai.

C1 : le nombre de millilitres d'acide chlorhydrique utilisé dans l'essai à blanc.

C2 : le nombre de millilitres d'acide chlorhydrique utilisé dans l'essai avec l'huile.

III.2.4.Indice d'iode (Norme française T60 203)

L'indice diode est le nombre de grammes d'iode fixés par 100 grammes d'huile.

a. Principe

On additionne au corps gras en solution dans le chloroforme, un excès d'halogénure d'iode ou réactif de Wijs. On détermine l'excès d'iode par addition d'iodure de potassium et d'eau, on titre l'iode libéré par une solution de thiosulfate de Sodium (0,1N).

b. Mode opératoire

- Introduire la prise d'essai (0.13g d'huile) dans une fiole de 500 millilitres.
- Ajouter 20 millilitres de solvant pour dissoudre l'huile. Ajouter exactement 25 millilitres du réactif de Wijs, boucher, agiter le contenu et placer la fiole dans un endroit sombre pendant une heure.
- Préparer un essai à blanc avec le solvant et le réactif mais sans la prise d'essai.
- Une fois ce laps de temps écoulé, ajouter 20 millilitres de la solution d'iodure de potassium et 150 millilitres d'eau dans chaque fiole.
- Titrer avec la solution thiosulfate de sodium 0.1N en présence d'empois d'amidon jusqu'à ce que la couleur jaune due à l'iode ait pratiquement disparu.
- Ajouter quelques gouttes de la solution d'amidon et poursuivre le titrage jusqu'au moment où la couleur bleue disparaît après avoir agité vigoureusement le contenu **(Wolf, 1969., AFNOR ,1981).**

c. Expression des résultats

L'indice d'iode est donné comme suit :

$$I_i = (12,96C (V_1 - V_2)) / Mo$$

C : concentration, en moles par litre, de la solution de thiosulfate de sodium utilisée.

V₁ : volume, en millilitres, de la solution Na₂S₂O₃ utilisé pour l'essai à blanc.

V₂ : volume, en millilitres, de la solution Na₂S₂O₃ utilisé pour la détermination.

M : masse, en gramme, de la prise d'essai.

IV. Analyse de la composition chimique de l'huile

IV.1.Extraction des phosphatides.

Les phosphatides forment des mélanges complexes de plusieurs classes de composés où entrent les acides gras, le glycérol, l'acide phosphorique et, dans certains cas, des bases alcooliques azotées ou des acides aminés.

Leur faible solubilité dans l'acétone permet de les précipiter de manière simple et de les doser par gravimétrie. La méthode normalisée par IUPAC et AOCS (**Wolf ,1969**) est décrite ci-après.

a. Principe

Le dosage des phosphatides est basé sur leur insolubilisation dans un solvant tel que l'acétone. On traite la prise d'essai par l'acétone puis on filtre la solution obtenue, on lave le filtre et le résidu avec le même solvant. Le filtre est séché à l'étuve puis pesé après refroidissement.

b. Mode opératoire

Dissoudre 25g d'huile (l'extrait à l'hexane) dans 200 ml d'acétone, soit **P** cette masse. Laisser reposer pendant 2 heures à 4°C. Filtrer sur un filtre taré. Ce dernier est ensuite lavé avec de l'acétone jusqu'à ce que le solvant de lavage ne contient plus de corps gras. Sécher et filtrer à 100-105°C et peser après refroidissement au dessiccateur.

c. Expression des résultats

Soit **P₁** ce poids. La teneur en phosphatides est donnée par :

$$\% \text{ phosphatides} = (P_1 / P) \times 100$$

IV.2. Extraction de l'insaponifiable ((Norme française T60 205)

Dans ce travail, l'extraction de l'insaponifiable a été conduite de la manière suivante :

Dans un ballon à col rodé de 250 ml, peser 5 g de l'échantillon (l'extrait à l'hexane) (soit **M** cette masse).

- Ajouter 50 ml d'une solution de potasse alcoolique de concentration minimum 3% dans l'alcool éthylique et quelques graines de pierre ponce. Munir le ballon d'un réfrigérant ascendant. Porter à légère ébullition pendant 1 heure.

- Retirer le ballon du bain marie. Transvaser le contenu dans une ampoule à décanter.
- Faire un premier rinçage du ballon avec au maximum 100 ml d'eau qui seront versées ensuite dans l'ampoule, puis un second rinçage avec 100 ml d'oxyde d'éthyle qui seront également versées dans l'ampoule. Boucher l'ampoule et secouer vigoureusement. Laisser décanter jusqu'à séparation des deux couches.
- Soutirer la couche hydro alcoolique par le robinet, dans le ballon de saponification.
- Verser la couche étherée par le haut de l'ampoule dans la deuxième ampoule à décantation contenant 40 ml d'eau. Extraire à nouveau la solution hydro alcoolique de savon dans la première ampoule, deux fois encore par 100 ml d'oxyde d'éthyle de la même manière. Réunir les trois fractions étherées dans la deuxième ampoule.
- Faire tourner l'ampoule contenant la solution étherée et les 40 ml d'eau, sur elle-même sans secousse violente ; laisser décanter et soutirer l'eau de lavage.
- Laver la solution étherée 2 fois avec 40 ml d'eau en secouant vigoureusement, puis laver successivement en secouant vigoureusement avec alternativement 40ml de solution aqueuse de potasse (à 3 %), 40ml de solution aqueuse de potasse, 40ml d'eau jusqu'à ce que les eaux de lavage ne se colorent plus en rose par addition de cinq gouttes de phénolphthaléine.
- Transvaser la solution étherée dans un ballon taré, évaporer complètement le solvant en chauffant au bain marie. Ajouter 6 ml d'acétone et les évaporer en s'aidant d'un léger courant d'air. Tenir le ballon obliquement presque entièrement immergé, et le faire tourner dans un bain-marie d'eau bouillante.
- Terminer le séchage à 150°C dans l'étuve et peser. Continuer le séchage jusqu'à ce que la perte de masse entre deux pesées consécutives soit inférieure à 2 mg. Soit m la masse trouvée. La teneur en insaponifiable est donnée par :

$$\% \text{ insaponifiable} = (m/M).100$$

IV.2.1.Fractionnement de l'insaponifiable par chromatographie colonne en gel d'alumine.

La méthode de fractionnement de l'insaponifiable par chromatographie colonne en gel d'alumine est à conseiller pour les insaponifiables extraits à l'oxyde diéthylique qui peuvent être chromatographiés directement, sans séparation préalable des acides gras qui seront retenus très facilement par la colonne (**Wolf ,1969**).

- Préparation de la phase stationnaire.

Le gel d'alumine doit être placé dans le four à 500°C pendant 4 heures. Après refroidissement, lui ajouter 2 % d'eau. Agiter convenablement afin d'homogénéiser la masse. Conserver à l'obscurité pendant au moins 12 heures avant emploi.

- Préparation de la colonne chromatographique

Suspendre 15 g de gel d'alumine hydraté à 2 % dans le n-hexane anhydre et les introduire dans la colonne (dans notre cas on a utilisé une burette graduée en verre de volume de 50 ml ou 100 ml)

Après tassement spontané, le compléter à l'aide d'un agitateur électrique pour rendre la couche chromatographique plus homogène. Percoler 30 ml de n-hexane afin d'éliminer les impuretés éventuelles.

- Conduite de la chromatographie sur colonne

Dissoudre exactement 300 mg d'insaponifiable dans quelques millilitres d'hexane et les verser en haut de la colonne. Adapter le réservoir de solvant et faire couler l'hexane qu'il contient à travers la colonne. Une grande précision est recommandée lors de cette étape (Wolf, 1969)

L'élution des hydrocarbures et du squalène est totale lorsque 60 ml d'hexane auront été recueillis en bas de la colonne.

Recueillir alors les fractions suivantes dans un autre Erlenmeyer et poursuivre l'élution avec le mélange hexane- benzène jusqu'à élution totale du carotène, qui forme un anneau jaune visible sur la colonne ; pour cela, 50 ml du mélange généralement suffisent.

Les alcools sont élués en même temps que les tocophérols par un mélange plus polaire que celui utilisé pour les carotènes et qui est constitué par 60 volumes d'hexane et 40 volumes d'oxyde d'éthyle.

Les stérols sont élués avec un mélange plus polaire encore (hexane/ oxyde d'éthyle à volumes égaux). Distiller la majeure partie du solvant dans les deux fractions recueillies. Finir de chasser le solvant sous gaz inerte et peser les deux fractions obtenues.

Soit P_1 le poids d'hydrocarbures obtenu, P_2 celui de carotène, P_3 celui du mélange alcools/ tocophérol et P_4 celui des stérols. Si P est le poids de la prise d'essai, les différentes teneurs sont données par :

$$\text{Hydrocarbures (en \% de l'insaponifiable)} = (P_1 / P) \times 100$$

$$\text{Stérols (en \% de l'insaponifiable)} = (P_4 / P) \times 100$$

IV.3. Détermination du profil en acides gras

IV.3.1. Analyse par chromatographie en phase gazeuse des esters méthyliques d'acides gras de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

L'analyse par introduction directe des acides gras dans la colonne est possible, mais, généralement, ces substances ont des points de fusion assez élevés, alors que leurs esters méthyliques sont bien plus volatils. Il est donc préférable de procéder à une méthylation préalable, ce qui permettra de travailler à une température plus basse et d'utiliser des phases polaires qui ne supporteraient pas une température trop élevée (Tranchant, 1995).

a. Préparation des esters méthyliques

Les acides gras sont transformés préalablement en esters méthyliques. La matière grasse à analyser est chauffée à reflux dans l'alcool méthylique en présence de méthylate de sodium. Les esters méthyliques obtenus sont extraits à l'éther éthylique.

- Dans le ballon de 100 ml, introduire 5 g de matière grasse (l'extrait à l'hexane) préalablement déshydratée au sulfate de sodium et filtrée. Ajouter 50 ml de méthanol, adapter le réfrigérant et faire bouillir à reflux durant quelques minutes.
- Interrompre le réchauffement, détacher le réfrigérant et ajouter rapidement 1ml de solution de méthylate de sodium ; remettre le réfrigérant et faire bouillir à reflux durant 10 min au moins (sous agitation magnétique). La méthylation est considérée comme complète quand toute la matière grasse sera passée dans la solution et que le mélange de réaction soit parfaitement limpide à température ambiante. Interrompre alors le chauffage et l'agitation. Verser par le réfrigérant 30 ml d'eau.

- Refroidir et verser le mélange de réaction dans une ampoule à décanter de 250 ml.
- Rincer le ballon plusieurs fois avec 20 ml d'eau puis 20 ml de chloroforme et les verser dans l'ampoule à décanter. Agiter et attendre la séparation des strates : la phase aqueuse est transférée dans une deuxième ampoule à décanter et à nouveau extraire avec 20 ml de chloroforme.
- Recueillir la phase organique dans la seconde ampoule, laver deux fois avec 10 ml d'eau, puis sécher ensuite sur sulfate de sodium.
- Filtrer sur coton et évaporer la presque totalité du solvant au bain-marie.

b. Chromatographie des esters méthyliques

L'analyse des esters méthyliques est réalisée à l'aide du chromatographe Chrompack CP 9002 muni d'un détecteur à ionisation de flamme (FID).

Conditions opératoires

- Colonne capillaire Cp sil 88-DB 23 de longueur 30 m, diamètre intérieur 0,32 mm, et une épaisseur du film de 0,25 μ m.
- Gaz vecteur: Azote(N₂).
- Injecteur SPLIT 1/100.
- Température de l'injection 250°C.
- Température du détecteur 250°C.
- Température du four 200°C.
- La surface des pics est donnée par un intégrateur dont la vitesse du papier est de 0,5cm/mn.

IV.4.Le profil en triglycérides

La chromatographie liquide à haute pression en phase inverse permet de séparer les triglycérides en fonction du nombre de carbones diminués de deux fois le nombre de doubles liaisons.

Une quantité connue d'huile (l'extrait à l'hexane) est mise en solution dans la phase mobile: acétone /acétonitrile et injectée directement dans une boucle de 10 μ l.

Conditions opératoires

- Chromatographe type: Perkin-Elmer.
- Détecteur : IR
- Colonne lichrosorb RP18 : L=250cm.

D=4.6mm.

- **Phase mobile:** acétone /acétonitrile (63,5 /36,5).
- **Débit :** 1ml/mn.
- **Volume injecté:**10 μ l.

La surface des pics est donnée par un intégrateur et l'identification est réalisée par comparaison des temps de rétention relatifs des triglycérides de l'huile de Moringa analysée dans les mêmes conditions opératoires.

IV.5. Dosage des tocophérols par HPLC

L'une des premières difficultés rencontrées dans le dosage des tocophérols est leur instabilité (oxydabilité) ; ce qui demande de prendre des précautions opératoires si l'on souhaite les isoler : saponification de courte durée, purification des réactifs et présence de gaz inerte, ajouts d'antioxydants.

Tout d'abord, ce sont leurs propriétés réductrices qui ont été mises à profit pour les caractériser et les doser.

Le dosage des tocophérols peut être soit global ou bien une analyse d'un mélange de tocophérols.

Les méthodes industrielles de dosage globale des tocophérols sont toutes basées sur la méthode de d'EMMERIE –ENGEL. Cette dernière est basée sur l'oxydation de la vitamine E par le chlorure ferrique en solution alcoolique. Une addition d' α , α' - dipyridyle développe une couleur rouge caractéristique avec le chlorure ferreux formé.

L'analyse d'un mélange de tocophérols implique directement l'utilisation des techniques chromatographiques CCM, CC, CPG /MS et HPLC.

Depuis l'émergence de la technologie HPLC, la majorité des analyses des lipides utilise cette méthode (**Abidi ,2000**) ; et la première séparation des tocophérols par HPLC a été réalisée en 1973.

Dans notre travail, la détermination des tocophérols a été menée par HPLC en phase inverse couplée à un détecteur ultraviolet UV, selon la méthode de **Rougerreau et al. (1981)** avec quelques modifications légères.

Le travail en phase inverse présente des avantages :

Avantages

- Phase mobile facilement équilibrée.
- Les pics et les temps de rétention sont reproductibles.
- Compatibilité avec le détecteur électrochimique.
- La colonne utilisée présente une très grande stabilité et une très longue durée de vie avec un temps d'analyse très court. (**Gimeno et al, 2000. , Panfili et al, 2003**).

Les conditions opératoires sont :

- **Appareil** utilisé: WATERS 2487.
- **Détecteur**: UV-Visible.
- **Pompe**: WATERS 1525.
- **Colonne**: SUPLECO.

Silice greffée 18 carbones (RP18).

Diamètre interne:4,6mm.

Longueur: 25 cm.

Porosité: 5 micromètres.

- **Pré colonne** : RP8, Porosité 5 micromètres.
- **Phase mobile**: Méthanol-Eau bidistillée et filtrée (98/2, V/V).
- **Débit**: 2 ml/min.
- **Pression de la pompe**:183 bars.
- **Longueur d'onde de détection**: 280 et 290 nm.

- **Boucle d'injection** : 20 µl.
- **Température d'injection**: ambiante.
- **Logiciel**: Breeze.

IV.6. Identification et analyse quantitative des stérols par CPG/FID

Le dosage des stérols peut être soit global ou bien le dosage peut se faire sur un mélange de stérols. Le dosage global comprend plusieurs techniques :

- La chromatographie sur couche mince.
- Précipitation à la digitonine.
- Le dosage colorimétrique.

Pour l'analyse d'un mélange de stérols, les méthodes essentiellement utilisées sont les méthodes chromatographiques : CPG et HPLC.

La chromatographie phase gaz est la technique de choix et la plus fréquemment utilisée pour l'analyse des stérols.

Dans notre travail, l'analyse des stérols a été menée par CPG / FID sur colonne capillaire **DB 17**, après dérivation préalable des stérols sous forme de triméthylsilyles (TMS).

L'utilisation de colonnes capillaires présente beaucoup d'avantages à savoir :

- Très grande sensibilité de détection, les colonnes capillaires sont plus sensibles que les colonnes remplies, elles peuvent détecter des quantités de l'ordre de nanogramme.
- Très grande stabilité thermique.
- Possibilité de séparation des isomères de position.
- Meilleure durabilité et flexibilité.
- La réduction du temps d'analyse.
- La réduction d'interférence et de chevauchement entre les pics.
- Amélioration de la résolution.

Pour l'analyse des stérols, la plupart des méthodes en chromatographie gazeuse nécessitent leur dérivation préalable pour former des triméthylsilyles (TMS) éther par utilisation d'un réactif de silylation ou des acétates de stéryls (par acétylation avec la pyridine et l'anhydride acétique). Il existe cependant des méthodes qui donnent une meilleure séparation et quantification des stérols non dérivés (**Jekel et al, 1998**).

Des études utilisant des stéryls ester ont été rapportées notamment dans l'analyse de certaines huiles végétales, dans les lipides du lait et du beurre de cacao (**Gordone et Miller, 1997.**, **Alonso et al ,1997.**,**Verleyen et al ,2002**).

Bien que la séparation des stérols et de stanols sans dérivation est possible mais leur résolution n'est pas aussi bonne que leurs dérivés triméthylsilylés (TMS) (**Lagarda et al, 2006**).

La dérivation permet d'améliorer la stabilité des stérols insaturés thermolabiles et la trainée des pics, avec augmentation de la résolution et de la sensibilité (**Grandgirard et Gordelet ,1998**).

Les réactifs de silylation les plus utilisés sont : *N*-methyl-*N*-trimethylsilyltrifluoroacetamide (MSTFA) dans la pyridine anhydre et le bis (trimethylsilyl)-trifluoroacetamide (BSTFA) contenant 1% de triméthylchlorosilane (TMCS) (1:1, v/v) ajouté à l'échantillon à sec.

Dans notre travail, la dérivation et la formation des stérols dérivés(TMS) triméthylsilyl éthers ont été menées comme suit :

Introduire, dans le tube quelques milligrammes d'insaponifiable, ajouter dans l'ordre 0,5 ml de pyridine, 0,1ml d'hexaméthylidisilazane et 0,04 ml de triméthylchlorosilane.

Laisser reposer 5min. Injecter entre 0,5 et 1,0 µl de surnageant.

Les conditions opératoires

- **Appareil** : Thermoquest
- **Colonne** capillaire DB 17 de longueur 30 m, diamètre intérieur 0,32mm, et l'épaisseur du film de 0,25µm
- **Phase stationnaire** : (50 %phényl 50% méthyl siloxane)
- **Gaz vecteur**: Hélium (He).
- **Température de l'injection** : 300°C.
- **Température du détecteur** : 300°C.
- **Température de la colonne** : la programmation de la température de la colonne est comme suit : 70°C (1min) ; 60°C /min, elle augmente jusqu'à 245°C (maintenir 1min) ; 3°C/min jusqu'à 275 °C et reste pendant 10 min.
- **Débit** : 1,4 ml/mn.
- **Logiciel** : Peak Simple.

L'identification des stérols est réalisée par calcul et comparaison des temps de rétention relatifs des stérols analysés par **(Toivo et al, 1998)** dans les mêmes conditions opératoires.

IV.7. Séparation et quantification des pigments chlorophylliens et du bêta carotène par HPLC

Pour la détermination des pigments chlorophylliens et du bêta carotène dans l'huile, la méthode utilisée est la chromatographie liquide à haute performance dont le protocole est préconisé par **Rahmani et Saari Csallany (1990)**.

Les conditions opératoires

- **Appareil**: HPLC de type WATERS.
- **Détecteur**: UV-Visible, de type WATERS 2487 opérant à 433 nm.
- **Pompe**: WATERS 600.
- **Colonne**: remplie de µ-porasil (10 µm).

Diamètre interne: 3,9 mm.

Longueur: 30 cm.

Porosité : 10 µm.

- **Phase mobile** : Hexane-Isopropanol (98/2, V/V).

- **Débit:** 2ml/min,
- **Boucle d'injection:**50 μ l.
- **Logiciel:** Millénium.

Partie III : Résultats et discussions

I. La composition biochimique de la graine

La composition biochimique de la graine de *Moringa oleifera* est indiquée dans le **tableau 11**.

Tableau 11 : Composition biochimique de la graine de *Moringa oleifera*.

Composition biochimique de la graine	Teneur en % de matière sèche
Humidité	6.3
cendre	5.07
protéine	36.25
Matière grasse	41.33
fibre	3.7
Sucres totaux	7.35

Les résultats obtenus sont en concordance avec ceux donnés dans la littérature (**Tableau 2**).

Les graines oléagineuses présentent des teneurs en eau variant entre 3 à 9 % selon l'espèce et la variété. La teneur en eau des graines de *Moringa oleifera* est de 6.3 %. Cette valeur relativement faible permet d'abaisser l'activité de l'eau qui est responsable des réactions d'altération et d'assurer un bon stockage des graines.

Des études ont montré que lorsqu'on diminue la teneur en eau on obtient un meilleur rendement en huile (**Ben Aldjia et al, 2005**).

Le pourcentage élevé en matière grasse trouvé dans les graines de *Moringa oleifera* fait de cette dernière un important potentiel dans les industries des huiles. Ce pourcentage excède celui de quatre graines oléagineuses conventionnelles : coton (15- 24%), soja (17- 21 %), tournesol (25- 40 %), moutarde (24- 40 %).

La teneur en matière grasse des graines de *Moringa oleifera* est comparable à celle trouvée dans d'autres graines oléagineuses comme l'arachide, le ricin, colza.

D'autre part, les graines déshuilées peuvent être utilisées comme fertilisant et comme un potentiel aliment de bétail (après détoxification) et enfin, le tourteau peut être utilisé dans les traitements des eaux.

L'analyse de la composition biochimique de la graine de *Moringa oleifera* a révélé une teneur importante en protéines de l'ordre de 36.25 %, tandis que le contenu en fibres et en cendres est faible (3.7 et 5.07 % respectivement).

Les graines de *Moringa oleifera* sont plus riches en protéines (332,5 g/Kg de matière sèche), par comparaison aux graines des légumineuses et des céréales qui est de l'ordre de 180 à 250 g/Kg MS et 78 à 228 g/Kg MS, respectivement (**Oliveira et al, 1999**).

D'autre part, les graines de *Moringa oleifera* possèdent, exceptionnellement, une teneur plus élevée en acides aminés soufrés (méthionine + cystéine). Par conséquent, les graines de *Moringa oleifera* constituent un très bon complément alimentaire par rapport aux légumes qui sont déficients en acides aminés soufrés. (**Oliveira et al, 1999**).

Cependant, la graine de *Moringa oleifera* contient certains composés antinutritionnels comme les inhibiteurs de la trypsine.

II. Extraction et rendements en huile

Les rendements d'extraction obtenus par les différents procédés d'extraction sont indiqués dans le **tableau 12**.

Tableau 12 : Rendements d'extraction de l'huile de graines de *Moringa oleifera* par différentes méthodes.

	Soxhlet				Presse	Ultrasons
	Hexane	Acétone	Chloroforme/ méthanol	Hexane/ Isopropanol		
Rendement en huile %	41.33	40,72	42.16	44,12	16,16	30.83

A la lumière de ces résultats, il ressort que les teneurs en huile obtenues au Soxhlet avec les différents solvants sont les plus élevées. Ces résultats sont conformes à ceux obtenus par **Anwar et Bangher, (2003) et Lalas et Tsaknis, (2002)** qui sont de 40.39 % à l'Hexane, et 41,4 % au chloroforme/méthanol respectivement.

En revanche, l'extraction à la presse enregistre un rendement de 16,16% à chaud, qui est beaucoup plus faible que celui trouvé dans la littérature (**Tableau 3**). Cela peut s'expliquer par le type de presse, ses performances et les conditions opératoires.

II.1. Effets du solvant

Il apparaît, selon le **tableau 13**, que le rendement d'extraction en huile obtenu avec le mélange hexane/isopropanol (3:1 v/v) est le plus élevé, suivi du mélange chloroforme/méthanol (50:50 v/v), hexane et enfin l'acétone.

L'extraction par Soxhlet avec les solvants apolaires donne un rendement relativement élevé qui peut être amélioré par l'addition d'isopropanol. Ce dernier favorisant l'obtention des constituants moyennement polaires.

D'autre part, les résultats obtenus ne signifient en aucun cas que tout ce qui a été extrait par les solvants correspond uniquement à de l'huile. En effet, les études ont montré qu'en plus de l'huile, on peut extraire d'autres fractions autres que lipidiques (hydrocarbures, cires).

Tableau 13 : Effets de la nature du solvant d'extraction sur le rendement en huile de *Moringa oleifera*

Type d'extraction	Solvant d'extraction	Rendement d'extraction (%)	Polarité du solvant	Point d'ébullition (°C)	viscosité % solvant (cps)
Soxhlet	Hexane / Isopropanol	44,12	-	77-80	-
Soxhlet	Acétone	40,72	5.1	55-57	0.3
Soxhlet	Hexane	41.33	0.1	68-70	0.3
Soxhlet	Chloroforme/méthanol	42.16	--	61-64	--

II.2.Effets de la méthode d'extraction

Les rendements les plus élevés sont obtenus par les méthodes chimiques (**tableau 14**). Cela est dû à la capacité du solvant à extraire la plupart des lipides. Le Soxhlet permet d'avoir un rendement plus élevé, en raison de l'effet de la chaleur, contrairement à l'ultrason où on a utilisé des vibrations ultrasonores à froid. En revanche, l'extraction à la presse enregistre le plus faible rendement soit 16,16%, une part importante d'huile est restée dans le tourteau duquel on a extrait 25% au Soxhlet par l'hexane.

Tableau 14 : Effets de la méthode d'extraction sur le rendement en huile de *Moringa oleifera*

Méthode d'extraction	Solvant	Temps (h)	Rendement d'extraction %
Soxhlet	Hexane	6	41.33
Ultrason	Hexane	6	30.83
Presse	-	-	16,16

III. Propriétés physico-chimiques de l'huile de *Moringa oleifera*

Les résultats obtenus des analyses physico-chimiques sont représentés dans le **tableau 15**.

Paramètres physico-chimiques	Soxhlet				Presse	Ultrasons
	Hexane	Acétone	Chloroforme/ méthanol	Hexane/ Isopropanol		
Densité à 20 ° C	0.9035	0.9080	0.911	0.914	0.895	0.889
Indice de réfraction à 20 ° C	1.465	1.467	1.467	1.466	1.467	1.467
Indice d'acide (mg/d d'huile)	1.3	1.5	1.8	1.1	2.58	1.44
Indice d'iode (g/100 g 'huile)	65.41	66.20	65.30	66.12	65.70	65.95
Indice de saponification mg de KOH /g d'huile)	188	187	186	188	192.01	190
Indice de peroxyde méq d'O ₂ /kg d'huile	7	7	9	9	2.92	2.33

Tableau 15 : Paramètres physico-chimiques de l'huile de *Moringa oleifera* obtenus par les différentes méthodes et différents solvants.

III.1. Propriétés physiques

III.1.1. La densité

C'est l'un des critères de pureté qui indique la présence de corps étrangers.

La densité de l'huile de *Moringa oleifera* varie légèrement avec la méthode d'extraction et le type du solvant utilisé (**tableau 15**). La plus grande valeur est celle obtenue par le mélange Hexane/Isopropanol qui est de 0.914. Ces résultats sont comparables à ceux obtenus dans la littérature (**Tableau 5**) et proches de ceux de l'huile d'olive dont la norme donnée par le codex alimentarius est de 0.910-0.916.

III.1.2. Indice de réfraction

L'indice de réfraction nous renseigne sur la pureté et le groupe de l'huile.

Notre huile est classée comme non-siccative avec un indice de réfraction qui varie entre 1.465 et 1.467 à 20°C. Il n'existe pas de différence entre les résultats obtenus par les méthodes utilisées et les différents solvants. Les valeurs sont en accord avec la littérature et elles sont proches de celles de l'huile d'olive qui varient entre 1.467-1.470.

III.2. Propriétés chimiques

III.2.1. Indice d'acide

L'indice d'acide définit la qualité de l'huile. Il caractérise la pureté et la stabilité des huiles à la température ambiante.

Les huiles de *Moringa oleifera* présentent un faible indice d'acide (**Tableau 15**) qui est inférieur à ceux de la plupart des huiles usuelles tels que le soja (max.3mg/g), tournesol (max.4mg/g) et huile d'olive qui varie de 2 à 16 mg/g d'huile.

Les solvants apolaires tel que l'hexane, donnent une huile à indice d'acide relativement élevé et qui sera réduit par l'adjonction de l'isopropanol. Ceci est dû à l'inhibition de l'activité de la lipase par l'isopropanol.

Par ailleurs, on remarque une légère augmentation de l'indice d'acide de l'huile issue de la presse. ; cela peut s'expliquer par la réaction d'hydrolyse des lipides par la lipase qui conduit à la libération des acides gras libres par effet de l'extraction à l'air libre et de la chaleur. Cette réaction n'aurait lieu que lors du broyage de la graine qui mettrait alors en contact la lipase avec l'huile.

La faible valeur d'indice d'acide confère une bonne stabilité à l'huile de *Moringa oleifera*.

III.2.2. Indice d'iode

L'indice d'iode met en évidence le degré d'insaturation de l'huile. Les résultats sont donnés dans le **tableau 15**.

Il n'existe pas de différence entre les indices d'huile obtenus par les différents solvants et méthodes d'extraction.

Nos résultats sont en concordance avec ceux trouvés dans la littérature (**Tableau 5**).

Cependant, les valeurs trouvées sont inférieures à celles de l'huile d'olive qui varient entre 75 et 94 g/100 g d'huile ; cela indique que l'huile de *Moringa oleifera* est moins insaturée que l'huile d'olive.

III.2.3. Indice de peroxyde

L'indice de peroxyde est lié aux conditions de conservation et aux modes d'extraction. C'est un critère très utile et d'une sensibilité satisfaisante pour apprécier les premières étapes d'une détérioration oxydative.

L'indice de peroxyde des huiles extraites varie selon la méthode d'extraction (**tableau 15**). Les valeurs les plus faibles sont celles de l'huile obtenues par la presse 2.92 meq O₂/Kg d'huile et par ultrason 2.33 meq O₂/Kg d'huile où l'extraction a été menée à froid.

Les valeurs d'indice de peroxyde sont inférieures à 10 meq O₂ / Kg ; ce qui caractérise la plupart des huiles conventionnelles (**Codex Alimentarius ,1992**). Cela, peut s'expliquer par la richesse de l'huile en tocophérols lesquels sont des substances antioxydantes naturelles.

III.2.4. Indice de saponification

L'indice de saponification est en relation avec la longueur des acides gras constituant de l'huile.

Les valeurs de l'indice de saponification varient selon la méthode d'extraction (**tableau 15**). Ces résultats sont conformes à ceux donnés par la littérature (**Tableau 5**).

L'indice de saponification de l'huile de *Moringa oleifera* est proche de celui de l'huile d'olive qui varie entre 184 à 196 mg de KOH/g d'huile. Cet indice nous permet de calculer la masse molaire moyenne de l'acide gras constituant notre huile.

IV. Analyse de la composition chimique de l'huile de *Moringa oleifera*

Les résultats des phosphatides et de l'insaponifiable ainsi que son fractionnement sont obtenus sur l'huile extraite avec de l'hexane, solvant le plus utilisé en industrie ; ce qui permet d'obtenir une huile de qualité.

IV.1.La teneur en phosphatides

La teneur en phosphatides est de 1,3% (**tableau 16**), valeur relativement élevée comparée à d'autres huiles. Celle trouvée par **Tir, (2005)** pour l'huile de sésame, est de 0.92% et pour l'huile d'olive, elle est très faible. Parmi les huiles les plus riches, on trouve l'huile de soja avec une teneur de 3 %.

Une teneur élevée en phosphatides n'est pas souhaitable dans une huile, car la présence des phospholipides confère à l'huile un goût désagréable. En plus, les phosphatides sont souvent liés à des métaux (Fe⁺⁺, Cu⁺⁺) catalyseurs d'oxydation ; ce qui provoque l'acidification de l'huile. Ils sont généralement diminués par le raffinage à l'état de traces, au cours des opérations de démulcination et de neutralisation.

IV.2. La teneur en insaponifiables

Les teneurs en composés mineurs de l'huile de graines de *Moringa oleifera*, en comparaison à d'autres huiles, sont données dans le **tableau 16**.

L'extraction de l'insaponifiable par l'hexane donne une valeur de 0.62%. Cette valeur est relativement faible, comparée aux résultats cités dans la littérature, ainsi que des autres auteurs : 0.7% pour l'huile d'arachide (**Chahdane et al. 1998**), 1.5% pour l'huile d'olive, 1.6% pour l'huile d'argan (**Debou et Chouana, 2003**) et 1.69% pour l'huile de sésame (**Tir, 2005**).

Nos résultats restent dans les normes car la teneur en insaponifiable des corps gras naturels est généralement faible et elle est comprise entre 0.3 et 1.5% (**Karleskind, 1992**).

Tableau 16 : Les teneurs en composés mineurs de l'huile de graines de *Moringa oleifera*.

Auteurs	Teneur (%) insaponifiable	Teneur(%) phosphatides
Moringa Résultats obtenus	0.62	1.3
Moringa (Anwar et Rashid, 2007)	0,74	-
Moringa (Anwar et Bhanger ,2003)	0,90	-
Olive(Aberkan ,1992)	1.5	Faible
Sesame (Tir, 2005)	1.69	0.92
Argan (Chouana et Debou,2003)	1.6	-
Soja (Ghris ,1996)	-	3
Arachide Chahdane,1998)	0.7	2.5

IV.3. Le fractionnement de l'insaponifiable

Seulement les teneurs en stérols et en hydrocarbures totaux dans l'insaponifiable de l'huile de graines de *Moringa oleifera* sont rapportées dans **le tableau 17**.

Les carotènes et les tocophérols sont dosés séparément par HPLC.

La teneur en stérols se situe à 237 mg dans 100 g de l'huile de *Moringa oleifera*. Cette teneur est supérieure à celle trouvée dans l'huile d'olive qui est de l'ordre de 98-184 mg/100 g d'huile. Cependant, la teneur trouvée dans notre échantillon coïncide avec les pourcentages trouvés dans les travaux concernant les stérols de certaines graines oléagineuses, notamment, l'huile de carthame avec un intervalle de 240-380 mg/100g. (**Karleskind, 1992**).

La teneur en hydrocarbures de l'huile de graines de *Moringa oleifera* est de 128 mg par 100 g d'huile. Cette teneur est faible par rapport à celle de l'huile d'olive qui est de l'ordre de 310-730 mg/100g d'huile. Cependant, la teneur trouvée dans notre huile est similaire à celle trouvée dans l'huile de carthame (126 -162 mg /100 g d'huile.). (**Karleskind, 1992**).

Tableau 17: teneurs en stérols et en hydrocarbures totaux dans l'insaponifiable de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Insaponifiable : 0.62%	
Teneur en hydrocarbure : 128 (en mg/100g d'huile de <i>Moringa</i>)	Teneur en stérols : 237 (en mg/100g d'huile de <i>Moringa</i>)

IV.4. Le profil en acides gras

La composition en acides gras de notre huile déterminée par (C.P.G) est donnée dans le **tableau 18**.

Méthode d'extraction	Presse	Ultrason	Soxhlet	Soxhlet	Soxhlet	Soxhlet
Solvant d'extraction	-	Hexane	Hexane	Acétone	Hexane/ Isopropanol	Chloroforme / Méthanol
Acide myristique (C 14 :0)	0.16	0.11	0.10	0.11	0.11	0.10
Acide palmitique (C 16 :0)	6.25	5.87	5.71	5.94	5.99	5.82
Acide palmitoléique (C 16 :1)	1.65	1.62	1.58	1.61	1.63	1.60
Acide margarique (C 17 :0)	0.08	-	0.07	0.08	-	0.08
Acide heptadecénoïque (C 17 :1)	-	-	-	-	-	0.05
Acide stéarique (C 18 :0)	5.41	6.23	6.23	6.34	6.16	6.25
Acide oléique (C 18 :1) ω 9	74.89	73.28	72.74	72.55	73.1	72.8
Acide oléique trans (C 18 :1 t)	0.44	-	-	-	-	0.08
Acide linoléique (C 18 :2) ω 6	0.57	0.54	0.55	0.55	0.55	0.52
Acide linoléique (C 18 :3) ω 3	0.15	0.14	0.15	0.15	-	0.14
Acide arachidique (C 20 :0)	3.13	3.87	4.05	4.09	3.91	4.05
Acide gadoléique (C 20 :1)	1.57	1.67	1.85	1.82	1.63	1.87
Acide béhénique (C 22 :0)	5.49	6.60	6.90	6.71	6.88	6.55
Σ Acides gras saturés AGS	20.52	22.68	23.06	23.27	23.05	22.85
Σ Acides gras insaturés AGI	79.11	77.25	76.87	76.68	76.92	77.06
Σ Acides gras mono insaturés AGMI	78.46	75.57	76.17	75.98	76.36	76.4
Acides gras polyinsaturés AGPI	1.36	0.68	0.70	0.70	0.55	0.66
AGI / AGS	3.85	3.40	3.29	3.29	3.33	3.37

Tableau 18 : composition en acides gras de l'huile de graines de *Moringa oleifera* exprimée en % des acides gras totaux

Le somme totale en acides gras saturés : acide myristique (C 14 :0), acide palmitique (C16 :0), acide stéarique (C 18 :0), acide arachidonique (C 20 :0) et acide béhénique (C 22 :0) dans l'huile est de 23.27 %, et l'acide prédominant est l'acide béhénique C 22 :0 .

La somme totale en AGS trouvée dans notre huile de Moringa est supérieure à celle trouvée dans l'huile d'olive qui est de l'ordre de (15, 3 %) (Dubois et al, 2007).

L'huile de Moringa est une très bonne source d'AGI (acides gras insaturés) avec une teneur de l'ordre de 79.11% dont l'acide oléique (C18:1) ω 9 est l'acide gras insaturé prédominant avec une teneur qui varie entre 72.55 à 74.89%. Ce dernier résultat permet de classer l'huile de Moringa dans la catégorie des huiles oléiques.

La somme totale en AGI trouvée dans notre huile de Moringa est inférieure à celle trouvée dans l'huile d'olive qui est de l'ordre de (83, 8 %) (Dubois et al, 2007).

Cependant, la somme en AGMI (acides gras mono insaturés) trouvée dans notre huile est supérieure à celle trouvée dans l'huile d'olive représentée essentiellement par l'acide oléique.

L'acide linoléique (C18:2) w6 et l'acide α -linoléique (C18:3) w3 sont présents en quantité insignifiante dans l'huile de *Moringa*, contrairement à l'huile d'olive qui contient une somme en AGPI de l'ordre de 10 % représentée essentiellement par le (C18:2) w6 (9,4 %).

La composition en acides gras de notre huile est similaire à celle de l'huile d'olive en ce qui concerne les (C18:1) et (C18:0) (Norman, 1979), mais varie pour les autres acides gras.

Il n'existe pas de différence dans la composition en acides gras des huiles extraites par les différentes méthodes et les différents solvants, car la composition en acides gras ne subit pas de transformation lors du processus technologique. Ces résultats sont en concordance avec la composition en acides gras donnée par la littérature (Tableau 6).

Par ailleurs, on note la présence dans notre huile de certains acides gras inhabituellement trouvés dans les huiles végétales en quantité insignifiante à savoir, l'acide margarique (C 17 :0), et l'acide heptadécénoïque (C 17 :1).

L'acide margarique (C 17 :0) est caractéristique des huiles animales. Sa présence en quantité insignifiante voire indétectable a été rapportée dans la plupart des travaux cités dans la littérature (Tableau6). En ce qui concerne l'acide heptadécénoïque (C 17 :1), sa présence dans l'huile est dûe très probablement à une contamination par des microorganismes. En effet, cet acide gras a été trouvé comme étant l'acide gras prédominant chez des levures cultivées sur alcanes. Par conséquent, l'origine de cet acide gras inhabituel serait d'origine microbienne.

Aussi, on note la présence d'une quantité insignifiante d'acides gras trans AGT (acide oléique trans(C 18 :1 t) dans l'huile extraite avec le solvant binaire chloroforme/méthanol ; ceci peut être dû à la température appliquée durant l'extraction.

Pour des niveaux élevés de consommation, les AGT (acides gras trans) augmentent les LDL-cholestérol tout comme les acides gras saturés, mais montrent également une tendance à faire baisser les HDL-cholestérol.

Les études prospectives conduites aux USA et en Europe du Nord ont montré une association positive entre le niveau de consommation d'AGT (compris entre 1,3 % et 6,4 % AET) et le risque de présenter un événement cardiovasculaire.

Actuellement, l'acide oléique est impliqué dans de multiples mécanismes et présente des propriétés thérapeutiques dans la prévention des maladies cardiovasculaires en intervenant au niveau du contrôle des concentrations sériques des lipoprotéines.

Les régimes riches en acide oléique entraînent une baisse du cholestérol LDL sans abaissement du cholestérol HDL. Il en résulte une augmentation du rapport cholestérol HDL /cholestérol LDL. Il n'en est pas de même lorsque l'acide oléique provient de certaines graisses animales (porc, Boeuf) également riche en acide gras saturés d'autant que dans ces conditions, l'acide oléique n'était pas préférentiellement en position 2 sur la molécule de triglycérides (Ammouche , 2001). Il n'en serait pas ou peu absorbé. En outre, de tels régimes n'induisent pas une hausse du taux de triglycérides plasmatiques.

Un taux élevé en cholestérol, en LDL cholestérol et en triglycérides TG constitue le facteur de risque le plus important dans les maladies cardiovasculaires.

L'effet hypocholestérolémiant de l'acide oléique est cependant, discuté. Il serait surtout lié à la réduction des acides gras saturés en partie, remplacés par l'augmentation des acides gras insaturés. (Ammouche, 2001) .

Des études réalisées un peu partout dans le monde ont démontré que les acides gras mono insaturés présentent un effet presque identique aux acides gras poly insaturés sur les niveaux du cholestérol total, mais surtout que leur consommation est associée à un effet protecteur sur la mortalité coronarienne.

Cependant, malgré l'action rapide et efficace des acides gras polyinsaturés, ces derniers peuvent faire l'objet de la formation de radicaux libres et réagir avec l'oxygène pour donner lieu à des radicaux libres peroxydés .

Ce processus radicalaire peut provoquer, au niveau vasculaire, une altération de l'endothélium des vaisseaux, une augmentation de l'agrégabilité plaquettaire et la formation de LDL modifiées, cytotoxiques et athérogènes.

Ainsi, l'impact de l'acide oléique dans le cadre des maladies cardiovasculaires et notamment dans le cas de l'athérosclérose, est principalement lié à la régulation des LDL plasmatiques, de leur contenu en cholestérol et de leur oxydabilité.

Les LDL enrichies avec de l'acide oléique réduisent l'adhésion de monocytes, montrant ainsi une étroite corrélation négative entre le contenu des LDL en acide oléique et l'adhésion de monocytes. On note, aussi, les LDL enrichies en acide oléique sont moins facilement converties en pro inflammatoires.

En outre, l'acide oléique ne réduit pas seulement le HDL cholestérol à des niveaux inférieurs comme l'acide linoléique, mais aussi, réduit la prise de LDL oxydées par les macrophages, diminuant ainsi, la susceptibilité des lipoprotéines à subir la lipoperoxydation.

C'est pourquoi, on a proposé de considérer, à coté du rapport P/S (polyinsaturés / saturés), également le rapport M/S (mono insaturés/saturés). En effet, la consommation des mono insaturés paraît être un facteur de protection au regard de la mortalité coronarienne.

Le rapport M/S optimal devrait se situer à 2 ou plus ; ce qui correspond à un ingesta journalier d'au moins 50 grammes d'huile d'olive.

D'autre part, l'acide oléique possède d'autres effets bénéfiques sur la santé qui peuvent être résumés comme suit :

- * L'acide oléique réduit le stress oxydant dans les cellules endothéliales et les artères pulmonaires.

- *L'influence bénéfique de l'acide oléique sur la formation des métastases pulmonaires serait en relation avec l'inhibition de la gélatinase. L'acide oléique perfusé dans la carotide, ouvre réversiblement la barrière hémato-encéphalique (Bourre ,2000).

- *L'acide oléique intervient, aussi, dans la modulation de la pression et de la viscosité sanguine et, enfin, du transport des cations dans les érythrocytes.

- *L'acide oléique pourrait contribuer à un bon contrôle de l'hypertriglycéridémie chez le rat diabétique. Il potentialise l'effet de la perte de poids qui diminue le risque cardiovasculaire chez les patients obèses et diabétiques. (Bourre ,2000).

- *Enfin, un dérivé de l'acide oléique, l'oléamide, module le sommeil et atténue l'apoptose de neurones du cerveau.

Le pourcentage élevé en acide oléique dans l'huile de *Moringa oleifera* la rend plus désirable et plus souhaitable en termes de nutrition, en conférant à celle-ci une meilleure

tenue et une très grande stabilité à la cuisson et à la friture, car elle s'oxyde moins que les autres huiles riches en acides gras polyinsaturés (soja, arachide, tournesol). Par conséquent, l'huile peut être utilisée comme une alternative aux huiles végétales partiellement hydrogénées (Abdulkarim et al, 2005).

La stabilité de l'huile de *Moringa oleifera*, durant la friture, a été rapportée par différentes études (Tsaknis et al, 1998), (Tsaknis et al, 1999), (Tsaknis et Lalas, 2002). La stabilité de l'huile à la friture des autres espèces de *Moringa*, comme *Moringa stenopela*, a été rapportée, aussi (Lalas et al, 2006).

Dans une étude sur la qualité et la stabilité de l'huile de *Moringa oleifera* par rapport aux autres huiles végétales, durant la friture, les résultats ont montré que l'huile de *Moringa oleifera* est plus stable aux applications de friture, comparée aux autres huiles végétales conventionnelles (huile de soja, l'oléine de palme, huile de canola).

L'huile de *Moringa oleifera* contient une teneur élevée en acide béhénique (environ 7%). Ce dernier est utilisé dans l'industrie des chocolats, en raison de ses propriétés physiques. Il reste solide à la température ambiante et fond à la température buccale sans laisser de gout gras. L'acide béhénique est très faiblement absorbé. Il peut être utilisé dans les aliments hypocaloriques sans augmenter la concentration des lipides sériques.

D'autres utilisations non alimentaires de l'acide béhénique incluent les applications comme détergent, surfactant, additif plastique, cosmétique, photographie (Lalas et Tsaknis, 2003).

Dans les graines de certaines légumineuses tels que les haricots ailés et l'arachide, on retrouve de grandes quantités d'acide béhénique (environ 11,2 %). La présence de telles quantités est indésirable, car l'acide béhénique est considéré comme un facteur antinutritionnel.

Certains auteurs ont suggéré que les propriétés athérogéniques de l'huile d'arachide peuvent être dues à la présence d'acide béhénique (2,3%) (Fernando et Bean, 1985).

Cependant, dans une étude sur des hamsters, l'incorporation d'acide béhénique aux triglycérides n'a pas contribué à l'élévation du LDL cholestérol. On a remarqué, au contraire, une réduction significative du LDL cholestérol comparé aux régimes enrichis en acide palmitique (Jandacek et al, 1993).

IV.5. Le profil en triglycérides

Selon les résultats consignés dans le **tableau 19**, l'huile est constituée de triglycérides représentés par: OOO, POO+SOL, OLA+PSO, OOA, et POB.

Ces valeurs sont légèrement différentes de celles de **Abdulkarim et al.(2005) (tableau 4)**. Ceci est probablement dû à la différence des conditions opératoires, ainsi que la variété et le climat qui peuvent influencer le profil en triglycérides.

Tableau 19: Composition en triglycérides de l'huile de graines de *Moringa oleifera*.

Triglycérides	Composition relative (%)
OOO (Trioléine)	38.2
POB (Palmitooleiobéhéine)	1. 8
POO+SOL	15.3
OLA+PSO	1.1
OOA (Dioleoarachidoeine)	5.3
Autres	38,3

Tableau 20: Composition en triglycérides de l'huile de graines de l'huile d'olive.

Triglycérides	Composition relative (%)
OOO	40-59%
POO	12-20%
OOL	12.5-20%
POL	5.5-7%
SOO	3-7%

Le pourcentage en trioléine trouvé dans l'huile de Moringa est inférieur à celui de l'huile d'olive (**tableau 20**).

IV.6. Dosage des tocophérols par HPLC

Le profil ainsi que les teneurs en tocophérols de l'huile de graines de *Moringa oleifera* sont rapportés dans le **tableau 21**.

Tableau 21 : la composition en tocophérols de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Tocophérols	Teneurs mg/Kg
α -Tocophérols	156,66
γ - Tocophérols	86,85
δ - Tocophérols	7 ,36

L'analyse des tocophérols de l'huile de Moringa oleifera a permis l'identification de trois formes de tocophérols alpha, , gamma et delta tocophérol .

A la lumière de ces résultats, nous remarquons que l'alpha tocophérol est la forme de vitamine E prédominante dans notre huile avec une valeur de 156,66 mg /kg d'huile suivie par le gamma tocophérol avec une valeur de 86,85 mg/kg d'huile et en dernier le delta tocophérol avec une valeur de 7,36 mg/kg d'huile.

La prédominance de l'alpha tocophérol, par rapport aux autres formes de vitamine E, dans l'huile de Moringa oleifera, a été rapportée dans la plupart des études citées dans la littérature, sauf pour l'étude menée par **Lalas et Tsaknis, (2002)** où le delta tocophérol était la forme prédominante mais avec un niveau légèrement supérieur.

La valeur en alpha tocophérol de notre huile est un peu plus élevée que celle donnée par la bibliographie pour des extraits d'huile avec l'hexane. Cependant, **Tsaknis et al,(1998)** ont trouvé une valeur plus grande en alpha tocophérol dans l'huile extraite avec le mélange de solvant chloroforme /méthanol soit (166,81 mg/kg d'huile d'alpha tocophérol) (**tableau 8**). Dans la même étude, l'huile extraite avec la presse à froid a donné une valeur en alpha tocophérol de l'ordre de 226,9 mg/kg d'alpha tocophérol.

La valeur en gamma tocophérol de notre huile (86,85 mg/kg) est supérieure à celle citée généralement dans la littérature, sauf par rapport à la valeur en gamma tocophérol rapportée par Anwar et Bangher (2003) qui est de l'ordre de 93.70 mg/kg d'huile.

Enfin, la teneur trouvée en delta tocophérol (7,36 mg/kg d'huile) est inférieure à celle rapportée dans la bibliographie.

La différence entre la teneur en tocophérols de notre huile et celle donnée par la littérature est due probablement à des facteurs pédoclimatiques, à la variété et à la zone de provenance de la graine.

En effet, Anwar et Bhanger, (2005) ont trouvé une différence significative des niveaux de tocophérols dans l'huile de *Moringa oleifera*, selon les zones d'inter-provenance du Pakistan. La différence était beaucoup plus prononcée pour l'alpha et le gamma tocophérol.

Dans une autre étude, Anwar et al (2006) ont trouvé une différence significative dans le contenu en alpha et delta tocophérols dans l'huile de *Moringa*, selon le niveau de salinité de la zone de culture, tandis que le contenu en gamma tocophérol est très légèrement différent selon le niveau de salinité. Ces mêmes auteurs ont pu aussi observer que l'huile extraite des graines provenant de zones de culture présentant une grande salinité, donnait des niveaux en alpha et delta tocophérols plus grands que l'huile extraite des graines cultivées dans des zones de culture présentant un faible niveau de salinité. Cependant, **Anwar et al, (2006)** n'ont pas trouvé de différence significative des profils en tocophérols de l'huile de graine provenant de régions irriguées et non irriguées.

La variation dans le contenu en différentes formes de tocophérols peut s'expliquer aussi, par la différence de variétés du *Moringa oleifera* (variété « Periyakulam 1 », variété Mbololo »). Les graines provenant du Pakistan et du Kenya donnaient des profils en tocophérols extrêmement différents.

Comparativement à l'huile d'olive, les teneurs obtenues en tocophérols (alpha, gamma, delta) de notre huile sont plus élevées que celles trouvées dans l'huile d'olive (tableau 22).

Tableau 22 : Composition en tocophérols de l'huile d'olive exprimée en %.

Corps Gras	Tocophérols Totaux (mg/100 g)	Tocophérols individuels (%)			
		α	β	γ	δ
Huile d'olive	5-15	52-87	10-25	7-28	1,6

La plupart des huiles végétales contiennent de l'alpha, beta et gamma tocophérols. Le delta tocophérol existe seulement dans quelques huiles végétales comme l'huile de coton, l'huile de germe de blé, Soja, ricin, l'arachide.

L'activité anti-oxydante du delta tocophérol excède celle du gamma, beta et de l'alpha tocophérol.

Les tocophérols présents dans l'huile de *Moringa oleifera* lui procurent une certaine protection durant le stockage et les transformations.

Considérant le contenu en tocophérols de l'huile d'olive, ce dernier serait moins stable que l'huile de *Moringa*. Cependant, la stabilité de l'huile d'olive ne s'explique pas seulement sur la base de l'action des tocophérols. Il est connu que le mésocarpe de l'olive contient des composés phénoliques qui peuvent se retrouver dans l'huile et contribuer, ainsi, à augmenter la stabilité oxydative de cette huile.

Le contenu en alpha tocophérol de notre huile est en étroite concordance avec les valeurs reportées de l'huile de soja et de l'huile de Palme.

Chimiquement, l'alpha tocophérol est la forme de vitamine E la plus active et celle qui possède la plus grande valeur biologique dans l'organisme. En effet, l'alpha tocophérol est absorbé plus efficacement par l'organisme que les autres formes gamma et delta tocophérols.

L'activité biologique de l'alpha tocophérol est principalement attribuée à sa capacité à agir comme antioxydant protégeant ainsi les lipides contre la peroxydation et les espèces de nitrogène oxydés mutagènes, et permet aussi la stabilisation des structures membranaires. (Takeda et al, 1996).

La vitamine E (alpha tocophérol) est utilisée dans différentes situations pathologiques (thérapies curatives), environnementales (protection des structures de la peau). Son rôle préventif, le plus souvent comme adjuvant, dans des maladies neurodégénératives est sous investigation (il faudra suivre notamment les résultats des études sur la maladie d'Alzheimer). Mais c'est dans le domaine de la prévention cardio-vasculaire que l'on a le plus de données et que la vitamine E suscite le plus d'intérêt. (Leger , 2000) .

L'alpha tocophérol protège les LDL et les tissus contre le stress et les modifications oxydatives qui sont impliquées dans les maladies cardiovasculaires telles que l'athérosclérose.

D'autre part, les tocophérols peuvent aussi retarder l'oxydation des lipides en stabilisant les hydroperoxydes lipidiques.

La vitamine E peut protéger contre la carcinogenèse et la croissance des tumeurs à travers ses propriétés antioxydantes et ses fonctions immunomodulatrice.

A côté de son activité anti-oxydante, l'alpha tocophérol possède bien une activité non anti -oxydante bénéfique. Cette fonction non anti-oxydante est impliquée aussi dans la prévention de certaines maladies telles que les maladies cardiovasculaires et les cancers.

Ce mécanisme non anti-oxydant se traduit essentiellement par les effets directs de l'alpha tocophérol sur certaines activités enzymatiques majeures ainsi que son effet sur la transcription des gènes.

Les effets non anti-oxydants de l'alpha tocophérol impliqués dans la prévention des maladies cardiovasculaires, telle que l'athérosclérose, peuvent se résumer comme suit :

- L'alpha tocophérol peut inhiber l'action des protéines kinase C (PKC) dans les cellules vasculaires lisses musculaires induisant ainsi l'arrêt de leur croissance(**Schneider , 2004**).
- L'alpha tocophérol inhibe l'adhésion des cellules monocytes endothéliales.
- L'alpha tocophérol inhibe l'agrégation et l'adhésion des plaquettes par un mécanisme impliquant l'inhibition de la protéine Kinase C (PKC). (**Schneider, 2004**).
- L'alpha tocophérol inhibe aussi la Cox 2 et la 5 Lox. Ce qui permet d'inhiber la synthèse des médiateurs de l'inflammation comme les prostaglandines E2 et les leucotriènes LTB4.
- L'alpha tocophérol inhibe les scavenger recpetor SRA et le CD36. Ces derniers sont impliqués dans la transformation des macrophages en cellules spumeuses.

En 1982, l'alpha tocophéryl succinate est la première forme de vitamine E qui a montré un rôle dans l'inhibition de la croissance des cellules cancéreuses.

Cet effet inhibiteur de la croissance apparaît comme étant spécifique aux cellules cancéreuses, tandis que la prolifération des cellules saines n'est apparemment pas inhibée.

L'action moléculaire de l'alpha tocophéryl succinate inclue l'induction d'apoptose par inhibition de la PKC via l'augmentation de l'activité PP2A. (**Schneider, 2004**).

L'abstraction d'un atome d'hydrogène bisallylique, étape d'initiation de la lipoperoxydation, par alpha-tocopherol, peut être considérée comme impossible dans les conditions *in vivo*. Cela signifie qu'un rôle pro-oxydant de la vitamine E est nul chez un sujet normal. (**Leger, 2000**). Cependant, dans certaines conditions *in vitro*, comme une forte concentration en métaux de transition, l'alpha tocophérol peut se transformer en un pro-oxydant très puissant. Ce mécanisme s'appelle Tocophérol Mediated Peroxydation (TMP).

L'identification des gènes impliqués dans la biosynthèse de la vitamine E a facilité les efforts biotechnologiques pour améliorer les valeurs nutritionnelles et le contenu antioxydant des plantes.

L'un des centres de cette recherche est l'augmentation de l'expression des gènes (méthyltransferase) pour convertir les tocophérols des feuilles ou des graines en la forme nutritionnelle α -tocophérol.

La capacité à augmenter la quantité relative de l' α - tocophérol par l'augmentation de la TMT (méthyltransferase) a été démontrée dans les graines de soja et du cloza. (**Hunter et Cahoon, 2007**) (**Raclaru et al, 2006**).

Etant donné que le δ –tocophérol et γ -tocophérol confèrent une très grande stabilité oxydative aux huiles utilisées en friture par rapport à l' α - tocophérol, il peut être envisagé que la suppression de l'expression de la méthyltransferase peut engendrer une valeur commerciale par génération des huiles végétales améliorées, destinées aux transformations alimentaires et les applications de lubrification à haute température.

Rappelons que les signes cliniques propres à la carence en vitamine E sont de type hématologique, neurologique, musculaire et ophtalmologique.

La première des priorités, en termes de nutrition, consiste à respecter les apports nutritionnels conseillés dans les apports alimentaires. Pour ce faire, il faut :

- Privilégier les huiles végétales insaturées courantes riches en vitamine E ou en d'autres anti-oxydants (tournesol, olive) sans augmenter la consommation totale de matières grasses ; la meilleure façon d'atteindre ce double but serait d'enrichir par voie technologique ou génétique les huiles actuellement mises sur le marché.
- Augmenter la consommation de fruits et légumes. Même s'ils contiennent des quantités beaucoup plus faibles de vitamine E que les matières grasses végétales (approximativement 100 fois moins), ils apportent également des anti-oxydants hydrosolubles (vitamine C, flavonoïdes et polyphénols) susceptibles d'économiser la vitamine E de l'organisme en la régénérant sous sa forme active. Un régime riche en anti-oxydants et pauvre en graisses saturées est associé à un faible risque cardiovasculaire (**Leger, 2000**).

IV.7. Identification et analyse quantitative de la fraction stérolique par CPG

La composition de la fraction stérolique de l'huile de graine de *Moringa oleifera* analysée par CPG/FID est indiquée dans le **tableau 23**.

Tableau 23 : Composition stérolique de l'huile de graines de *Moringa oleifera*

Stérols	%
Campestérol	14,46
Stigmastérol	23,20
β -Sitostérol	51
Δ^5 -Avénasterol	10, 43

La fraction stérolique de l'huile de *Moringa oleifera* consiste principalement en campestérol, stigmastérol, β sitostérol, delta 5 avénasterol, parmi lesquels le β sitostérol est le stérol prédominant (51%), suivi du stigmastérol (23,20%), campestérol (14,46%) et enfin de l'avénasterol (10,43%). Ces résultats sont en concordance avec la composition de la fraction stérolique donnée par la littérature (**Tableau 7**).

Notons que le beta sitostérol est le phytostérol le plus représentatif des huiles végétales.

La composition stérolique de l'huile d'olive est différente de celle de l'huile de *Moringa oleifera*. Le stérol dominant dans l'huile d'olive est aussi le β sitostérol à une concentration comprise entre 75 et 90 % des stérols totaux. Il n'y a pas de similarité dans la composition stérolique de l'huile de Moringa et de l'huile d'olive.

La composition stérolique de l'huile de Moringa diffère de celles de la plupart des huiles conventionnelles comestibles. Et par conséquent, elle ne devrait pas être comparée. Cependant, la composition stérolique de l'huile de Moringa présente une similitude remarquable avec la composition stérolique de l'huile de soja en termes de fractions stéroliques majeures (β sitostérol, stigmastérol, campestérol, avénasterol) .

Le β sitostérol ainsi que d'autres phytostérols possèdent des propriétés hypocholestérolémiantes connues depuis les années 50. Cet effet hypocholestérolémiant a été mis en évidence, pour la première fois, à travers l'utilisation de l'huile de soja riche en phytostérols (Brufau et al ,2008).

De nombreuses études ont confirmé l'effet hypocholestérolémiant des phytostérols et phytostanols, mais c'est véritablement en 1995 que l'étude publiée dans le *New England Journal of Medicine* a focalisé l'attention des cliniciens sur ces produits. Cette étude montre que des esters de sitostanol incorporés dans une margarine peuvent provoquer une diminution substantielle du cholestérol total et du LDL-cholestérol de 10 et 14 % respectivement, chez des patients qui présentent une hypercholestérolémie modérée.

Cette action permet donc d'améliorer la diététique hypocholestérolémiant classique. Cela est d'autant plus intéressant qu'il a été démontré que les phytostérols peuvent être associés aux statines et permettent une diminution additionnelle de 6 % du LDL-cholestérol, donc une action plus importante que celle obtenue si on doublait la dose de statine. (Bruckert ,2001).

L'inhibition de l'absorption du cholestérol par les phytostérols est due à la grande similitude des propriétés physico-chimiques des phytostérols avec celles du cholestérol.

Les phytostérols peuvent réduire l'absorption du cholestérol suite au mécanisme de coprécipitation du cholestérol et au mécanisme de compétition pour l'espace dans les micelles.

Ainsi, l'absorption du cholestérol pourrait être inhibée par les phytostérols et les phytostanols, selon deux mécanismes : la précipitation du cholestérol, d'une part, et l'augmentation de l'excrétion fécale du cholestérol, d'autre part.

Dans la lumière intestinale, avant d'être absorbé, le cholestérol se trouve en solution avec les autres corps gras. Parmi ces graisses, les monoglycérides et les acides gras sont rapidement absorbés par le duodénum, tandis que les concentrations en substances beaucoup plus difficilement absorbables, tels que les stérols, augmentent.

Quand leurs concentrations atteignent un seuil critique, elles précipitent et forment des cristaux qui ne peuvent plus être absorbés par le duodénum. De par leur structure similaire, le cholestérol et les phytostérols à l'état libre sont peu solubles dans les graisses et les micelles. De plus, quand ils sont en présence l'un de l'autre, ils empêchent mutuellement leur solubilité respective. En conséquence, une augmentation importante de la quantité de phytostérols entraîne une diminution de la solubilité du cholestérol et provoque une augmentation de sa précipitation et de son excrétion fécale. L'administration des phytostérols augmente l'élimination des stérols neutres dans les fèces.

L'inhibition de l'absorption du cholestérol diminue l'afflux du cholestérol alimentaire dans le foie. La diminution de la quantité du cholestérol hépatique entraîne une diminution de la sécrétion du VLDL-cholestérol et, en conséquence, une diminution du LDL-cholestérol. En revanche, cette diminution du cholestérol hépatique induit une augmentation de la synthèse du cholestérol hépatique pour compenser la perte du cholestérol dans les fèces. Cependant, cette compensation n'est pas totale. L'effet net et tangible de la diminution du cholestérol hépatique est la stimulation de la synthèse des récepteurs LDL, processus qui conduit à la diminution effective du taux de LDL-cholestérol circulant.

Une diminution de 56 % du cholestérol après une administration de phytostérols provoque une augmentation de la synthèse de cholestérol de l'ordre de 25 % ainsi cette synthèse ne permet pas de compenser la diminution du cholestérol ce qui aboutit à réduire ainsi le niveau de cholestérol circulant.

Les effets des phytostérols et des phytostanols sur la formation de la plaque d'athérome n'ont pas été étudiés chez l'homme. La prévention de la formation de l'athérome par les phytostérols a été rapportée chez l'animal d'expérience. Des travaux récents ont clairement montré les effets préventifs du sitostérol et du sitostanol dans l'athérogenèse chez la souris et le lapin.

Le β - sitostérol possède plusieurs effets bénéfiques sur la santé qui peuvent être résumés comme suit :

- Le β - sitostérol est connu pour son rôle régulateur de molécules clés impliquées dans l'inflammation, la réponse immunitaire, les défenses anticancéreuses.

Dans ce dernier cas, le β - sitostérol est un candidat potentiel dans les chimiothérapies cancéreuses.

L'évidence épidémiologique a montré que le β - sitostérol inhibait la croissance des tumeurs du cancer du colon, cancer de la prostate, cancer du sein, leucémie.

Dans le cas du cancer du sein, des études ont montré que le β - sitostérol inhibe la croissance des cellules tumorales, tandis que le campestérol est dépourvu de cette action (**Moon et al, 2007**).

Les mécanismes moléculaires et cellulaires responsables de cette activité anticancéreuse du β sitostérol recouvrent essentiellement :

- L'induction de l'anti-prolifération cellulaire.
- L'induction d'apoptose.
- Inhibition de la croissance tumorale.

- Induction de l'endo réduplication dans le cas de la leucémie (**Moon et al, 2008**).
 - Chez des patients présentant un diabète de type II, les concentrations plasmatiques en β - sitostérol ont été trouvées comme significativement réduites, ce qui laisse suggérer un rôle possible du β - sitostérol dans la diminution du taux de glycémie.

Le mécanisme peut s'expliquer par une augmentation de la prise du glucose et la diminution du contenu en cholestérol et en triglycérides dans les cellules musculaires par stimulation de molécules impliquées dans l'activation de l'AMPK. (**Hwang et al, 2008**).

Enfin, la surexpression de la squalène synthase dans les plantes de ginseng (*Eleutherococcus senticosus*) a permis d'augmenter la production et l'accumulation de phytostérols et de triterpènes. (**Seo et al, 2005**).

IV.8. Dosage du beta carotène et des pigments chlorophylliens (a et b) par HPLC

Les teneurs en beta carotène et en pigments chlorophylliens *a* et *b* sont rapportées dans le **tableau 24**.

Tableau 24: Teneur en beta carotène et en pigment chlorophyllien de l'huile de graines de *Moringa oleifera*.

Pigments	Teneurs mg/Kg
β -carotène	0 , 06
Chlorophylle <i>a</i>	0 ,009
Chlorophylle <i>b</i>	0,036

Les résultats du **tableau 24** indiquent que notre huile est très pauvre en beta carotène et en pigments chlorophylliens (*a* et *b*).

Par rapport à la littérature, aucune donnée sur les carotènes de l'huile de graine *Moringa oleifera* n'a été rapportée. Des teneurs en carotènes particulièrement élevées sont rencontrées dans l'huile de palme avec des teneurs de 500 à 800 mg/kg.

Conclusion générale et perspectives

Le présent travail constitue une contribution à une meilleure connaissance de l'huile de graines de *Moringa oleifera* afin de promouvoir sa mise en valeur.

L'analyse biochimique de la graine a donné les résultats suivants : une teneur en humidité de 6.3 %, 5.07 % de cendres, 36.25% de protéines, 41.33 % de matières grasses, 3.7 % de fibres, 7.35 % en sucres totaux. Ces teneurs sont conformes à celles signalées dans la bibliographie

La teneur en eau de la graine de *Moringa oleifera* est de 6,3 %. Cette valeur relativement faible permet d'abaisser l'activité de l'eau et d'assurer un bon stockage des graines.

Le pourcentage en matière grasse trouvé excède celui des graines oléagineuses conventionnelles (coton, Soja, tournesol, la moutarde). Ce qui fait de ces graines de *Moringa* un potentiel dans les industries des huiles végétales.

La richesse de la graine en protéines fait de cette dernière une très bonne source en protéines qui peut être ajoutée comme complément alimentaire.

L'extraction de l'huile par différentes méthodes d'extraction (Ultrasons, pression et Soxhlet), ainsi que l'utilisation de différents solvants et mélanges de solvants nous a permis de déterminer le rendement d'extraction le plus élevé. Ce rendement est en fonction de la méthode d'extraction et de la nature du solvant utilisé.

En effet, le rendement d'extraction de l'huile varie selon la méthode et le solvant utilisé. Le rendement le plus élevé est obtenu par la méthode Soxhlet, avec le mélange de solvants Hexane/Isopropanol, soit 44,12 %.

Les résultats de ce travail nous ont permis de montrer l'importance du choix du solvant et de la méthode pour l'extraction des huiles. L'extraction par Soxhlet avec les solvants apolaires donne un rendement relativement élevé qui peut être amélioré par l'addition d'isopropanol.

Le rendement d'extraction en huile obtenu en utilisant la presse hydraulique et les ultrasons est de 16,16 et 30,83% respectivement.

Les valeurs obtenues pour les différents indices physico-chimiques sont conformes à celles citées dans la littérature. Ces valeurs ont permis de classer l'huile de *Moringa* parmi les huiles non siccatives avec un indice de réfraction compris entre 1,465 et 1,467,

L'huile de *Moringa* présente des teneurs faibles en indice d'acide (1.1 à 2.58 mg/g de l'huile) et en indice de peroxyde (2.33 à 9 meq O₂/Kg de l'huile) ; ce qui lui permet de mieux résister à l'oxydation.

L'analyse du profil en acides gras par CPG/FID met en évidence la richesse de l'huile en acides gras monoinsaturés (78.57%) dont l'acide oléique est prédominant avec une teneur moyenne de 74%. En revanche, le contenu en acides gras saturés est de 21,63 %, représenté principalement par l'acide palmitique (C16 :0), l'acide stéarique (C18 :0), l'acide arachidique (C20 :0) et l'acide béhénique (C22 :0).

D'autre part, les acides gras polyinsaturés sont présents à l'état de traces.

La composition en acides gras de notre huile est similaire à celle de l'huile d'olive dans les contenus en (C18:1) et (C18:0) ; ce qui confère à l'huile de *Moringa* des propriétés nutritionnelles et technologiques intéressantes notamment en termes d'action favorable exercé par les acides gras monoinsaturés sur l'évacuation du cholestérol.

Selon **Corbett (2003)**, l'huile de graines de *Moringa oleifera* est de type oléique avec une teneur élevée en acide oléique. Cette caractéristique est fortement souhaitable particulièrement avec la tendance actuelle de remplacer les huiles végétales polyinsaturées par celles qui renferment des taux élevés d'acides gras monoinsaturés. Ces derniers sont très stables même dans des applications comme les fritures (**Warner et al, 1997**).

Le dosage des composés mineurs a montré une valeur moyenne de l'ordre de 0,62 % en insaponifiable et une valeur élevée de l'ordre de 1,3% en phosphatides.

Une teneur élevée en phosphatides n'est pas souhaitable dans une huile. En effet, les phosphatides confèrent à l'huile un goût désagréable. Ils sont souvent liés à des métaux catalyseurs d'oxydation. Ils sont généralement diminués par le raffinage à l'état de traces au cours des opérations de démulcination et de neutralisation.

Le fractionnement de l'insaponifiable a été réalisé par chromatographie sur colonne sur gel d'alumine, pour l'extraction des hydrocarbures et des stérols totaux.

La teneur en hydrocarbures et en stérols totaux est de 128 mg /100g et 237 mg /100g d'huile respectivement.

L'étude de la fraction triglycéridique de l'huile par HPLC a permis d'identifier les triglycérides principaux. Ces derniers sont représentés par : latrioléine (OOO). (POO+SOL) avec respectivement des taux (38.2 %,15.3%).

L'analyse par HPLC de l'huile de *Moringa* a révélé les résultats suivants :

- α -tocophérol : **156,66** mg / Kg
- γ -tocophérol : **86,85**mg / Kg
- δ -tocophérol : **7,36**mg / Kg

L' α tocophérol est la forme de vitamine E prédominante dans notre huile.

Chimiquement, l' α tocophérol est la forme de vitamine E la plus active et celle qui possède la plus grande valeur biologique et activité vitaminique dans l'organisme. Cependant, in vitro, l' α tocophérol démontre l'activité antioxydante la plus faible et inversement le delta tocophérol est la forme anti-oxydante la plus active de tous les tocophérols in vitro.

Les tocophérols présents dans l'huile de *Moringa* lui procurent une certaine protection durant le stockage et les transformations, ainsi qu'une très grande stabilité oxydative.

L'identification et l'analyse quantitative de la fraction stérolique par CPG /FID ont révélé les résultats suivants :

- **Campestérol** : 14,46 %
- **Stigmastérol** : 23,20%
- β -Sitostérol : 51%
- Δ^5 -**Avénasterol** : 10, 43%

Ces résultats sont en concordance avec la composition de la fraction stérolique donnée par la littérature.

Le β sitostérol ainsi que d'autres phytostérols possèdent des propriétés hypocholestérolémiantes connues depuis les années 50. De nombreuses études ont confirmé l'effet hypocholestérolémiant des phytostérols et phytostanols.

Une supplémentation alimentaire de 2g/ jour permet d'abaisser aussi bien les concentrations du LDL total et le LDL cholestérol de l'ordre de 10% à 15% dans les différents groupes de population (**Marinangeli, 2006**).

Cette action permet donc d'améliorer la diététique hypocholestérolémiante classique.

Cela est d'autant plus intéressant qu'il a été démontré que les phytostérols peuvent être associés aux statines et permettent une diminution additionnelle de 6 % du LDL-cholestérol, donc une action plus importante que celle obtenue si on doublait la dose de statine.

Le Dosage du beta carotène et des pigments chlorophylliens (a et b) par HPLC a révélé les résultats suivants :

- β -carotène : 0.06 mg / Kg
- **Chlorophylle a** : 0 ,0097 mg / Kg
- **Chlorophylle b** : 0,036 mg / Kg

Les résultats trouvés indiquent que notre huile est très pauvre en beta carotène et en pigments chlorophylliens (a et b).

Afin que cette étude sur l'huile de graines de *Moringa oleifera* soit complétée et approfondie , des travaux complémentaires sont nécessaires tels que :

- Etude de la fraction phénolique de l'huile et comparaison avec l'huile d'olive
- Etude des composés antinutritionnels et du profil en glucosinolates de la graine.
- Etude de la stabilité de l'huile durant le stockage.
- Etude de la stabilité thermique et du changement de la qualité de l'huile durant les applications de fritures et comparaison avec d'autres huiles végétales.
- Etude sur la contribution dans la formulation de mélanges d'huiles alimentaires à base d'huile de *Moringa oleifera* dans le but d'améliorer la stabilité oxydative de ces huiles.
- Essai d'incorporation de cette huile dans les produits cosmétiques
- En perspective, il serait souhaitable de valoriser les quantités importantes de tourteaux dans le but de son utilisation pour le traitement des eaux et comme un potentiel aliment de bétail

Références bibliographiques

- Aberkane F. Contribution à l'étude biochimique et organoleptique des huiles d'olive vierges Algériennes. Th...Ing, INA El-Harrach, Alger, 1992, p45.
- Adrian j. et Jacquot R. Valeur alimentaire de l'arachide et de ses dérivés. 1968. Maison neuve et la rose, Paris, p 274
- Agadir A. et Demdoun O. Etude sur l'amélioration de la Stabilité des huiles st protection contre l'oxydation. Thèse. Ing. USTHB, 1990.
- Ammouche A, Lipides- Nutrition (Conférences destinées aux étudiants 1^{ère} Post-graduation. 1999, pp 2-4.
- Ammouche A, Lipides alimentaires et maladies métaboliques (Cours destinés aux Post-graduants. 2001, pp 2-4
- Anonyme, Le rôle des graisses et huiles alimentaires en nutrition humaine, Organisation de Nation unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome, 1981, p 114.
- Apria. Utilisation des déchets végétaux. Ass. Prom. Ind. Agr., Ed Paris. 1969, pp. 115-139.
- Abdulkarim S.M., Long K., Lai O.M., Muhammad S.K.S., Ghazali H.M. Some physico-chemical properties of Moringa oleifera seed oil extracted using solvent and aqueous enzymatic methods. *Food Chemistry*, 2005, *Volume 93, Issue 2*, pp. 253-263.
- Anwar F., Ashraf M., et Bhanger M .I. Interprovenance Variation in the Composition of Moringa oleifera Oilseeds from Pakistan. [Journal of the American Oil Chemists' Society](#) , 2005, [Volume 82, Number](#) , pp. 45-51
- Anwar F., et Bhanger M .I . Analytical Characterization of *Moringa oleifera* Seed Oil Grownin Temperate Regions of Pakistan. *J. Agric. Food Chem.* 2003, Vol 51, No .22, pp .6558-6563.
- Anwar F., et Rashid U .Physico-Chimical Characteristics of *Moringa oleifera* Seed and Seed Oil from a wild Provenance of Pakistan. *Pak. J. Bot.* 2007, Vol 5 ,No .39, pp .1443-1453.
- Anwar F., Zafar S.N., et Rashid U. Characterization of *Moringa oleifera* seed oil from drought and irrigated regions of Punjab, Pakistan. *Grasas y Aceites*, 2006, Vol 57 No.2, PP. 160-168.
- Anwar F., Hussain A.I., Ashraf M., Jamail A , et Iqbal S . Effect of salinity on yield and quality of *Moringa oleifera* seed oil . *Grasas y Aceites*, 2006, Vol 57, No .4, pp .394-401.
- AnwarF., SiddiqA. , IqbalS et AsiM.R . Stabilization of sunflower oil with *Moringa oleifera* leaves under ambient storage . [Journal of Food Lipids](#) , 2007, [Volume 14 Issue 1](#) , pp .35 – 49.
- Anwar F., Hussain A.I., Iqbal S., Bhanger M.I . Enhancement of the oxidative stability of some vegetable oils by blending with Moringa oleifera oil . *Food Chemistry*, 2007, *Volume 103, Issue 4*, pp. 1181-1191.

- Azadmard-Damirchi S . Olive Oil Phytosterols, Tracing of Adulteration with Hazelnut Oil and Chemical Interesterification. Doctoral thesis Swedish University of Agricultural Sciences Uppsala 2007.
- Anwar F ., Hussain A.I., Iqbal M.I. , Bhanger M.I . Enhancement of the oxidative stability of some vegetable oils by blending with *Moringa oleifera* oil . Food Chemistry, 2007 , 103, pp . 1181–1191.
- Assis Jacques R., dos Santos Freitas L., Flores Perez V., Dariva C., de Oliveira A.P., de Oliveira J .V., Bastos Caramao E. The use of ultrasound in the extraction of *Ilex paraguariensis* leaves:A comparison with maceration. *Ultrasonics Sonochemistry*, 2007, Volume 14, Issue 1, pp. 6-12.
- Azadmard-Damirchi S. , Dutta P.C . Novel solid-phase extraction method to separate 4-desmethyl-4-monomethyl-, and 4,4_-dimethylsterols in vegetable oils .Journal of Chromatography A, 2006,1108, pp. 183–187.
- Abidi S.L . Chromatographic analysis of tocol-derived lipid antioxidants. Journal of Chromatography A, 2000, 881, pp. 197–216.
- Alonso L., [Fontecha J.](#), [Lozada L.](#) , et [Juárez M.](#) . [Determination of mixtures in vegetable oils and milk fat by analysis of sterol fraction by gas chromatography](#) . [Journal of the American Oil Chemists' Society](#) , 1997, [Volume 74, Number 2,pp. 131-135.](#)
- Ben Aldjia M., Bichari S. Contribution à l'étude de quelques facteurs influençant l'extraction de l'huile d'argan (*Argania spinosa* : (L) skeels) par voie chimique et physiques. Th.ing, INA El-Harrach, Alger, 2005, p49.
- Bourre J.M., Dumont O., Durand G. Effet-dose de l'acide oléique alimentaire. Cet acide est-il conditionnellement essentiel Oléagineux, Corps Gras, Lipides. 2000, Volume 7, Numéro 6, pp .524-30.
- Brufau G., Canela M .A., Rafecas M. Phytosterols: physiologic and metabolic aspects related to cholesterol-lowering properties. Nutrition Research , 2008,28, pp. 217–225.
- Bruckert E. Fonctionnalité des lipides dans le contexte d'une relation alimentation-santé Les phytostérols, place dans la prise en charge du patient hyperlipidémique. [Oléagineux, Corps Gras, Lipides.2001,Volume 8, Numéro 4,pp .312 -6.](#)
- Baker R , Gunther C . The role of carotenoids in consumer choice and the likely benefits from their inclusion into products for human consumption Trends in Food Science & Technology , 2004,15 ,pp. 484–488.
- Benassil J-L, Labonne M . Perspectives pour les oléagineux dans les pays du Maghreb : Algérie, Maroc et Tunisie 2000#2015 . [Oléagineux, Corps Gras, Lipides.2004, Volume 11, Number 2, pp .92-6](#)
- Cuvelier C., Dotreppe O., Istasse L. Chimie, sources alimentaires et dosage de la vitamine E . *Ann. Méd. Vét.*, 2003, 147 , 315-324.
- Causret J. Chauffage des corps gras et risque de toxicité. Cah .Nut et diét, 1982, vol XVII, n° 1, pp. 19-33.
- Chahdane F., Kartout A. 1998. Etude des caractéristiques physico-chimiques des deux types d'huile d'arachide, importée et locale. Th.ing, INA El-Harrach, Alger, 1998, p83.

- Cheftel J.C . Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments Paris, 1980, Tome 1 et 2.
- Cheftel J.C et Cheftel H. Introduction à la biochimie et à la technologie des aliments. Technique et documentation Lavoisier, 4^{ème} édition, 1984, Vol 1, p.381.
- Codex Alimentarius, Fats, Oils and related products, Vol 8, 1992
- Chouana T., Debbou A. Extraction et caractérisation biochimique de l'huile d'argan (*Arganai Spinosa*) .Th. ing,INA EL – Harrach , Alger ,p63.
- Coppen P.P.The use of antioxidants, in Multon J.L., Additifs et auxiliaires de fabrication dans les industries agro-alimentaires. Technique et documentation. Lavoisier, 1983, pp . 193-215.
- Corbett P. It is time for an oil change Opportunities for high –oleic vegetables oils, *Inform.*2003, n. 14. pp. 480-481.
- Calpe-Berdiel L ., Escolà-Gil J.C., Rotllan N., Blanco-Vaca F. Phytosterols do not change susceptibility to obesity, insulin resistance, and diabetes induced by a high-fat diet in mice. *Metabolism Clinical and Experimental* ,2008 ,57 , pp. 1497–1501.
- Chumark P., Khunawat P., . Y Phornchirasilp S., Morales N.P., Phivthong-ngam L., Ratanachamnong P., Srisawat S., Pongrapeeporn K.S. The *in vitro* and *ex vivo* antioxidant properties, hypolipidaemic and antiatherosclerotic activities of water extract of *Moringa oleifera* Lam. leaves *Journal of Ethnopharmacology*, 2008, *Volume 116, Issue 3*, pp. 439-446.
- Chuang P., Lee C., Chou J., Murugan M., Shieh B., Chen H. Anti-fungal activity of crude extracts and essential oil of *Moringa oleifera* Lam. *Bioresource Technology*,2007, *Volume 98, Issue 1*, pp. 232-236.
- Dubois V., Breton S ., Linder M., Fanni J ., Parmentier M . Fatty acid profiles of 80 vegetable oils with regard to their nutritional potential. [European Journal of Lipid Science and Technology](#) , 2007, [Volume 109 ,Issue 7](#) , pp. 710 – 732.
- Duke J.A ,A.A. Atchley A.A , Proximate analysis. In: B.R. Christie, Editor, *The Handbook of plant science in agriculture*, 1984 ,CRC Press, Boca Raton, FL.
- DellaPenna D . A decade of progress in understanding vitamin E synthesis in plants. *Journal of Plant Physiology*, *Volume 162* 2005, *Issue 7*, pp. 729-737
- Denis J. Le raffinage des corps gras.Edition Westhoek, 1983.
- Denise J., Raffinage des corps gras. Edition westhock, les éditions effrois, 1992.
- Despiau C. Les solvants d'extraction : Deux aspects technologiques et économiques. Incidences sur le choix du solvant. *Revue française de corps gras*, Paris, 1978, vol 25, n°1, pp . 7 – 9.
- Del Villar-Martinez A.A , Garcia-Saucedo P .A , Carabez-Trejoc A, Cruz-Hernandez A, Paredes-Loépez o . Carotenogenic gene expression and ultrastructural changes during development in marigold ., *Journal of Plant Physiology*, 2005, *Volume 162, Issue 9*, pp . 1046-1056.
- Diletti G., Scortichini G., Scarpone R., Gatti G., Torreti L., Migliorati G . Isotope dilution determination of polycyclic aromatic hydrocarbons in olive pomace oil by gas

- chromatography–mass spectrometry. *Journal of Chromatography A*, 2005, Volume 1062, Issue 2, pp. 247-254.
- Evrard J. Les perspectives techniques d'évolution pour les tourteaux d'oléagineux que permet la Technologie Rev. Franc. Des corps gras, 1992, vol 29, No.10, pp.379-383.
- Faur L. Influence des traitements de Raffinage et de transformation sur la qualité et la stabilité des corps gras. Rev. Fr. des corps gras, 1989, Vol. 36, N° 3, pp.155-170.
- Fernandes P., Cabral J.M.S . Phytosterols: Applications and recovery methods. *Bioresource Technology*, 2007, Volume 98, Issue 12, pp.2335-2350.
- François R., Les industries des corps gras : Biochimie, Extraction ; Raffinage et nuisance et réglementation. Ed. Lavoisier. Paris.1974.
- Filatre M.H., 1984 Le point sur l'extraction des huiles végétales, les presses à huiles, groupe de recherche et d'échange technologique (G.R.E.T).
- Fridi K., Mazri M. Effet du stockage sur les caractéristiques physico-chimiques de l'huile d'arachide. Thèse d'ingénieur, I.N.A, 1997.
- Fullbrook P.D., The use of enzymes in the processing of oil seeds J.A.O.C.S.1983, Vol .60, N°2, Février, pp. 476-479.
- Fernando T., Bean G. Variation of the Anti-nutritional Behenic Acid Content Among the Cultivars of Winged Bean (*Psophocarpus tetragonolobus* L. DC). *Food Chemistry*, 1985, Volume 18, Issue 4, pp. 265-269.
- Faure H., Fayol V., Galabert C., Grolier P., Le Moël G., Stephens J-P., Van Kappel A., Nabet F. Pathologie et études de supplémentation. [Annales de Biologie Clinique](#), 1999, Volume 57, Numéro 3, pp.273-82 .
- Ferruzzi M. G. , Blakeslee J. Digestion, absorption, and cancer preventative activity of dietary chlorophyll derivatives. *Nutrition Research*, 2007, Volume 27, Issue 1, pp. 1-12.
- Grandgirard A., Gordelet C. Comparaison de la chromatographie en phase liquide à haute performance et de la chromatographie en phase gazeuse pour l'analyse des oxystérols, *Analisis Magazine*, 1998, Vol 26, N °3 , pp . 55-60.
- Gordon M.H . , [Miller L.A.D . Development of steryl ester analysis for the detection of admixtures of vegetable oils . Journal of the American Oil Chemists' Society](#) ,1997, [Volume 74, Number 5 ,pp. 505-510.](#)
- Giovaccino L. L'extraction de l'huile d'olive Rev. Olivae, 1991,Vol ;36,pp. 14-40.
- Goiffon J.P., Reminiac C., Furon D. Grandeurs de rétention des triglycérides Rev. Fr. des corps gras, 1981, vol 28, N° 5, pp.199-206.
- Guillaumin R ; et Coll. Caractéristiques des huiles de soja et d'arachide chauffées. Rev. Fr des corps gras, N°10, 1977, pp. 467-477.
- Gimeno E., Castellote A., I, Lamuela-Raventós R.M., de la Torre M.C., López-Sabater M.C.Rapid determination of vitamin E in vegetable oils by reversed phase high-performance liquid chromatography. *Journal of Chromatography A*, 2000, Volume 881, Issues 1-2, pp. 251-254.
- Gupta M, Mazumder U.K, Chakrabarti S. CNS activities of methanolic extract of *Moringa oleifera* root in mice. *Fitoterapia*, 1999, Volume 70, Issue 3, pp. 244-250.

- Guevara A.P., Vargas C., Sakurai H., Fujiwara Y., Hashimoto K., Maoka T., Kozuka M., Ito Y., Tokuda H., Nishino H. An antitumor promoter from *Moringa oleifera* Lam. *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*, 1999, Volume 440, Issue 2, pp. 181-188.
- Guignard J.L., 1979. Abrégé de biochimie végétale. Ed. Masson, p122.
- Gamero-Pasadas A., Viera Alcaide I., Rios J.J., Graciani Constante E., I.M., Vicario I.M., M. Léon-Camacho M. Characterization and quantification of the hydrocarbons fraction of the subcutaneous fresh fat of Iberian pig by off-line combination of high performance liquid chromatography and gas chromatography. *Journal of Chromatography A*, 2006, Volume 1123, Issue 1, pp. 82-91.
- García-Moreno M.J., Vera-Ruiz E.M., Fernández-Martínez J.M., Velasco L. et Pérez-Vich B.** Genetic and Molecular Analysis of High Gamma-Tocopherol Content in Sunflower. *Crop science*, 2006, Vol. 46, pp.2015-2021.
- Hwang S-L., Kim H-N., Jung H-H., Kim J-E., Choi D-K., Hur J-M., Lee J-Y., Song H., Song K-S., Huh T-L. [Beneficial effects of #-sitosterol on glucose and lipid metabolism in L6 myotube cells are mediated by AMP-activated protein kinase](#) *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 2008, Volume 377, Issue 4, pp. 1253-1258.
- Hammonds T. W., Harris R.V., Head S.W., 1991 b .*Trop .Sci.*, 31, pp .65-72.
- Hunter S .C., Cahoon E.B. Enhancing Vitamin E in Oilseeds: Unraveling Tocopherol and Tocotrienol Biosynthesis .*Lipids* ,2007, [Volume 42, pp.](#) 97-108.
- Harrabi S., St-Amand A., Sakouhi F., Sebei K., Kallel H., Mayer P.M., Boukhchina S. Phytosterols and phytosterols distributions in corn kernel. *Food Chemistry*, 2008, Volume 111, Issue 1, pp .115-120.
- IUPAC-IUB.. Nomenclature of Tocopherols and Related Compounds. 1982 International Union of Pure and Applied Chemistry and International Union of Biochemistry and Molecular Biology (IUPAC-IUB). *Pure Appl. Chem.* Vol.54,pp.1507–1510.
- Jandacek R. J., Hollenbach E.J., Kuehlthau C.M., et Steimle A.R. Effects of dietary behenate and a caprenin-like fat on lipids in the hamster. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 1993, Volume 4, Issue 4, pp. 243-249.
- [Jekel A.A., Vaessen H. A. M. G., et Schothorst R.C. Capillary gas-chromatographic method for determining non-derivatized sterol - some results for duplicate 24 h diet samples collected in 1994](#) , [Fresenius' Journal of Analytical Chemistry](#) , 1998, [Volume 360, pp.](#) 595-600.
- Kar A., Choudhary B.K., Bandyopadhyay N.G. Comparative evaluation of hypoglycaemic activity of some Indian medicinal plants in alloxan diabetic rats. *Journal of Ethnopharmacology*, 2003, Volume 84, Issue 1, pp. 105-108.
- Katre U.V., Suresh C.G., Khan M.I., Gaikwad S.M. Structure–activity relationship of a hemagglutinin from *Moringa oleifera* seeds. *International Journal of Biological Macromolecules*, 2008, Volume 42, Issue 2, pp. 203-207.
- Koo, 1942- cite in- Lanoiselle J.L. & Bouvier J.M., Le pressage hydraulique des oléagineux. *Rev. Fan. Des corps gras*, 1994, Vol. 41, N° 3-4, pp. 61-71.

- Karleskind A. Manuel des corps gras. Edition : Lavoisier Tec et Doc, Tome 1 et 2, Paris ,1992.
- Lacoste., Dosages des métaux toxiques dans les corps gras. Rev.Fr des corps gras, 1993, n°1/2.
- Lanoiselle J.L. et Bouvier J-M. Le pressage hydraulique des oléagineux. Rev. Fr. des corps gras,1994, v^o 41, n° 3/4, pp.61-71.
- Latullaye J., Intérêt nutritionnel de graines et alimentation humaine, Rev. Fr des corps gras, 1991, N° 9-10, 1991, pp 330-332.
- Laval J., Artmane et Bergot C, .Effet des liquides oléique sur la croissance et la composition du congrès international sur la valeur biologique de l'huile d'olive. Edition Ghjania, Crète, Grèce, Sept 1980, pp 8-12.
- Louisot P. Cours de biochimie structurale. Lipides et dérivés isopréniques. Simep édition. Lyon .1969, 93p.
- Leger C-L .La vitamine E : état actuel des connaissances, rôle dans la prévention cardio-vasculaire, biodisponibilité. [Oléagineux, Corps Gras, Lipides. 2000, Volume 7, Numéro 3, pp 258-65](#) .
- Lalas S., Tsaknis J. Characterization of *Moringa oleifera* Seed Oil Variety "Periyakulam 1". *Journal of Food Composition and Analysis*, 2002, Volume 15, Issue 1, pp. 65-77.
- Lalas S et John Tsaknis J . Extraction and Identification of Natural Antioxidant from the Seeds of the *Moringa oleifera* Tree Variety of Malawi . [Journal of the American Oil Chemists' Society](#) , 2002,Volume 79, Number 7 , pp . 677-683.
- Lagarda M.J ., Garcia-Llatas G., Farré R . Analysis of phytosterols in foods . *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 2006 ,Volume 41, Issue 5, pp . 1486-1496.
- Moon D.O., Kim M-O., Choi Y .H., Kim G.Y. #-Sitosterol induces G2/M arrest,endoreduplication, and apoptosis through the Bcl-2 and PI3K/Akt signaling pathways . *Cancer Letters*, 2008,Volume 264, Issue 2, pp. 181-191.
- Morton J.F. The horseradish tree, *Moringa pterigosperme* (moringaceae) a boon to arid lands ? *Ecom. Bot.* 1991, 45, pp.318-333
- Morise A., Hermier D., Combe N., Legrand P., Mourot J., Fenart E., Weill P. Effet de la dose d'acide alpha-linolénique alimentaire sur le métabolisme lipidique. _ [Oléagineux, Corps Gras, Lipides. 2005 , Volume 12, Numéro 5, pp.400-6.](#)
- Makkar H.P.S ., Becker K. Nutritional value and whole and ethanol antinutritional components of extracted *Moringa oleifera* leaves . *Animal Feed Science and Technology*, 1996, Volume 63, Issues 1-4, pp. 211-228.
- Makkar H.P.S ., Becker K, Nutrients and anti-quality factors in different morphological parts of the *Moringa oleifera* tree, *Journal of Agricultural Science Cambridge*,1997,Vol.128 , pp. 311–322.
- Miquel E, Alegr#a A, Barbera R, Farre´ R, Clemente G . Stability of tocopherols in adapted milk-based infant formulas during storage *International Dairy Journal*, 2004,Volume 14, Issue 11, pp. 1003-1011.

- Marinangeli C.P.F ., Varady K.A., Jones P.J.H. Plant sterols combined with exercise for the treatment of hypercholesterolemia: overview of independent and synergistic mechanisms of action. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 2006, Volume 17, Issue 4 ,pp. 217-224.
- Moon D-O., Lee K-J., Choi Y.H., Kim G.Y. #-Sitosterol-induced-apoptosis is mediated by the activation of ERK and the downregulation of Akt in MCA-102 murine fibrosarcoma cells. *International Immunopharmacology*, 2007, Volume 7, Issue 8, August 2007, pp. 1044-1053.
- Nigon F., Serfaty-Lacrosnière C., Chauvois D., Neveu C., Chapman J., Bruckert E . Les phytostérols : une nouvelle approche diététique de l'hypercholestérolémie. [Sang Thrombose Vaisseaux. 2000 , Volume 12, Numéro 8, pp .483-90,](#)
- Norman, O. V. S. Composition and characteristics of individual fats and oils. In *Bailey's Industrial Oil and Fat Products*, 4th ed.; Swern, D., Ed.; Wiley: New York, 1979; Vol. 1, pp 289-459.
- Nair V.D.P., Kanfer I., Hoogmartens J. Determination of stigmasterol, _#- sitosterol and stigmastanol in oral dosage forms using high performance liquid chromatography with evaporative light scattering detection. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 2006, Volume 41, Issue 3, pp. 731-737.
- Napolitano M., Bravo E., Avella M., Chico Y., Ochoa B., Botham K.M.,et Rivabene R . The fatty acid composition of chylomicron remnants influences their propensity to oxidate. *Nutrition, Metabolism and Cardiovascular Diseases*, Volume 14, 2004, Issue 5, pp. 241-247.
- Nicol M., Maudet M . Caroténoïdes et vitamine A. Actualités. [Oléagineux, Corps Gras, Lipides. 2000, Volume 7, Numéro 3, pp.266-70.](#)
- Obergfoll H-M . The use of enzymes in the extraction of olive oil. [Oléagineux, Corps Gras, Lipides. 1997, Volume 4, Numéro 1, pp. 35-7](#) .
- Oliveira J.T.A., Silveira S.B., Vasconcelos I .M., Cavada B.S et Moreira R.A. Compositional and nutritional attributes of seeds from the multiple purpose tree *Moringa oleifera* Lamarck. *Journal of the Science of Food and Agriculture* ,1999, Vol. 79 ,pp.815-820.
- Panfili G., Fratianni A., et Irano M .Normal Phase High-Performance Liquid Chromatography Method for the Determination of Tocopherols and Tocotrienols in Cereals .*J. Agric. Food Chem.* 2003, Vol .51, pp.3940-3944.
- Purcaro G., Morrison P., Moret S., Conte L.S., Marriott P.J. Determination of polycyclic aromatic hydrocarbons in vegetable oils using solid-phase microextraction – comprehensive two-dimensional gas chromatography coupled with time-of-flight mass spectrometry. *Journal of Chromatography A*, 2007 ,Volume 1161, Issues 1-2, pp. 284-291.
- Paquet C. Etude comparée de quelques anti-oxygénés commerciaux, 13^{ème} année, Rev. Fr des corps gras, 1958, N°2, Fév., pp.243.
- Raclaru M., Gruber J., Kumar R., Sadre R ., Luhs W., Zarhloul M.K., Friedt W., Frentzen M., Weier D. Increase of the tocochromanol content in transgenic

- Brassica napus seeds by overexpression of key enzymes involved in prenylquinone biosynthesis .2006, [Molecular Breeding](#) , [Volume 18](#), pp.93-107.
- Ruiz-Gutiérrez V., Pérez-Camino M.C. Update on solid-phase extraction for the analysis of lipid classes and related compounds. *Journal of Chromatography A*, 2000 ,*Volume 885, Issues 1-2*, pp. 321-341.
- Rahmani, M., Saari Csallany ., A. Mise au point d'une méthode de chromatographie liquide à haute performance (HPLC) pour la détermination des pigments chlorophylliens dans les huiles végétales. *Rev. Marocaine. Al Awamia*.1990,Vol.73, pp.1-9.
- Ramachadran C., Peter K.V. et Gopalakrishnan P.K., Drumstick (*Moringa oleifera*): A multipurpose Indian vegetable .*Econ. Bot.*, 1980, 34, pp. 276-283
- Rougerau, A. ,Person O. , Rougereau.. Dosage des vitamines in techniques d'analyse et de contrôles dans les industries agro-alimentaires.coll.sci. et tech. Agro – alimentaires. *Apria*.1981, Vol .4, pp. 258-268.
- Sashidhara K.V., Rosaiah J.N., Tyagi E., Shukla R., Raghubir R., Rajendran S.M. Rare dipeptide and urea derivatives from roots of *Moringa oleifera* as potential anti-inflammatory and antinociceptive agents. *European Journal of Medicinal Chemistry*, 2009, *Volume 44, Issue 1*, pp. 432-436.
- Sivakumar G., Bacchetta L., Gatti R., Zappa G. HPLC screening of natural vitamin E from mediterranean plant biofactories—a basic tool for pilot-scale bioreactors production of α -tocopherol. *Journal of Plant Physiology*, 2005, *Volume 162, Issue 11*, pp. 1280-1283.
- Seo J.W., Jeong J.H., Shin C.G., Lo S.C., Han S.S., Yu K.W., Harada E., Han J.Y., Choi Y.E. Overexpression of squalene synthase in *Eleutherococcus senticosus* increases phytosterol and triterpene accumulation. *Phytochemistry*, 2005, *Volume 66, Issue 8*, pp. 869-877.
- Santos R., Limas E., Sousa M., da Conceição Castilho M., Ramos F., Noronha da Silveira M.I. Optimization of analytical procedures for GC–MS determination of phytosterols and phytostanols in enriched milk and yoghurt. *Food Chemistry*, 2007, *Volume 102, Issue 1*, pp. 113-117.
- Solinas M., 1992 Les principes d'extraction de l'huile d'olives. *Rev. Olivae*, N°42, pp : 31-35.
- Satomi Y., Misawa N., Maoka T., Nishino H. Production of phytoene, a carotenoid, and induction of connexin 26 in transgenic mice carrying the phytoene synthase gene crtB. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 2004, *Volume 320, Issue 2*, pp. 398-401.
- Schneider C. Chemistry and biology of vitamin E. [Molecular Nutrition & Food Research](#) , 2004, [Volume 49, Issue 1](#) , pp . 7 – 30.
- Sengupta A., Gupta M.P.1970- Studies on seed fat composition of Moringaceae family. *Fette .Seifen . Anstrichm*, 1970 , Vol .72, pp. 6-10.
- Tavva V.S., Kim Y-H, Kagan I.A., Dinkins R.D., Kim K-H., et Collins G.B. Increased α -tocopherol content in soybean seed overexpressing the *Perilla frutescens* # -

- tocopherol methyltransferase* gene, [Plant Cell Reports](#) ,2007, [Volume 26, Number 1](#) , pp.61-70.
- Thanh T.T., Vergnes M-F., Jacques Kaloustian J., El-Moselhy T.F., Amiot-Carlin M-J., et Portugal H. Effect of storage and heating on phytosterol concentrations in vegetable oils determined by GC/MS. *Journal of the Science of Food and Agriculture*,2006, Vol . 86. pp. 220–225.
- Tir R. Extraction et analyse de l'huile de graine de Sesame. Th. Mag, USTHB, Bab ezzouar, Alger, 2005, p 122.
- Tiritiaux A et Gibon Véronique G. La désodorisation...à la carte. 1997, *O.C.L*, v⁰ 4, n°1, Janvier/Février, pp.45-50.
- Tsaknis J., Lalas S. , Gergis V., Spiliotis V . A Total Characterisation of *Moringa oleifera* Malawi seed oil. *La Rivista Italiana Delle Sostanze Grasse* ,1998 ,vol LXXV , pp 21-27.
- Tsaknis J .,Lalas S., Gergis V., Dourtoglou V., et Spiliotis V. Characterization of *Moringa oleifera* Variety Mbololo Seed Oil of Kenya. *J. Agric. Food Chem.* 1999, Vol .47, No. 11, pp.4495-4499.
- Tsaknis J.,Spiliotis V.,Lalas S.,Ggergis V.,Dourtoglou V.Quality changes of *Moringa oleifera*, variety mbololo of kenya, seed oil during frying .*Grasas y Aceites* , 1999, vol. 50, n⁰1, pp. 37-48.
- Tsaknis J.,Lalas S., Gergis V., Dourtoglou V., et Spiliotis V. Quality changes of *Moringa oleifera*, variety of Blantyre seed oil during Frying . *La Rivista Italiana Delle Sostanze Grasse*, 1998, vol LXXV, pp 181 -190.
- Takeda H., Shibuya T., Yanagawa K., Kanoh H., Takasaki M .Simultaneous determination of #-tocopherol and #-tocopherolquinone by high-performance liquid chromatography and coulometric detection in the redox mode .*Journal of Chromatography A*,1996, *Volume 722, Issues 1-2*, pp. 287-294.
- Tsaknis J., Lalas S. Stability During Frying of *Moringa oleifera* Seed Oil Variety “Periyakulam 1”. *Journal of Food Composition and Analysis*, 2002, *Volume 15, Issue 1*, pp. 79-101.
- Tranchant J. Manuel pratique de la chromatographie en phase gazeuse, 4ed, Masson, Paris ,1995.
- Tahiliani et Kar A . Role of *Moringa oleifera* leaf extract in the regulation of thyroid hormone status in adult male and female rats. *Pharmacological Research*, 2000, *Volume 41, Issue 3*, pp. 319-323.
- Tasan M., Demirci M. Total and individual tocopherol contents of sunflower oil at different steps of refining. [European Food Research and Technology](#) , 2005, [Volume 220, Numbers 3-4](#) .pp. 251-254.
- Toivo J., Piironen V., Kalo P ., Varo P . Gas Chromatographic Determination of Major Sterols in Edible Oils and Fats Using Solid-Phase Extraction in Sample Preparation. [Chromatographia](#) , 1998, [Volume 48, Numbers 11-12](#) , pp.745-750.
- Volin P. Analysis of steroidal lipids by gas and liquid chromatography. *Journal of Chromatography A*, 2001, *Volume 935, Issues 1-2*, pp. 125-140.

- Verleyen T., Szulczewska A., Verhe R., Dewettinck K., Huyghebaert A., De Greyt W. Comparison of steradiene analysis between GC and HPLC. *Food Chemistry*, 2002, Volume 78, Issue 2, August 2002, Pages 267-272.
- Veyrand B., Brosseaud A., Sarcher L., Varlet V., Monteau F., Marchand P., Andre A., Bruno Le Bizet B. Innovative method for determination of 19 polycyclic aromatic hydrocarbons in food and oil samples using gas chromatography coupled to tandem mass spectrometry based on an isotope dilution approach. *Journal of Chromatography A*, 2007, Volume 1149, Issue 2, pp. 333-344.
- Verleyen T., Forcades M., Verhe R., Dewettinck K., Huyghebaert A et De Greyt W. Analysis of free and esterified sterols in vegetable oils . [Journal of the American Oil Chemists' Society](#) , 2002, Volume 79, [Number 2,](#) pp .117-122.
- Wolf J.P. Manuel des corps gras. Ed. Tec. et Doc. Lavoisier, Paris.1968.
- Warner K., Knowlton S., 1997. Frying quality and oxidative stability of high-oleic corn oils.
- Journal of the American oil chemists Society, vol.74.pp.1317-1321.
- Weil JH., 1995. Biochimie générale, 7ème edition, Paris, p239.

Annexes

ANNEXE 1: Répartition de la culture Moringa dans le monde



ZONE DE CULTURE *MORINGA OLEIFERA*

ANNEXE 2 :Caractéristiques écologiques des sites d'introduction du Moringa en Algérie

Désignation du site	Altitude (m)	p (mm)	Etage bioclimatiques	Superficie ha et Nbre de plant semé en pépinière. (*)
ADRAR	280	20	Saharien	2ha en bloc 6000 plants en pépinière
MOSTAGANEM (sites)	130	370	<u>Semi aride chaud</u>	1,6 ha en bloc 5000 plants en pépinière
ZERALDA	100	680	<u>Sub humide chaud</u>	4 ha en bloc 7000 plants en pépinière
JIJEL	15	900	<u>humide frais</u>	2,5 ha en bloc 3760 plants en pépinière
GURBES	50	700	Sub humide chaud	3,6 ha en bloc 3600 plants en pépinière
BISKRA	86	140	Aride	1 ha (parcelle unique) 3500 plants en pépinière
BENAKNOUN		650	Sub humide chaud	4000 plants en pépinière
BAINEM (siège INRF)	200	650	Sub humide chaud	0,5 ha 7000 plants en pépinière
TAMANRASSET	1440	>50	Saharien	3600 plants en pépinière

Source : rapport interne (INFR) sur l'état d'avancement des travaux d'introduction du *Moringa*.

- Ces données concernent la campagne 2000/2001. Le suivi de l'expérimentation est cours.

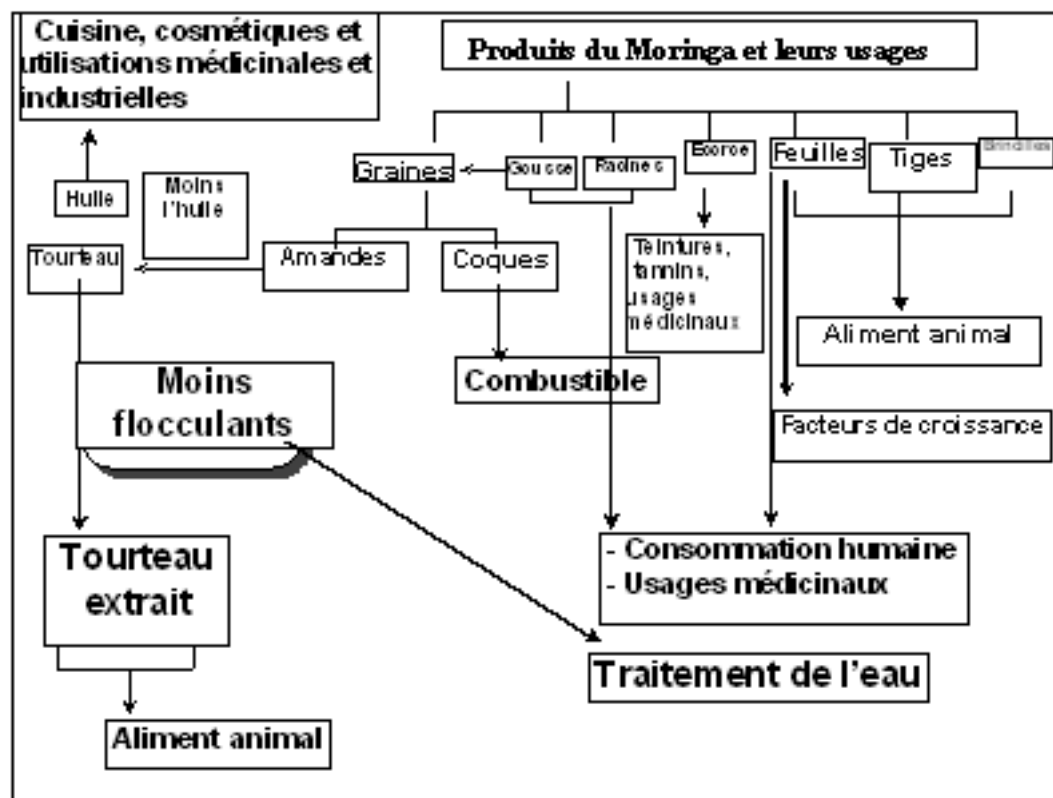
ANNEXE 3 : Comportement des semis en pépinière dans les différents sites d'introduction

Station	Lieu dit	Date de semis	Nombre de semis	Taux de date levé	Observation
JIJEL	Oued kessir	02/02/01	0272012720	1200% (07/05/01) 37% (03/09/01) 76% (04/09/01)	-Attaque de pucerons dégât appréciable -Bon
SKIKDA	Guerbes (INFR)	03/01/01	010600110618	40% (08/04/01) 80% (01/06/01)	
BAINEM	INFR	01/01/01	7000	40% (04/04/01)	
Benaknoun	DGF	01/01/01	4000	27% (11/04/01)	
Zeralda	Réserve de chasse	06/12/00	5000	70% (04/01)	
Biskra	Biskra (emifor) Kentara	23/01/01	240240125003	100% 50015005002/01-28/03/01 (30/04/01) 8,7% (30/04/01) 8,7% (30/04/01) 11% (30/04/01) 38% (30/04/01) 66% (30/04/01)	-Attaque d'oïdium - Problème de salinité de l'eau, malgré le traitement fongicide (mauvaise période) - Résultat intéressant.
Tamanrasset	Ablessa	01/02/01		86% (04/01/01)	
Adrar			6000	45% (09/06/01)	
Mostaganem	Ain nouissy	06/01	11450	70%	

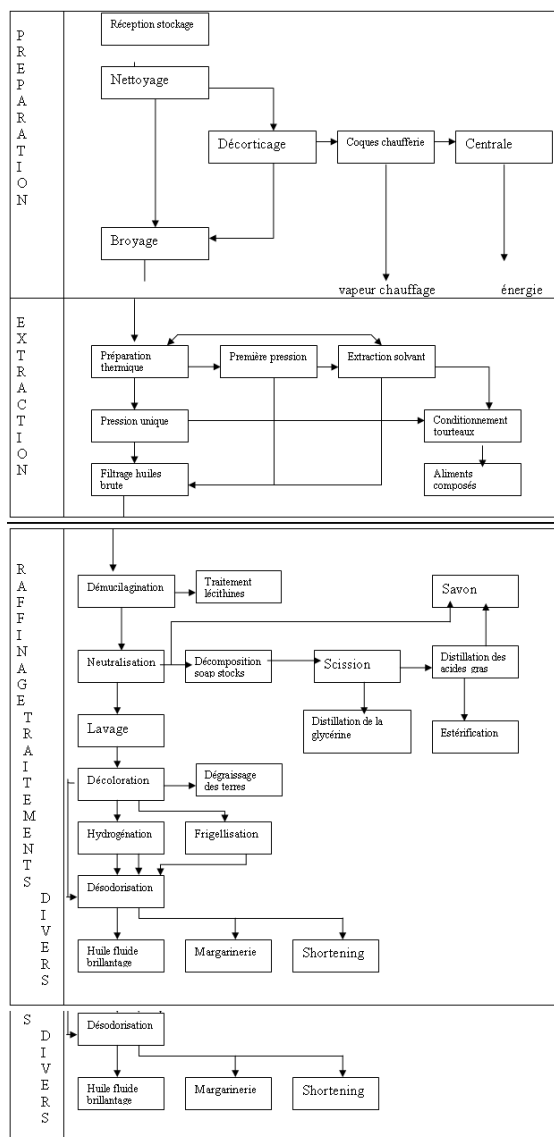
ANNEXE 4 :Comportement des semis en plein champ dans les différent sites d'introduction

Station	Lieu dit	Date de semis	Nombre de semis	Taux de date levé	Observation
JIJEL	Oued kessir	30/04/01	214	71% (03/09/01)	Taux de réussite important croissance hétérogène
SKIKDA	Guerbes (INFR)	01/01/01 01/03/01 01/04/01		0% (05/01) 75% (05/01) 83% (05/01)	
Zeralda	Réserve de chasse	15/01/01	5000	0% (01/04/01)	Parcelle non irriguée
Biskra	Biskra (emifor) Kentara	01/01/01 01/01/01		2,1% (30/04/01) 0%	Arrosage irrégulier
Tamanrasset	Ablessa	01/02/01 09/04/01	2000 12000	1% (06/06/01) 98%	-Destruction de la parcelle (écart des température) -Bonne croissance et cout de réussite important
Adrar				90% (01/04/01)	
Mostaganem	Ain nouissy	18/12/01	4000	0,7% (09/09/01)	

ANNEXE 5 :Utilisations des différents organes de Moringa



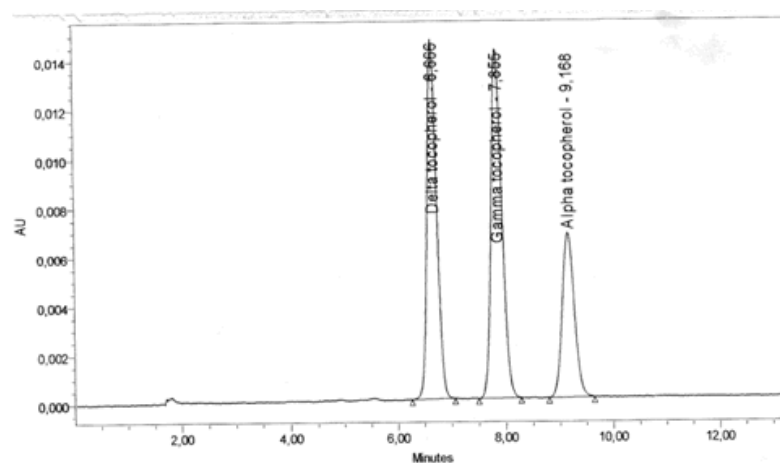
ANNEXE 6 : Schéma général de la production des corps gras à partir des graines oléagineuses



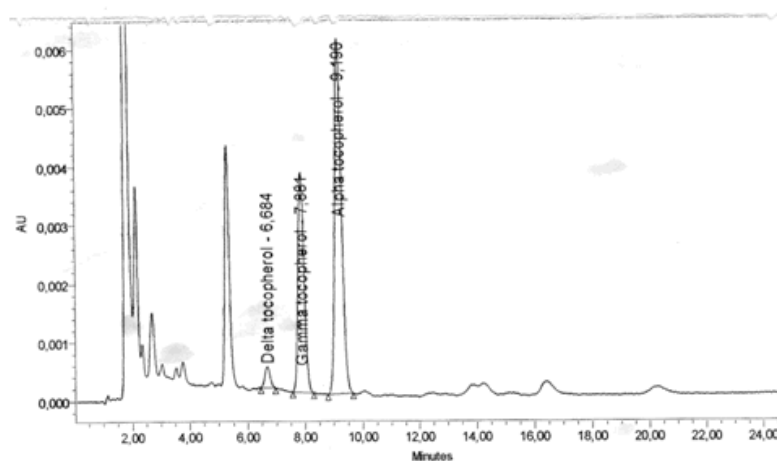
ANNEXE 7 : Les opérations élémentaires du raffinage chimique et leurs effets sur les constituants mineurs et les contaminants

Profil chromatographique de la séparation des tocophérols

Opération élémentaire	Composants éliminés	Composants introduits
Stockage	Acides gras libres	Stockage
Dégommage	Matières mucilagineuses Phosphatides Glycolipides	Eau
Neutralisation chimique	Acides gras libres Phosphatides résiduels Composés de dégradation d'origine oxydative Composés métalliques Gossypol (huile de coton) Aflatoxines (huile d'arachide) Insecticides organophosphorés	Savons Eau
Lavages	Savons Phosphatides résiduels Traces de sodes	Eau
Séchage	Eau	
Décoloration	Pigments (caroténoïdes et chlorophylliens) Savons hydrocarbures polycliniques (en cas de traitement au charbon actif)	Destruction des peroxydes et formation d'isomères à doubles liaisons conjuguées Acides gras libres (par acidification des savons)
Décirage / frigellisation	Cires Insolubles à basse température	
Désodorisation	Acides gras libres Substances volatiles de l'odeur et du goût Peroxydes et produits de dégradation pesticides organochlorés Stérols et tocophérols	Formation d'isomères géométriques d'acides gras Formation d'oligomères de triacylglycérols (diamères, tri, etc.)

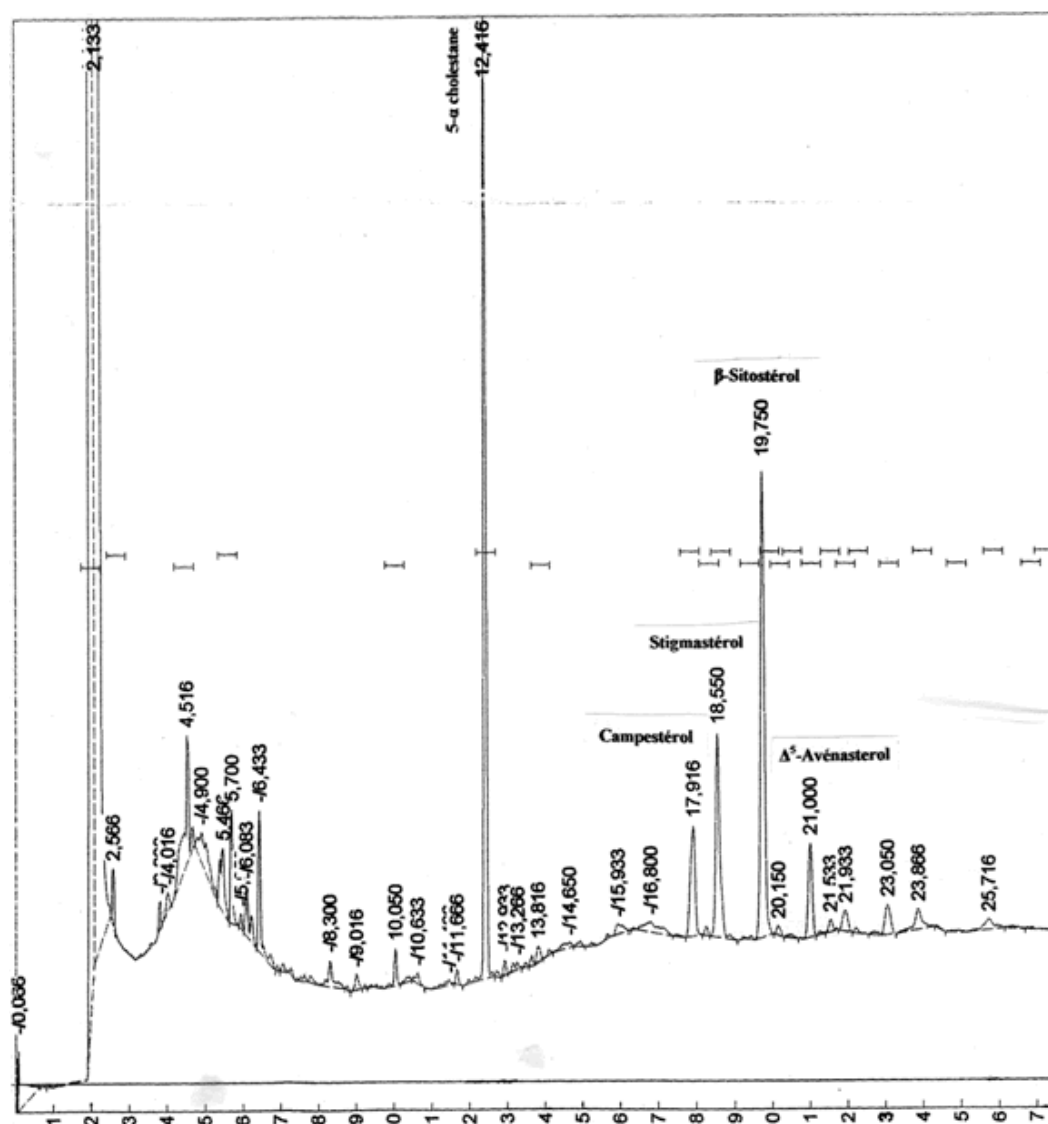


Profil chromatographique de la séparation des tocophérols α , γ , δ (standard) par HPLC

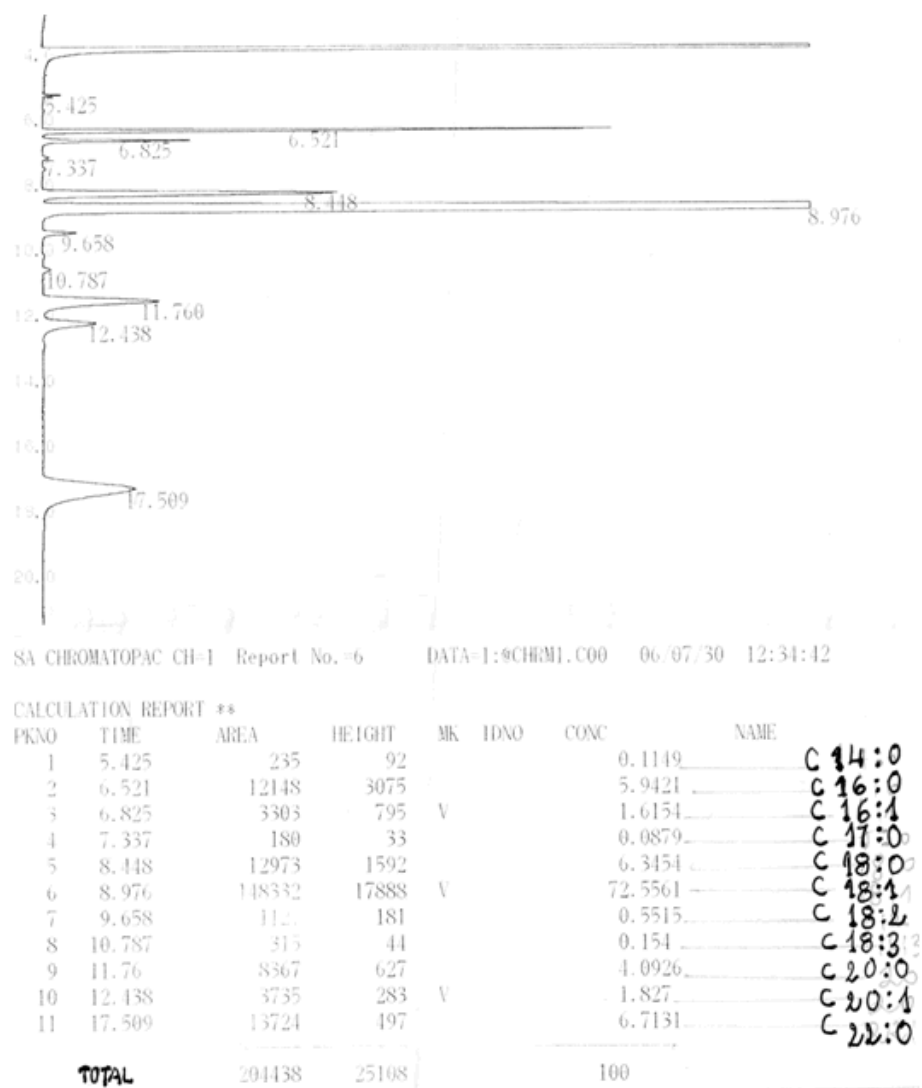


Profil chromatographique de la séparation des tocophérols α , γ , δ de l'huile de graine de Moringa oleifera par HPLC

Profil chromatographique de la séparation des tocophérols

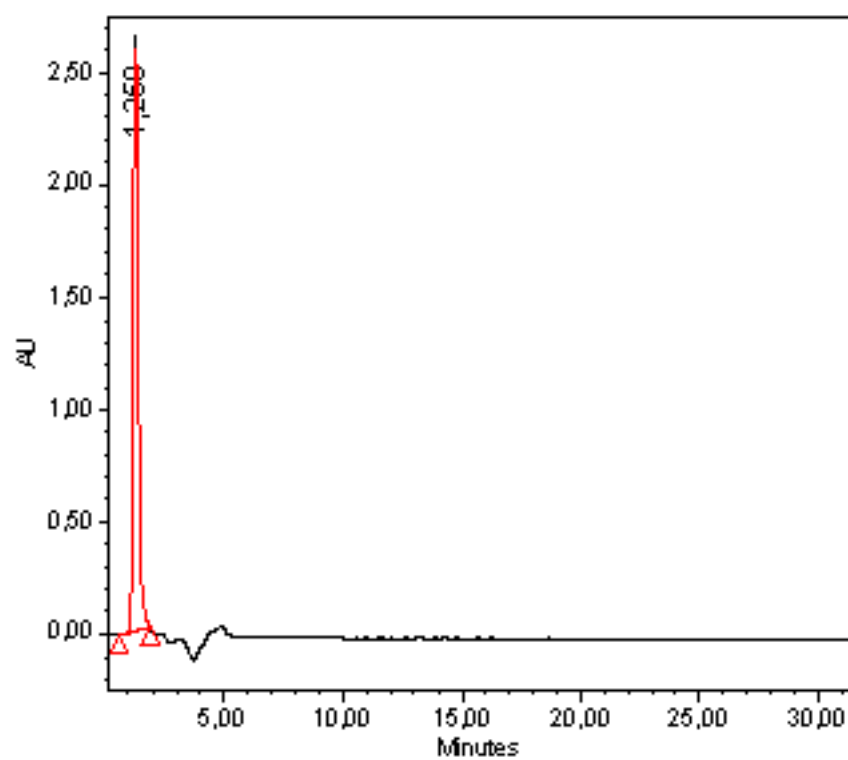


Profil chromatographique de l'analyse des stérols
par CPG/FID de l'huile de graine de *Moringa oleifera*

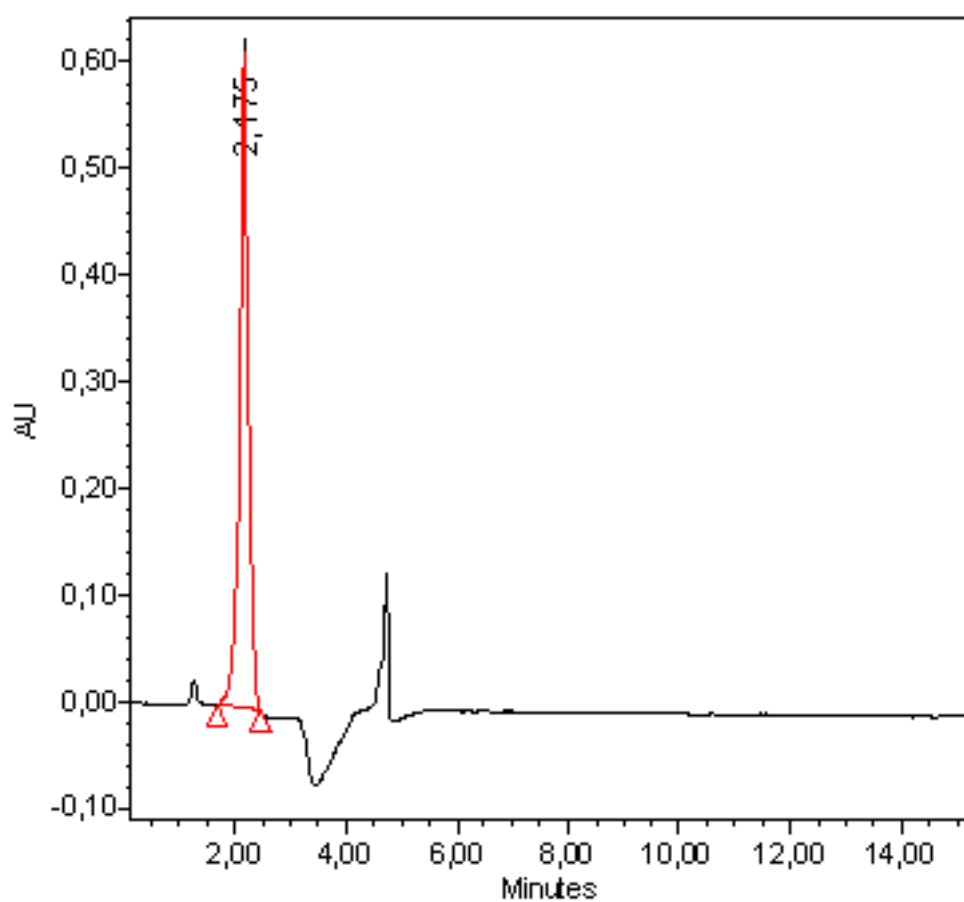


*Chromatogramme de l'analyse des esters méthyliques
des acides gras par CPG /FID de l'huile de Moringa oleifera*

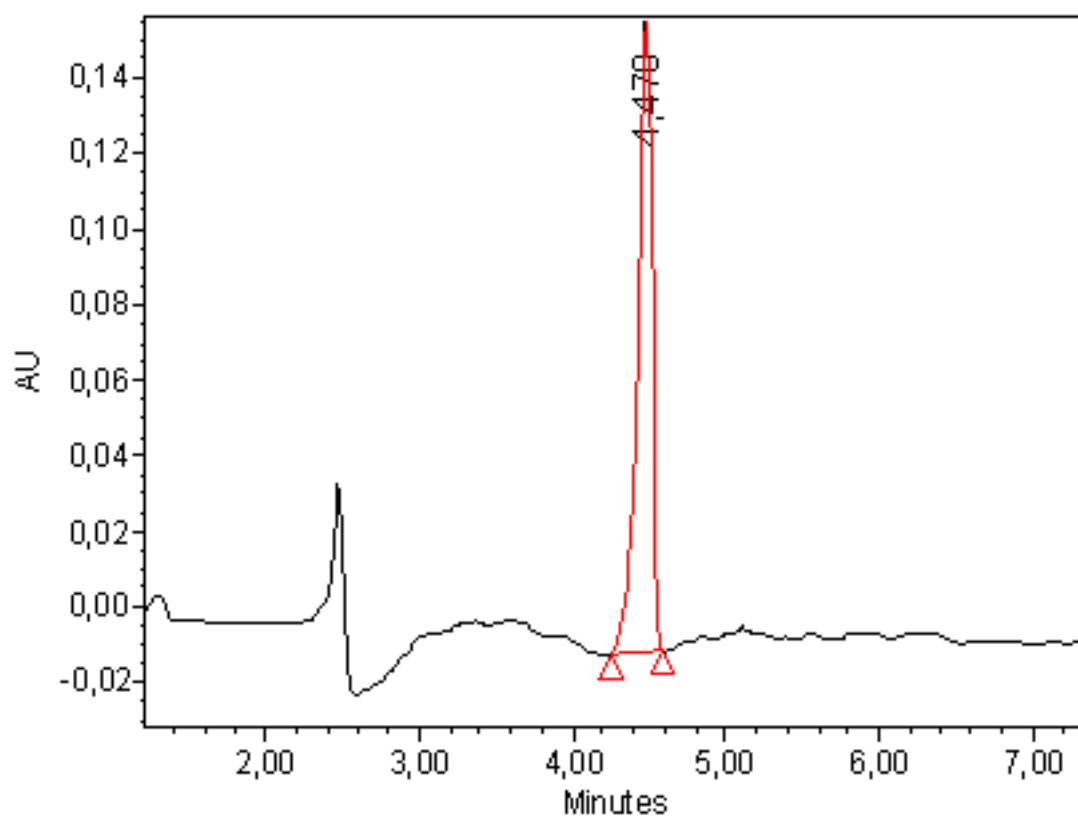
Chromatogramme de l'analyse des esters méthyliques des acides gras par CPG /FID
de l'huile de *Moringa oleifera*



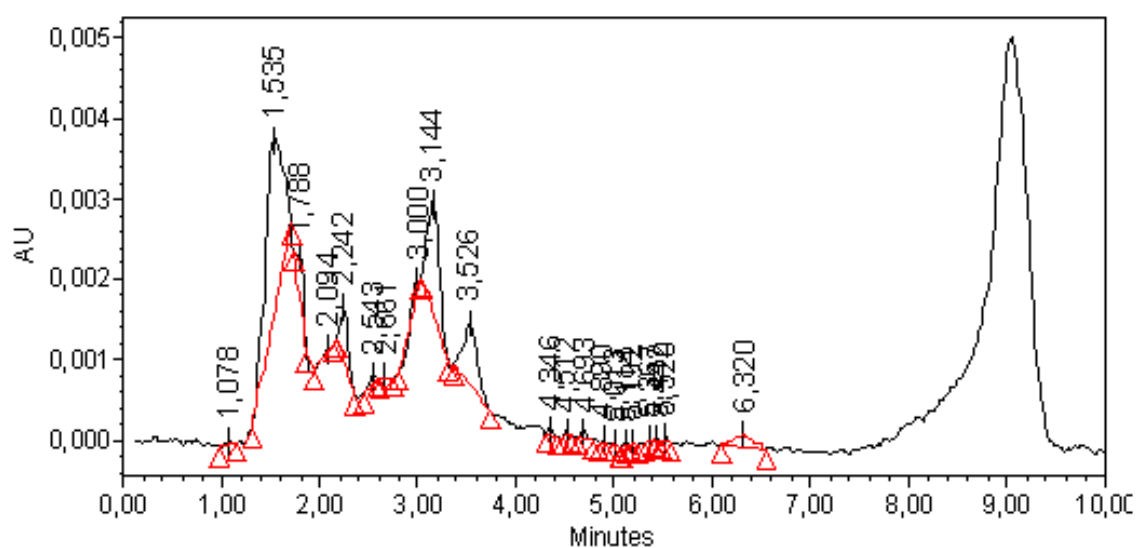
Profil chromatographique par HPLC du β - carotène (standard)



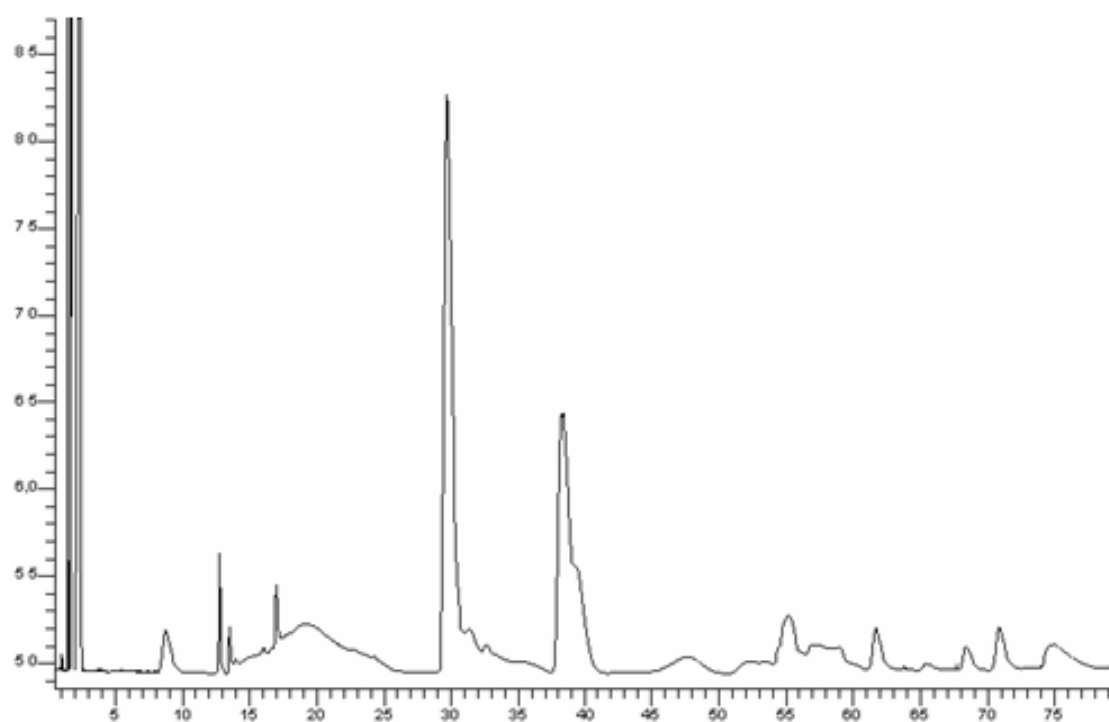
Profil chromatographique par HPLC de la chlorophylle a (standard)



Profil chromatographique par HPLC de la chlorophylle b (standard)



*Profil chromatographique de la séparation des chlorophylles a et bet du β - carotène par HPLC de l'huile de graine de *Moringa oleifera*.*



Chromatogramme de l'analyse du profil en triglycérides par HPLC