

UNIVERSITE CHEIKH ANTA DIOP DE DAKAR
FACULTE DES SCIENCES ET TECHNIQUES



THESE

présentée par

Madame Fatou DIAL NDIAYE
Ingénieur en Agro-alimentaire

Pour obtenir le Titre de Docteur Ingénieur.

Spécialité

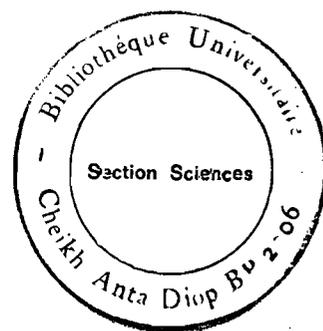
Chimie et Biochimie des corps gras.

**CONTRIBUTION A L'ETUDE CHIMIQUE ET
BIOCHIMIQUE DES GRAINES DE *BALANITES
AEGYPTIACA* (L.) DEL. (*SIMARUBACEAE*) ET DE
PARINARI MACROPHYLLA SABINE (*ROSACEAE*)**

Soutenue le 22 février 1997

MEMBRES DU JURY

M.Mamadou	KONE	Président	U.C.A.D.
M.J Paul	BLOND	Examineur	U.B.F.
M.Joseph	MIRALLES	Rapporteur	I.S.S.R.I.M.
M.Antoine	NONGONIERMA	Examineur	U.C.A.D.
M.Abdoulaye	SAMB	Directeur de thèse	U.C.A.D.



ST 6394

Dédicace

Je dédie ces quelques pages

à mon mari

Alioune NDIAYE

et à mes Enfants

en témoignage de ma profonde affection

REMERCIEMENTS

Le travail que nous présentons est le fruit de plusieurs collaborations. Il a été réalisé dans les laboratoires des Produits Naturels de la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université Cheikh Anta Diop (DAKAR, SENEGAL) et de l'Unité de Recherche de Nutrition Métabolique et Cellulaire à la Faculté des Sciences de l'Université de Bourgogne (DIJON - FRANCE).

Au terme de ce présent mémoire, nous tenons à exprimer nos vifs remerciements et notre profonde gratitude à :

Monsieur Abdoulaye SAMB, Professeur à la Faculté des Sciences et Techniques, Université Cheikh Anta Diop, Responsable du Laboratoire des Produits Naturels.

Vous avez bien voulu diriger ce travail. Soyez assuré de notre sincère reconnaissance et veuillez trouver ici l'expression de notre profonde et respectueuse gratitude. Vos qualités humaines, morales et scientifiques ont toujours été un exemple pour nous.

Monsieur Joseph MIRALLES, Professeur à la Faculté des Sciences et Techniques I.S.T. à Nouakchott (République Islamique de Mauritanie).

Vous nous avez confié ce travail, mais des obligations professionnelles n'ont pas permis de le suivre de très près. Néanmoins, votre intérêt constant, tout le temps qu'a duré ce travail nous a permis de découvrir votre générosité et votre disponibilité. Nous vous demandons d'accepter le témoignage de notre reconnaissance et nous vous renouvelons notre profond attachement.

Monsieur Jean BEZARD, Professeur à la Faculté des Sciences, Université de Bourgogne, Responsable de l'Unité de Recherche et de Nutrition Métabolique et Cellulaire.

Vous nous avez acceptés et accueillis dans votre laboratoire, en mettant à notre disposition tous les moyens indispensables pour la réalisation de notre travail. Soyez assuré de notre sincère reconnaissance et veuillez trouver ici l'expression de notre profonde et respectueuse gratitude.

Monsieur Jean Paul BLOND, Professeur à l'Institut Universitaire de Technologie de Dijon.

Vous avez participé efficacement à la réalisation et à l'interprétation de nos résultats. Vous avez bien voulu accepter le déplacement sur Dakar pour juger ce travail et faire partie du jury. Trouvez ici l'expression de notre profonde et respectueuse gratitude et toute notre reconnaissance.

Monsieur Antoine NONGONIERMA, Professeur à la Faculté des Sciences et Techniques, Université Cheikh Anta Diop.

Vous avez toujours manifesté un vif intérêt pour ce travail. Vous avez accepté de le juger et de faire partie du jury. Trouvez ici l'expression de notre profonde et respectueuse gratitude et toute notre reconnaissance.

Monsieur Mamadou KONE, Maître de Conférences à la Faculté des Sciences et Techniques, Université Cheikh Anta Diop.

Vous avez bien voulu vous intéresser à ce travail en acceptant d'en prendre connaissance et de le juger. Vous nous faites en plus le grand honneur d'accepter la présidence du jury de cette thèse. Trouvez ici l'expression de notre respectueuse gratitude et de nos sincères remerciements.

- A tous les Enseignants et Chercheurs du Département de Chimie et particulièrement à mes collègues des laboratoires des Produits Naturels et de Biologie Végétale de l'Université Cheikh Anta Diop de Dakar.

Mme Arame Khaya MBODJ, Mlle Fatou DIENG FAYE, Bamba D. DIENG, Cheikh NDIAYE, Ibrahima NDIAYE, et particulièrement Mamadou Saliou DIALLO, Mme Moussou K. DIOP, Lamine GAYE, pour les conseils, le soutien moral et l'aide qu'ils ont pu apporter.

- De l'Unité de Recherche de Nutrition Cellulaire et Métabolique, Faculté des Sciences Mirande, Université de Bourgogne.

Madame Françoise ROUSSEL, Jean Pierre POISSON, Michel NARCE, Marie Claire DELACHAMBRE, Sihem MADANI, en particulier Joseph GRETI qui a beaucoup contribué à approfondir nos connaissances en matière de techniques chromatographiques.

- De l'Institut de Technologie Alimentaire de Dakar (I.T.A.)

Rokhaya DIAGNE, Thierno Souleymane DIACK, Mamadou AW, Nafi BA DIOP et Mamadou KANE, du laboratoire de Chimie Alimentaire et d'analyses phytosanitaires, pour l'aide qu'ils ont pu apporter.

- D'ENDA/GRAF

Khanata SOKONA et Cécile BROUTIN.

- Du Canal du Cayor

Madame Fatou GAYE SARR, Major Alioune DEME, Adjudant Amadou Mamadou WONE.

- Monsieur Gilles BARNATHAN, Maître de Conférences, Université de Nantes et à Jean-Michel NJINKOUE du Laboratoire des Produits Naturels, Département de Chimie (Dakar)

Vous avez su réaliser avec efficacité les spectres de Masse des Pyrrolidides et des esters méthyliques des acides gras de l'huile de *Parinari macrophylla*.

Trouvez ici l'expression de notre profonde reconnaissance.

- De l'Ecole Polytechnique Supérieure (E.S.P.) de Dakar

Madame Dior HANE, Technicienne au laboratoire de Chimie.

- Monsieur Emmanuel TINE, Maître Assistant, Département de Génie Chimique.

Ce travail nous a permis de découvrir votre générosité et votre disponibilité. Vous avez sacrifié des moments très précieux pour la finition de ce document.

- Nous remercions également Mmes Fatou SAMB GUEYE et Elisabeth NDOUR qui ont su assurer la saisie de ce document.

Sommaire

Page

INTRODUCTION GENERALE.....	1
 PARTIE I	
CARACTERISTIQUES BOTANIQUES DES DEUX ESPECES.....	4
I. INTRODUCTION.....	5
II. SYNONYMIES ET NOMS COMMUNS.....	5
II. 1. <i>BALANITES AEGYPTIACA</i> (L.) DEL.....	5
II.1.1. Synonymies.....	5
II.1.2. Noms ethniques au Sénégal.....	5
II. 2. <i>PARINARI MACROPHYLLA</i> SABINE.....	6
III. POSITION BIOSYSTEMATIQUE.....	6
III. 1. SYSTEMATIQUE HORIZONTALE :	
<i>BALANITES AEGYPTIACA</i> (L.) DEL.....	6
III. 2. SYSTEMATIQUE HORIZONTALE :	
<i>PARINARI MACROPHYLLA</i> SABINE.....	14
IV. ETUDE ETHNOBOTANIQUE.....	17
IV.1. <i>Balanites aegyptiaca</i>	17
IV.1.1. Culture.....	17
IV.1.2. Les différentes utilisations.....	17
IV.2. <i>Parinari macrophylla</i>	21
IV. 2.1. Culture.....	21
IV. 2.2. Les différentes utilisations.....	21
V. CONCLUSION	21
 PARTIE II	
EXTRACTION DES HUILES.....	25
I. INTRODUCTION	25
II. METHODE DE PRODUCTION. ARTISANALE.....	25
II. 1. Le Dépulpage des fruits.....	25
II. 2. Le Concassage	26
II. 3. La Torrification ou exsudation de l'huile.....	28
II. 4. Le Broyage des amandes	28
II. 5. La Cuisson à la vapeur	29
II. 6. Le Pressage	29

III. EXTRACTION DES HUILES DE <i>BALANITES AEGYPTIACA</i> ET DE <i>PARINARI MACROPHYLLA</i>	
III.1. Extraction Chimique.....	31
III.2. Extraction Mécanique.....	33
IV. RESULTATS EXPERIMENTAUX	34
IV.1. Teneur en huile.....	34
IV.2. Teneur en eau.....	34
IV.3. Pressage mécanique.....	37
IV.4. Pressage mécanique et épuisement au solvant des tourteaux	38
IV.5. Caractéristiques physiques et chimiques.....	39
V. DISCUSSION.....	41
VI. CONCLUSION.....	42

PARTIE III

CHAPITRE I.....	43
PRINCIPALES COMPOSANTES DE L'INSAPONIFIABLE.....	43
I. INTRODUCTION	44
II. TRAVAUX ANTERIEURS.....	44
II. 1. Importance des stérols et des tocophérols.....	44
II. 1. 1. Les stérols.....	44
II. 1. 2. Les tocophérols.....	45
II. 2. Structures.....	46
II. 2. 1. Stérols.....	46
II. 2. 2. Tocophérols	46
II. 3. Analyse.....	51
II. 3. 1. Les stérols.....	51
II. 3. 2. Les tocophérols.....	51
II. 4. Les stérols et les tocophérols des huiles de <i>Balanites aegyptiaca</i> et de <i>Parinari macrophylla</i>	52
III. MATERIEL ET METHODES	
III. 1. Matériel	53
III. 2. Méthodes	53
III. 2. 1. Analyse des stérols	54
III. 2. 2. Analyse des tocophérols.....	54

IV. RESULTATS.....	59
IV. 1. Teneurs en Insaponifiable.....	59
IV. 3. Les tocophérols.....	61
V. DISCUSSION.....	68
V. 1. Fraction stérolique.....	68
V. 2. Les Tocophérols.....	70
VI. CONCLUSION	72
CHAPITRE II.....	73
ETUDE DES ACIDES GRAS ET DES TRIACYLGLYCEROLS.....	73
I. INTRODUCTION.....	73
II. RAPPELS	73
II. 1. Les acides gras	73
II. 2. Les triacylglycérols.....	79
III. MATERIEL ET METHODES	84
III. 1. Matériel	84
III. 2. Méthodes.....	85
III. 2. 1. Analyse des acides gras.....	85
III. 2. 2. Analyse des triacylglycérols.....	88
IV. RESULTATS	88
IV. 1. Composition en acides gras.....	88
IV. 2. Composition en triacylglycérols.....	91
IV. 2. 1. Huiles de <i>Balanites aegyptiaca</i>	91
IV. 2. 2. Huile de <i>Parinari macrophylla</i>	98
IV. 2. 3. Diagrammes comparatifs de la distribution expérimentale et aléatoire.....	107
V. DISCUSSION	111
V. 1. Acides gras.....	111
V. 2. Triacylglycérols.....	112
VI. CONCLUSION..	116
CHAPITRE III.....	117
IDENTIFICATION DES ACIDES GRAS DE L'HUILE DE PARINARI MACROPHYLLA PAR COUPLAGE CPG/S.M.	
I.INTRODUCTION.....	117

II. PRINCIPE DE LA TECHNIQUE DE COUPLAGE CPG / MASSE.....	117
III. MATERIEL ET METHODES.....	118
III. 1. Préparation des pyrrolidides.....	118
III. 2. Condition d'analyse.....	118
IV. RESULTATS ET DISCUSSION.....	120
IV. 1. Les acides gras.....	120
I.V.2 .Les acides gras des triacylglycérols.....	137
V. CONCLUSION.....	143

CHAPITRE IV.....	151
------------------	-----

INHIBITION DE LA $\Delta 6$ DESATURATION DE L'ACIDE LINOLEIQUE PAR L'ACIDE α ELEOSTEARIQUE CHEZ LE RAT

I. INTRODUCTION.....	151
II. BIOSYNTHESE DES ACIDES GRAS POLYINSATURES.....	151
II. 1. L'élongation.....	152
II. 2. La rétroconversion.....	152
II. 3. La désaturation.....	152
III. MATERIEL ET METHODES.....	154
III. 1. Matériel.....	154
III. 2. Méthodes.....	154
III. 2. 1. Obtention de l'acide α éléostéarique.....	154
III. 2. 2. Préparation des microsomes hépatiques.....	155
III. 2. 3. Milieu et conditions d'incubation.....	156
III. 2. 4. Extraction des lipides et méthylation.....	157
III. 2. 5. Mesure de l'incorporation de la radioactivité dans les phospholipides des microsomes.....	158
III. 2. 6. Expression des résultats	158
IV. RESULTATS.....	158
IV. 1. Inhibition de la $\Delta 6$ désaturation de 18 : 2n - 6 (s) 18:3 $\Delta 9$ cis 11 trans 13 trans.....	159
IV. 2. Incorporation de la radioactivité et désaturation dans les phospholipides microsomaux.....	159
V. DISCUSSION.....	160
VI. CONCLUSION	161

PARTIE IV

ETUDE DES TOURTEAUX.....	162
I. INTRODUCTION.....	163
II. RAPPELS.....	163
II. 1. Source de protéines.....	163
II. 2. Utilisations.....	164
II. 3. Analyses chimiques.....	165
II. 3. 1. Analyse bromatologique.....	165
II. 3. 2. Composition en amino-acides.....	166
III. MATERIEL ET METHODES.....	169
III. 1. Analyse bromatologique.....	169
III. 1. 1. Taux d'humidité.....	169
III. 1. 2. Taux de matières minérales.....	169
III. 1. 3. Taux d'azote.....	169
III. 1. 4. Taux de phosphore, de potassium, de calcium, de magnésium et de sodium.....	170
III. 1. 5. Taux de carbone organique.....	170
III. 1. 6. Taux de cellulose brute (WEENDE).....	170
III. 2. Analyse des amino-acides.....	170
IV. RESULTATS.....	173
IV. 1. Résultats d'analyse bromatologique.....	173
IV. 2. Résultats d'analyse en amino-acides des tourteaux.....	174
V. DISCUSSION.....	175
VI. CONCLUSION.....	180
CONCLUSION GENERALE.....	181
BIBLIOGRAPHIE.....	184
ANNEXES	
I.....	195
II.....	198
III.....	203
IV.....	207
V.....	211

GLOSSAIRE

AG	=	Acide gras
A.O.C.S	=	American Oil Chemist's Society.
CPG	=	Chromatographie en phase gazeuse
CCM	=	Chromatographie sur couche mince
CLHP	=	Chromatographie liquide à haute performances
EMAG	=	Ester méthylique d'acide gras
EMAG. TG	=	Esters méthyliques d'acides gras des triacylglycérols
ENDA - GRAF	=	Environnement et Développement en Afrique Groupe Recherche Action Formation
E S P.	=	Ecole Supérieure Polytechnique
I.T.A	=	Institut de Technologie alimentaire
PYRR. AG	=	Pyrrolidides des acides gras
TG	=	Triglycéride = Triacylglycérols
TR	=	Temps de rétention
TRM	=	Temps de rétention moyen

Un des défis majeurs auxquels la plupart des pays de la zone soudano-sahélienne sont confrontés est la désertification. Des efforts notables sont réalisés par les pouvoirs publics et les populations dans la lutte contre ce fléau. Malgré tous les efforts entrepris, le désert ne cesse de progresser. Les terres deviennent fragiles et impropres à la culture. Ainsi, dans de nombreux pays de la sous-région, on observe des déficits en produits vivriers et en particulier en oléagineux. C'est la raison pour laquelle des pays comme le Sénégal qui ont été pendant longtemps exportateurs d'huile sont devenus aujourd'hui importateurs. Le reboisement engagé dans nos pays pourrait ainsi être axé surtout sur les plantes à graines oléagineuses résistantes à la sécheresse et pouvant en plus résorber une partie du déficit. C'est le cas de *Balanites aegyptiaca* que l'on rencontre dans des zones désertiques (Ferlo et région de St. Louis). Il en est de même de *Parinari macrophylla* abondante dans la région de Diourbel, de Kaolack et de Ziguinchor.

Ces plantes peuvent bien constituer des sources d'huile de substitution. D'ailleurs, dans le milieu rural, la production artisanale d'huile à partir de ces deux espèces est une activité économique pratiquée par les femmes. Cette forme de valorisation de ces plantes oléagineuses reste encore très limitée et localisée.

L'étude entreprise est une contribution aux diverses tentatives de valorisation des graines de *Balanites aegyptiaca* (Sump) et de *Parinari macrophylla* (néou). Nous avons repris l'extraction des huiles à partir de leurs graines et déterminé les caractéristiques physico-chimiques et la composition des huiles, pour mieux apprécier leurs valeurs nutritives.

Le présent travail est subdivisé en quatre parties.

La première partie est relative aux caractéristiques botaniques de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*.

La deuxième partie est consacrée à l'extraction des huiles et à la détermination de leurs constantes physico-chimiques.

La troisième partie est une étude chimique des constituants des huiles. Pour la première fois, nous abordons l'étude des triacylglycérols des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*. Il s'avère que l'huile de *Parinari macrophylla* est une huile complexe qui a nécessité un complément d'étude.

Dans la quatrième partie, les tourteaux résultant de l'extraction sont dosés. L'analyse a permis de connaître, d'une part, la composition en acides aminés et d'autre part la teneur en quelques éléments et oligo-éléments.

PARTIE I

CARACTERISTIQUES BOTANIQUES

RESUME

Les graines de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*, deux espèces arborées résistantes aux conditions climatiques sahéliennes ont fait l'objet de cette étude.

Les méthodes d'extraction présentées, l'extraction chimique et le pressage mécanique montrent que ces graines sont riches en huile. Après l'extraction, notre travail a consisté à déterminer la composition et la nature des constituants des huiles. L'analyse sur les stérols donne des rapports inversés de sitostérol / stigmastérol, selon la nature de l'espèce. L'étude des acides gras montre en général, une prédominance des insaturés. Alors que pour *Balanites aegyptiaca*, les acides gras majoritaires sont l'acide oléique (9-18:1), l'acide linoléique (9,12 - 18:2) suivi de l'acide palmitique (16:0), pour *Parinari macrophylla*, en plus des deux acides gras insaturés suscités, on trouve l'acide α éléostéarique (9,11,13 - 18:3) en quantité significative (21,49%).

Pour la première fois, la détermination des différents types de triacylglycérols des deux huiles a été effectuée. Cependant, la complexité de l'huile de *Parinari macrophylla* est à l'origine d'une étude détaillée des structures des acides gras de l'huile par spectroscopie de masse couplée à la chromatographie en phase gazeuse. Cette dernière a permis de confirmer la présence de l'acide α éléostéarique et de montrer l'existence de ses isomères ainsi que d'autres isomères de l'acide linoléique, (9,11 - 18:2 et 9,13-18:2) de l'acide oléique (11-18:1).

Une des propriétés de l'acide α éléostéarique, à savoir son pouvoir inhibiteur de la $\Delta 6$ désaturase de l'acide linoléique a été mise en évidence par une expérience *in vitro*.

La détermination de la composition en acides aminés et de quelques oligo-éléments des tourteaux résultant de l'extraction des huiles, montre une certaine ressemblance entre les graines de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* et d'autres graines oléagineuses courantes.

Mots clés - Acides gras, Triacylglycérols, CLHP, CPG, EMAG, pyrrolidides d'acides gras, spectres de masse.

I. INTRODUCTION

Balanites aegyptiaca et *Parinari macrophylla* constituent deux essences arborées appartenant à deux familles différentes. Les études se rapportant à leur biologie et à leur systématique restent parcellaires et manifestement incomplètes. Il nous est alors apparu nécessaire de repréciser certains aspects liés à la situation systématique des deux espèces issues de genres et de familles éloignés l'un de l'autre sur le plan systématique.

II. SYNONYMIES ET NOMS COMMUNS

II.1. BALANITES AEGYPTIACA (L.) Del.

II.1.1. Synonymies

Même si *Balanites* (L.) Del. est aujourd'hui le nom scientifique de l'espèce, divers noms ont été antérieurement utilisés comme synonymes (SYN.).

SYN. - *Ximenia aegyptiaca* L., *Agialida senegalensis* Van Tiegh., *Agialida barteri* Van Tiegh., *Agialida tombouctensis* Van Tiegh., *Balanites zizyphoides* Mildbr. et Schelechter.

II.1.2. Noms ethniques au Sénégal.

- En arabe : *Heglig, Loba*.
- En bambara : *Séguéné*.
- En français : *Myrobalan d'Egypte, Datte du désert*.
- En malinké : *Séguiné*.
- En peul : *golétéki*.
- En peul, toucouleur : *murtoki*.
- En sarakolé : *Séguéné*.
- En sérère : *Lôl, Model*.
- En socé : *Sumpo*.
- En wolof : *Soump*.



II.2. PARINARI MACROPHYLLA. SABINE

Noms ethniques de *Parinari macrophylla* au Sénégal.

- En bambara : *wo*.
- En français : pomme du Cayor.
- En diola Fogny : *ba, baabu* .
- En diola de Efofok : *buel* .
- En diola de Diembereng : *nuhumtan ; bain* .
- En mandjague : *bunou*.
- En mandingue : *tâba*.
- En peul, Toucouleur : *naodé, neudi*.
- En sérère : *daf*.
- En socé : *daf*.
- En wolof : *néou*

III. POSITION BIOSYSTEMATIQUE

III.1. SYSTEMATIQUE HORIZONTALE : BALANITES AEGYPTIACA (L.) DEL.

Balanites aegyptiaca appartient par hiérarchie systématique décroissante :

- au règne végétal,
- au groupe des *Eucaryota*,
- à l'embranchement des *Spermatophyta* ou *Phanerogamae*,
- au sous-embranchement des *Angiospermae* A.BR. et DOELL.,
- à la classe de *Dicotyledones* JUSS.,
- à la sous-classe des *Dialypetalae*, ENDL = *Polypetalae* JUSS.,
- à la série des *Disciflores*,
- à la sous-série des *Diplostemones*
- à la famille des *Simarubaceae* DC., et au genre *Balanites* Delile.

Les classifications de *Balanites aegyptiaca* et comme de *Parinari macrophylla* sont schématisées dans le tableau I.

TABLEAU I . POSITION SYSTÉMATIQUE DU GENRE *BALANITES* DELILE ET DU GENRE *PARINARI* AUBL.

RÈGNES	ANIMAL	VÉGÉTAL
SUPER-EMBRANCHEMENTS OU GROUPES	EUCARYOTA	
EMBRANCHEMENTS	SERLAOHYTA	
SOUS-EMBRANCHEMENTS	ANGIOSPERMAE	GYMNOSPERMAE
CLASSES	DICOTYLEDONES	MONODOTYLEDONES
SOUS-CLASSES	APETALAE	DIALYPETALAE
SÉRIES	DISCIFLORES	CALICIFLORES
SOUS-SÉRIES	DIPLOSTEMONES	DIPLOMERISTEMONES
ORDRES	GÉRANIALES- TÉRÉBINTHALES	ROSALES
FAMILLES	SIMARUBACEAE	ROSACEAE
SOUS-FAMILLE		CHRYSOBALANOÏDEAE
GENRE	BALANITES	PARINARI

Source : NYKIEMA R. (1994) [99]., modifié.

III.1.1. Caractères liés à l'appartenance de l'embranchement des Spermaphyta

Cet embranchement appartient au super-embranchement ou groupe des *Eucaryota* qui est l'un des deux groupes de la première coupure fondamentale de l'ensemble des êtres vivants animaux et / ou végétaux, le deuxième groupe est celui des *Procaryota* ou *Protocaryota*. Les caractères principaux distinctifs entre ces deux super-embranchements sont les suivants.

- Pour les *Procaryota* ou *Protocaryota* (du grec **pro**, avant, devant ; précoce - **proto**, premier - **cary**, **carys**, noyer ; noix ; noyau, ici, noyau) : composés uniquement par les végétaux les plus primitifs ou Protophytes (*Bacterioschizophyta* ou *Bacteria* ou Bactéries et *Cyanoschizophyta* ou *Cyanobacteria* ou Algues bleues) ; unicellulaires, chaque cellule accomplissant toutes les fonctions physiologiques ; structure cellulaire primitive comprenant un "noyau" primitif (voir sens de **pro** et de **caryo** ci avant) comprenant seulement un ou 2 chromosomes ; absence d'un nucléole, de mitochondries, de plastes, d'un réticulum endoplasmique, d'un corps de Golgi, d'*histones*, d'*actomyosine*, de *stéroïdes* ; reproduction unique végétative, c'est à dire par divisions en deux de leur corps unicellulaire en entier (grec **schis**, **schism**, **schist**, **schiz**, fendre, séparer en deux), cependant, chez certaines *Bacteria*, il y a échange de portions chromosomiques, mais jamais combinaison de deux stocks chromosomiques complets avec formation d'un oeuf ou *Zygote* à 2n chromosomes.

- Pour les *Eucaryota* (du grec **eu**, bien ; véritable, vrai et **cary**, **caryo**, noyau) : composés aussi bien de végétaux que d'animaux ; seuls les moins évolués (nombreux champignons inférieurs, nombreuses Algues vertes ou brunes) sont encore unicellulaires, la grande majorité d'entre eux sont pluricellulaires, ce qui entraîne l'existence de tissus chez tous, d'organes chez la plupart et la division du travail chez tous ; structure cellulaire évoluée caractérisée par un noyau véritable (voir sens de **eu** et de **caryo** en grec) d'un nucléole parfois, de mitochondries, de plastes, d'un réticulum endoplasmique, d'un appareil de Golgi etc. ; présence d'*histone*, d'*actinomyosine*, de *stéroïdes* ; division cellulaire de deux types, la mitose, conduisant à des cellules à 2n chromosomes ou cellules somatiques, et la méiose, donnant des cellules à n chromosomes appelées gamètes mâles ou gamètes femelles, selon les cas, ce qui conduit, d'une part à la reproduction sexuée et d'autre part, à l'existence d'un stade de vie à 2n chromosomes et d'un stade de vie à n chromosomes, stades plus ou moins développés, selon les espèces, et alternant chez tous les individus eucaryotiques.

Le mot *Spermaphyta* vient des éléments grecs ; **sperm, spermat** = semence ; graines ; ici ovule ; **phyt, phyto** = plante. Ce sont des *Anthophyta* (du grec **antho** = fleur, fleuri et **phyt** = ce qui a poussé, végétal, plante) ou plantes à fleurs produisant des graines ; elles sont appelées aussi *Phanerogamae* (du grec **phaner** = apparent et **gam** = mariage, union, soudure) à cause du fait qu'elles possèdent des organes de reproduction (fleurs) visibles contrairement à ceux des *Gymnospermae*. On lui préfère le nom de *Spermaphyta* qui attache plus d'importance à la présence de graines, organes qu'elles ont le seul sous-embanchement à posséder.

L'embanchement des *Spermaphyta* se subdivise en trois sous-embanchements qui sont les suivants :

- Sous-embanchement des *Gymnospermae* à ovules nus,
- Sous-embanchement des *Chlamydospermae*, à ovules en partie nus, en partie clos,
- Sous-embanchement des *Angiospermae*, à ovules entourés complètement par les parois de l'ovaire et auquel appartient *Balanites aegyptiaca*,

III.1.2. Caractères liés à l'appartenance au sous-embanchement des *Angiospermae*

Balanites aegyptiaca appartient au sous embanchement des *Angiospermae*

A ce niveau de la systématique, les critères de la classification sont principalement tirés des phénomènes accompagnant la reproduction sexuée, (CRETE, 1965 [2559] [45]).

En effet, à l'opposé de *Gymnospermae*, les *Angiospermae* sont caractérisés par la protection toute particulière qui est assurée aux ovules, soit par une feuille carpellaire, soit par l'ensemble des feuilles carpellaires qui se soudent entre elles par leurs bords formant ainsi un vase clos protecteur de la totalité des ovules.

Dans ce sous-embanchement, deux classes sont distinguées selon le nombre de cotylédons ou feuilles embryonnaires incluses dans la graine :

- la classe de *Monocotylédones* dont les graines ont en général un seul cotylédon,
- la classe de *Dicotylédones* dont les graines ont en général deux cotylédons, classe à laquelle appartient le genre *Balanites* et donc *Balanites aegyptiaca*

III.1.3. La classe des *Dicotylédones*

Les caractères distinctifs de cette classe sont non seulement la présence de deux cotylédons dans la graine, mais aussi d'autres caractères qui sont principalement :

- la racine principale est généralement pivotante et plus développée que les racines latérales,
- la forme et la nervation des feuilles sont très variées ;
- la morphologie des inflorescences et des fleurs très variées.
- Les *Dicotylédones* comportent trois sous-classes dont :
 - la sous-classe des *Apetales*, *Dicotylédones* à fleurs sans pétales ;
 - la sous-classe des *Dialypetales*, *Dicotylédones* fleurs à pétales libres les uns par rapport aux autres, dont fait partie le genre *Balanites* et
 - la sous-classe des *Gamopetales*, *Dicotylédones* à fleurs à pétales soudés.

III.1.4. La sous-classe des *Dialypetales*

Les *Dialypetales* regroupent donc au sein des *Dicotylédones* les plantes à pétales séparés et à feuilles souvent composées.

III.1.5 La série des *Disciflores*

Les sens de l'élément grec **disci** = disque et de l'élément latin **flor** = fleur, montrent que le principal caractère commun de cette série est la présence dans la fleur d'un disque nectarifère surmontant le réceptacle floral, disque sur lequel semblent fixés sépales, pétales et étamines.

Ce disque est soit extra-staminal, c'est à dire situé entre les pétales et les étamines, soit intra-staminal, c'est à dire situé entre les étamines et le gynécée.

Les autres caractères communs sont :

- fleurs pentacycliques répondant à la formule : florale 5S + 5P + 5E + 5C (S = sépales, P= pétales, E = étamines, C = carpelles) ;
- ovules toujours anatropes (= renversés.)

III.1.6. La sous-série des *Diplostemones*

Les plantes de cette série présentent des fleurs *diplostemones*, c'est-à-dire possèdent un nombre d'étamines double de celui des pétales (et des sépales) comme l'indique la formule florale précédente. Notons que dans la sous-série des *Diplomeristemones*, les 5 étamines de chacun des 2 cycles (5E + 5E) se divisent chacune en nE.

III.1.7. L'ordre des *Geraniales - Terebinthales*

Ses principaux caractères dominants sont :

- plantes ligneuses à feuilles composées ;
- fleurs à disque intrastaminal ;
- androcée diplostémone ;
- ovaire pluriloculaire chaque loge renferme 1 ou 2 ovules.
- organes végétatifs renfermant un appareil sécréteur d'essence, de baume ou de résine.

III.1.8. La famille des *Simarubaceae*

Les *Simarubaceae* sont à feuilles théoriquement composées- pennées et comportant en outre :

- fleurs unisexuées c'est à dire mâles ou femelles ;
- calice et corolle pentamères (5S et 5P) ;
- androcée obdiplostémone tendant à devenir isostémones pentamères ou méristémones ;
- appareil sécréteur formé de canaux ou de cellules.

III.1.9. Le genre *Balanites*

C'est un genre tropical afro-asiatique, de 25 espèces environ, des régions sèches subarides et même arides à pluviométries moyennes annuelles comprises entre 1 000 mm et 200 mm et même 100 mm. Son aire de distribution géographique s'étend de l'Afrique, à l'Ouest (côtes sénégal-mauritaniennes) jusqu'en Birmanie, à l'Est. Il vit surtout sur les sols secs (argilo-sableux à sablo-argileux), arides (à sables fins très dominants ou exclusifs) à hyperarides (à sables grossiers dominants ou exclusifs ou composés de blocs, cailloux, graviers

et gravillons) connaissant des précipitations moyennes annuelles supérieures à 250 mm (ONU, 1983 [101]).

Arbre (en forêt) ou arbuste (savane), feuilles à 2 folioles, rameaux armés de longues épines supra-axillaires. Fleurs groupées en inflorescences supra-axillaires fasciculées ou racémeuses. 10 étamines. Ovaire à 5 loges. Fruit drupacé à 1 graine. Deux espèces en Afrique de l'Ouest : *Balanites aegyptiaca* (L.) DEL., en savane, et *Balanites wilsoniana* DAWE et SPRAGUE, en forêt, deux espèces d'Afrique de l'Est et de l'Ouest.

Le genre *Balanites* Delile est considéré par certains auteurs comme type d'une famille spéciale, les *Balanitaceae* ENDL., placée entre les *Simarubaceae* DC. et les *Ochnaceae* DC.

III.1.10. *Balanites aegyptiaca* (L.) DEL.

Arbuste ou petit arbre de 8 à 9 m de hauteur extrémités des branches légèrement retombantes ; écorce foncée, profondément striée ; rameaux à longues épines robustes, droites, atteignant 8 cm de long. (*Balanites aegyptiaca* est représenté à la page suivante, fig. 1).

Feuilles alternes, avec deux folioles subsessiles, obovales, orbiculaires, rhomboïdes, de 2,5 cm sur 3 cm environ pubescentes dessous puis devenant glabres, vert mat grisâtre ; pétiole de 1 cm de long.

Fascicules ou petits racèmes supra-axillaires portant des fleurs d'une couleur jaune-verdâtre à l'extrémité de pédicelles de 1 cm. Pétales glabres de 5 mm de long, ovaire pubescent. Drupes sphériques ou ovoïdes de 3 à 4 cm de long, légèrement anguleuses, arrondies à chaque extrémité, tomenteuses, verdâtres mat pendant la maturation, jaunes à maturité.

Balanites aegyptiaca est très abondant dans tout le Sahel du Sénégal : vallée du Fleuve, Djolof, Cayor, Ferlo. Il pénètre profondément dans la région à climat soudanien et jusqu'en Casamance maritime (à l'extrême sud-ouest du pays) où il reste hors des sols inondables.

Au Sénégal, la végétation de l'espèce est très abondante dans la zone sylvo-pastorale (Ferlo ou désert anthropique du Sénégal), milieu constitué par un vaste plateau limité au Nord et à l'Est par le fleuve Sénégal, à l'Ouest par les dunes fixées du Cayor et du Djolof et la vallée morte du Ferlo. En annexe I.,

Fig. 1. *Balanites aegyptiaca* (L.) Del.

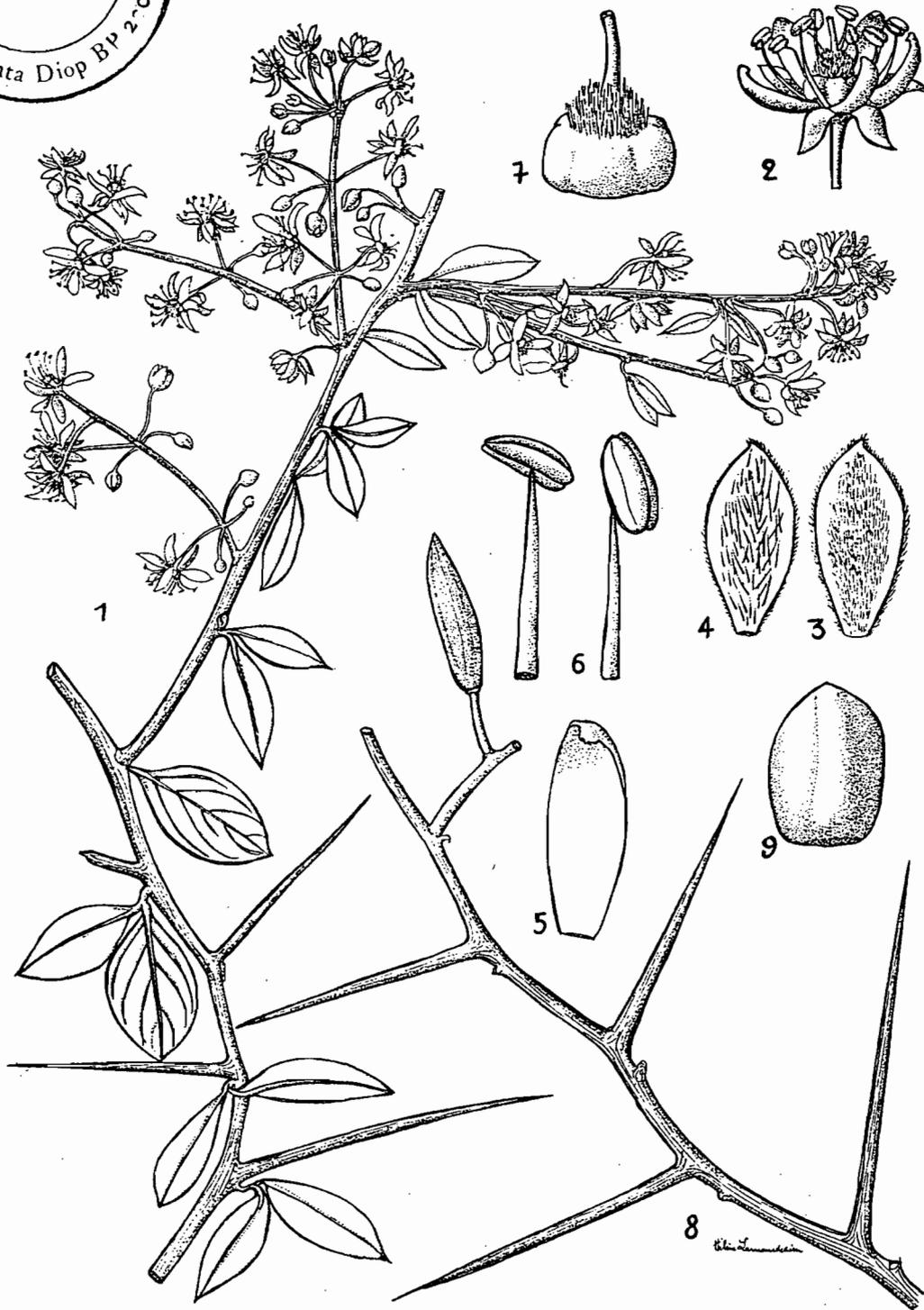
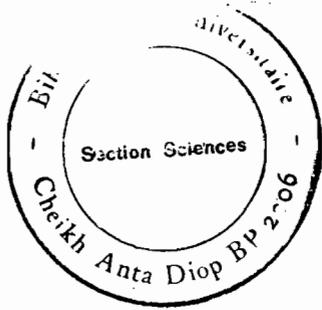


FIG. 43. — *Balanites aegyptiaca* (L.) Del. — 1. Rameau réduit aux 2/3. — 2. Fleur $\times 2$. — 3 et 4. Sépale, face ext. et int. $\times 4$. — 5. Pétale $\times 4$. — 6. Etamine $\times 6$. — 7. Pistil $\times 6$. — 8. Epines et jeune fruit réduits aux 2/3. — 9. Fruit réduit aux 2/3 (D'après Busson).

les cartes n° 1 et 2 indiquent les zones de *Balanites aegyptiaca*, en Afrique et au Sénégal respectivement.

III.2. SYSTEMATIQUE HORIZONTALE : PARINARI MACROPHYLLA SABINE

Parinari macrophylla appartient par hiérarchie systématique décroissante :

- au règne végétal,
- au groupe des *Eucaryota*,
- à l'embranchement des *Spermaphyta* ou *Phanerogamae*,
- au sous-embranchement des *Angiospermae* A.BR. et DOELL.,
- à la classe des *Dicotylédones* JUSS.,
- à la sous-classe des *Dialypetalae*, ENDL = *Polypetalae* JUSS.,
- à l'ordre des *Rosales*
- au sous-ordre constitué par les *Saxifragaceae* - *Rosaceae*,
- à la famille des *Rosaceae* JUSS., à la sous-famille des

Chrysobalanoïdeae R.BR., *Caesalpoïdeae* KUNTH. et au genre *Parinari* AUBL.

La classification est schématisée dans le tableau I (NYKIEMA, 1994) [99].

III.2.1. Les taxons de *Parinari* AUBL. du règne à la sous classe.

La comparaison d'une part du paragraphe II.1. et d'autre part du tableau I. montre que les genres *Balanites* et *Parinari* appartiennent aux mêmes règne, groupe, embranchement, sous-embranchement, classe, sous-classe et série.

Nous ne reprendrons donc pas la description des caractères de ces "taxons" qui est faite aux paragraphes III.1.1., III.1.2., III.1.3. et III.1.4., auxquels l'on peut se reporter au besoin.

III.2.2. La Série des *Caliciflores*

La série est caractérisée par la production, à l'extrémité du pédoncule floral, d'une coupe plus ou moins concave, provenant de la soudure à leur base du calice, de la corolle et de l'androcée. Cette disposition entraîne la périgynie et, si l'ovaire est infère, libre ou adhérent à la coupe, l'épigynie.

Leurs sépales, pétales, étamines et carpelles sont cycliques ou verticillés. L'androcée est typiquement diplostémone. Cependant, la méristémonie n'est pas rare.

L'isostémonie est possible également. Mais une réduction plus poussée du nombre des étamines ne représente que des cas exceptionnels au sein de familles méristémones ou diplostémones.

La série de *Caliciflores* comprend d'abord l'ordre des *Rosales* où prédomine la périgynie, puis les ordres de *Cactales*, des *Myrtales*, des *Passiflorales* et des *Umbelliferales* ou *Apiales* que caractérise leur épigynie.

III.2.3. La sous-série des *Diplomeristemone - Rosales*

La sous - série est marquée par la présence dans les fleurs de cette famille d'une double couronne de $5nE + 5nE$, chacune des 5E - mères embryonnaires ne s'étant pas divisée en n étamines-filles si bien que le double cycle d'étamines est réduit à 5E + 5E.

La périgynie est fréquente dans cette sous-série réduite à l'ordre des *Rosales*.

III.2.4. L'ordre des *Rosales*

Les fleurs sont presque toujours hermaphrodites, actinomorphes ou zygomorphes, à périanthe cyclique double, et souvent pentamère. L'androcée comprend un nombre variable de verticilles. Les carpelles sont libres entre eux ou concrescents. Dans ce dernier cas, les styles au moins demeurent libres.

Selon EMBERGER, (1960) [41], les *Rosales* constituent l'un des 56 ordres qui composent la sous-classe des *Dialypetalae*.

III.2.5. La famille des *Rosaceae* JUSS.

Famille cosmopolite dont la plupart des espèces sont tempérées, celles qui sont tropicales étant peu nombreuses.

Arbres, arbustes ou herbes. Feuilles à morphologie variable, simples ou composées, alternes ou rarement opposées ; stipules généralement présentes, paires, parfois soudées au pétiole.

Fleurs actinomorphes ou subzygomorphes, souvent bisexuées. Calice libre ou soudé à l'ovaire. Pétales généralement présents, rarement absents, imbriqués.



Etamines souvent nombreuses (diploméristémonie), libres ou unies par leurs filets ; anthères petites, à 2 loges. 1 ou plusieurs carpelles libres ou soudés, supères ou infères, à styles généralement libres, rarement soudés. Fruits supères ou infères, drupacés, "pommiformes", folliculaires ou achéniformes. Graines sans endosperme.

III.2.6. La sous-famille des *Chrysobalanoideae*

Pour certains auteurs, c'est la famille des *Chrysobalanaceae* R.BR. Famille ou sous-famille, ce taxon est intertropicale, surtout d'Amérique. Il se singularise dans la famille des *Rosaceae* par son androcée parfois fortement gamostaminé et partiellement stérile, son gynécée à styles latéraux ou basilaires et contenant 2 ovules basilaires dressés.

III.2.7. Le genre *Parinari* AUBL.

Son nom désuet est *Parinarium* JUSS. et il se distingue des autres genres de sous-famille (ou famille) par les caractères suivants.

Arbres ou arbustes. Fleurs Zygomorphes. Ovaire généralement uniloculaire, inséré latéralement près de l'ouverture supérieure du réceptacle floral (tube du calice).

Style basal ; carpelle à 2 loges.

Parinari Aubl., comporterait environ 60 espèces intertropicales, surtout d'Amérique.

En Afrique de l'Ouest, on compte 12 à 15 espèces dont 4 au Sénégal :

- *Parinari benna* SC. ELLIOT.,

- *Parinari curatellifolia* PLANCH. ex BENTH.,

- *Parinari excelsa* SABINE ; toutes les trois forestières au sud du pays

- *Parinari macrophylla* SABINE savanicole au centre et au sud du pays.

III.2.8. *Parinari macrophylla* SABINE

Buisson, ou arbre de 8 à 10 m de hauteur, cylindrique ; écorce rugueuse ; cime arrondie ; jeunes branches pubescentes.

Feuilles alternes ovales, arrondies ou cordées à la base, arrondies ou obtuses au sommet de 18 cm sur 10 cm, avec 15 - 20 paires de nervures latérales proéminentes dessous ; nervures réticulées. Limbe densément tomenteux, pubescent dessous.

Courtes panicules terminales de fleurs blanches densément tomenteuses. Drupes subsphériques ou légèrement ovoïdes de 5cm de diamètre, finement verruqueuses, brun doré à maturité ; pulpe épaisse, sucrée à maturité (*Parinari macrophylla* est représenté par la fig. 2).

Il est très commun dans les sables littoraux où, soumis aux vents, il reste souvent buissonnant et rabougri. Il existe à l'intérieur du Sénégal dans les sables du Cayor et dans certaines vallées humides soudaniennes également sablonneuses où le climat est marqué par une pluviométrie déficiente et mal répartie temporellement et spatialement.

IV. ETUDE ETHNOBOTANIQUE

L'ethnobotanique étudie les différentes utilisations des végétaux à toutes les fins utiles chez tous les peuples de tout temps.

IV.1. *Balanites aegyptiaca*

IV.1.1. La culture

La régénération de la plante se fait par propagation des graines par l'homme ou les animaux (les noyaux broutés par les moutons, chèvres etc.).

La plante est spontanée dans son habitat. Cependant, la culture s'effectue en semis direct ou en sachet.

Les graines sont ramollies dans l'eau pendant une journée. Avant de semer, on veille, à ce que le sol soit bien drainé. La germination est assez longue mais la croissance est rapide durant les huit premières années (ANO, 1987). [9]

IV.1.2. Les différentes utilisations

Les utilisations des différents organes de *Balanites aegyptiaca* sont multiples tant au point de vue alimentaire que du point de vue thérapeutique ou domestique [(CREAC H,1940) [44] ; (DAZIEL, 1937) [47] ; (BERHAUT, 1971, 1979) [23] ; (BUSSON, 1960 et 1965) [36], [37] ; (GIFFARD, 1974) [60] ; (PAQUOT, 1962)] [104] ; (POUSSET, 1989) [111], ce qui justifie les nombreux travaux effectués sur cette plante (AMMANN, 1919) [6] ; (ANO., 1920) [8] ; (BERGER, 1938) [22] ; DESPUJOLS, 1948) [49]].

Fig. 2. *Parinari macrophylla*.

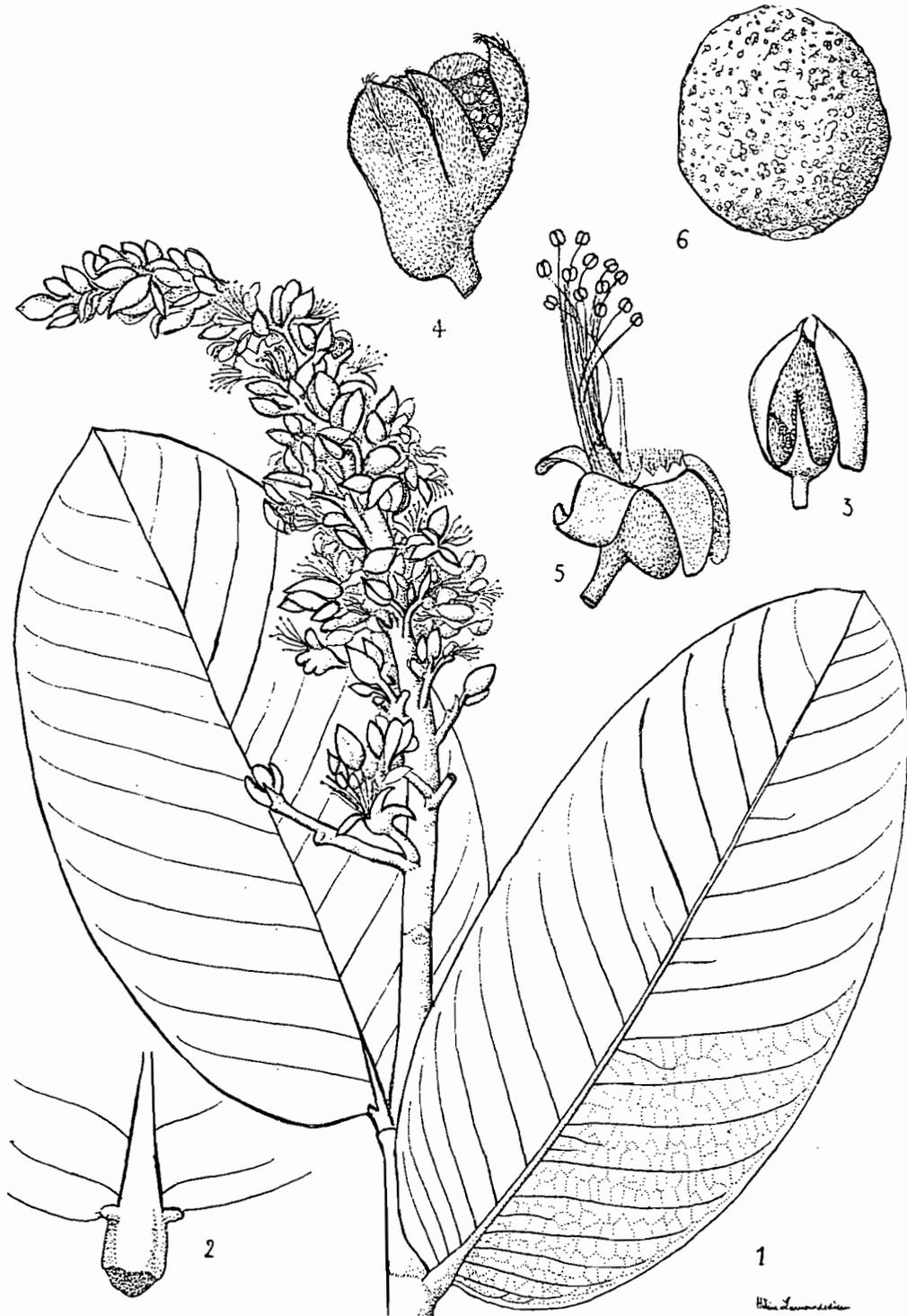


FIG. 37. — *Parinari macrophylla* Planch. ex Benth. — 1. Rameau réduit aux 2/3. — 2. Détail des glandes à la base du limbe $\times 2$. — 3. Bouton $\times 4$. — 4. Bouton s'ouvrant $\times 4$. — 5. Fleur $\times 4$. — 6. Fruit réduit aux 2/3 (D'après Busson).

IV.1.2.1 Utilisation en alimentation humaine

Malgré son goût amer, la pulpe contient des sucres. Elle est consommée sous forme de bonbons par les enfants et les adultes. Fraîche ou sèche, ce mésocarpe brun foncé, charnu représente 43% du poids du fruit (état frais) et contient 40% de sucres réducteurs. Elle permet la préparation d'une boisson alcoolisée. Quant elle est mélangée avec de la gomme, elle constitue une friandise appréciée.

L'amande.

Elle est également très prisée par les populations locales, malgré la présence d'un principe amer, la Balanitine que l'on peut éliminer par une double décoction (EMBERGER, 1960) [41].

L'intérêt principal de l'amande réside dans sa richesse en huile. Elle fournit une huile jaune clair comparable à celle de l'arachide. Son utilisation traditionnelle se rapproche surtout de celle du "beurre de lait", produit local préparé par les femmes à partir de la crème de lait caillé. Ce produit est versé sur l'aliment au moment des repas pour lui donner un goût particulièrement apprécié.

Les feuilles.

Dans certaines localités (Burkina Faso par exemple), les feuilles font partie des ingrédients constituant les sauces.

IV.1.2.2. Utilisation en alimentation animale

Les tourteaux.

Les tourteaux issus de l'extraction de l'huile de l'amande contiennent environ 19% de protéines, proportion inférieure à celle des tourteaux d'arachide qui varie entre 26,4% et 29,9% (KHERARO et ADAM, 1974) [83] et contribuent à l'alimentation du bétail et de la volaille.

Les feuilles.

Elles sont appréciées par les moutons, les chèvres, les chameaux etc., tandis que les bovins, à cause des épines ne peuvent les consommer que lorsqu'elles tombent à terre.

Les fruits

Ils sont également consommés par les animaux qui rejettent par la suite les noyaux qui seront collectés par les femmes et les enfants pour la fabrication ultérieure de l'huile.

IV.1.2.3. Utilisation en médecine traditionnelle

Le macéré d'écorce de tige et de racine aide à soulager les coliques et les ictères. Leur solution est aussi employée comme antivenimeuse et vermifuge.

En médecine vétérinaire, la solution est utilisée dans la préparation d'un produit servant à effectuer des lavements pour les chevaux (ENCYCLOPEDIE DU MONDE VEGETAL, 1964) [52].

Le macéré d'écorce de tige est utilisé aussi dans le traitement de maux de ventre et sert à combattre la stérilité, précédé pendant trois jours de l'absorption d'une solution de pulpe de *Balanites* (remède employé par les Sarakolé).

Les épines ou *dëck sump* en wolof entrent dans le traitement antilépreux de romnam (100 épines).

La pulpe du fruit riche en saponosides donne une embrocation antirhumatismale (usage externe).

Les feuilles seraient les meilleurs médicaments contre le *fet* (Wolof) ou *dianou* (Peul), le charbon en français.

Les tiges constituent, après sectionnement des épines, des frotte-dents vendus sur les marchés contribuant ainsi à l'hygiène bucco-dentaire.

L'huile d'amande est utilisée par les guérisseurs pour régulariser la tension artérielle, soulager le rhumatisme et les courbatures et soigner certaines maladies de la peau.

IV.1.2.4. Les autres utilisations

Une décoction concentrée de la pulpe de fruit sert à asphyxier les poissons aidant ainsi à faciliter la pêche artisanale.

L'explication de ce phénomène vient probablement du fait que la pulpe contient de la saponine dans l'ordre de 7,5% (SOKONA et BROUTIN, 1992) [122].

En Afrique Occidentale, la fleur est sucée par les enfants et constitue un ingrédient entrant dans la préparation de potage ou de plat haoussa.

L'huile d'amande est utilisée comme corps gras pour la fabrication artisanale de savons.

Les fibres des racines sont recueillies pour la préparation d'un pseudo-savon.

Les feuilles sont utilisées en Lybie et Erythrée comme détergent pour le nettoyage de blessures malignes.

Le bois de tige sert à la confection de matériel artisanal. Ce bois est droit et dur, très compact, à grain fin, facile à travailler et résiste à l'attaque d'insectes. Il sert de matière première pour la fabrication d'ustensils ménagers (cuillères, écuelles, battoirs etc.), d'outils (manches d'hilaires, de mobiliers, lits, bancs etc.). Il est employé aussi comme bois de chauffe et est transformé en charbon de bois.

IV.2. PARINARI MACROPHYLLA

IV.2.1. La Culture

Elle ne sera pas développée dans cette partie, aucune documentation, à notre connaissance n'en parle, l'espèce n'étant pas cultivée mais sauvage.

IV.2.2. Les différentes utilisations

Les utilisations des organes de *Parinari* sont diverses (HUTCHINSON, 1958) [70].

IV.2.2.1 Utilisation en alimentation humaine

La pulpe fraîche est comestible. Séchée, elle offre un dessert local prisé par les enfants et même les adultes. Elle est associée à la pâte d'arachide avec du sucre pour la fabrication de *m'bouraké* (dessert local au Sénégal).

L'amande est consommée crue ou grillée. Elle est comparable à la graine d'arachide. Elle sert à la préparation de plats et de sauces locaux. Les amandes sont aussi transformées en huile ou pâte de *néou* similaire à la pâte d'arachide.

Les tourteaux de *Parinari macrophylla* sont des produits dérivés de la trituration. Une partie de ces tourteaux est consommée en petites quantités dans certains plats, alors que l'huile sert à assaisonner les mets.

IV.2.2.2. Utilisation en alimentation animale

Les feuilles sont appréciées par les animaux, en particulier les petits ruminants. Les tourteaux servent généralement à l'alimentation du bétail ou à l'engraissement de la volaille.

IV.2.2.3. Utilisation en médecine traditionnelle

Le *Parinari macrophylla* est employé comme anti-odontalgique. La décoction d'écorce de tige, de feuilles et de la pulpe séchée du fruit est utilisée pour les bains de bouche.

Les écorces de tige servent dans la préparation de médicaments contre les maux de dents.

La décoction des écorces de tige est utilisée par voie orale pour calmer les troubles respiratoires.

Le macéré de racine soulage l'inflammation des yeux.

Au Sénégal, les racines pilées et pulvérisées soignent beaucoup de maladies. Cette poudre est utilisée comme hémostatique plus particulièrement chez les *Bainouk* et les *Efock* (*Diolas* de Casamance), pour guérir les plaies des circoncis. Elle entre dans des préparations antivénimeuses (Cayor, région de Louga).

Chez les wolofs également, les racines sont chargées d'une grande puissance mystique pour délivrer les individus tourmentés par les rabs (esprits ancestraux) et les possédés de *dëm* (mangeurs et mangeuses d'âmes).

Dans la région de Kaolack (Sine), la décoction de la pulpe du fruit est considérée comme antidiarrhéique et les racines comme "charme protecteur" contre le mauvais sort.

IV.2.2.4 Les autres utilisations

L'huile est employée comme matière première pour la fabrication de savon artisanal. Les guérisseurs l'utilisent pour soigner certaines maladies de la peau.

Les noix, avant maturité, donnent une substance pâteuse utilisée par les pêcheurs pour le graissage de leurs hameçons.

Elles servent aussi à boucher les fissures ou trous de marmites.

Le bois dur sert à la fabrication de planches, de poutres de bâtiments (bois d'oeuvre, de charpente etc.).

Les coques servent de combustibles domestiques

V. CONCLUSION

Même si *Balanites aegyptiaca* et *Parinari macrophylla* sont de deux familles distinctes, ils ont quelques caractéristiques communes ; les fruits sont des drupes sphériques ou ovoïdes. Ils contiennent des graines riches en huile. L'intérêt de leur exploitation repose particulièrement sur la transformation en huile.

PARTIE II

EXTRACTION DES HUILES

I. INTRODUCTION

La demande en oléagineux s'est accompagnée de l'implantation d'unités de transformation industrielles et de développement des productions, y comprise la génétique créatrice de plantes plus productives et résistant mieux aux ennemis des cultures (déprédateurs, aléas climatiques, etc.)

Particulièrement dans la sous - région , l'industrie extractive d'huile est surtout basée sur ces oléagineux cultivés d'une manière abondante, faciles à traiter et donnant des rendements élevés (arachide, palmier à l'huile etc.)

Malgré tout, l'huile obtenue industriellement n'est pas toujours à la portée du monde rural fournisseur de la matière première. Dès lors, pour les besoins en huile, on continue à traiter par des méthodes traditionnelles ou artisanales ces oléagineux disponibles parmi lesquels, on compte les non industrialisés (ou non industrialisables), à savoir les graines à coques dures venant d'arbres ou d'arbustes bien adaptés aux conditions climatiques (*Balanites aegyptiaca*, *Parinari macrophylla* etc.).

Dans cette partie, nous rappelons la méthode artisanale d'extraction d'huile, notamment de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*

Pour les besoins de notre étude sur la qualité de ces huiles, nous avons procédé à deux types d'extraction :

- la première, une extraction chimique au moyen d'un solvant approprié ;
- la deuxième reprend le pressage mécanique suivi d'une extraction chimique des tourteaux.

II. METHODE DE PRODUCTION ARTISANALE

Dans la zone sahélienne, le pressage mécanique de graines oléagineuses et la commercialisation des huiles végétales constituent une des activités surtout pour les femmes rurales.

L'extraction des huiles par la méthode artisanale constitue depuis des années un centre d'intérêt pour les chercheurs, les organisations non gouvernementales et les décideurs. Dans la littérature, on trouve de nombreux travaux sur la fabrication d'huile par cette méthode.

Les plantes à graines sont alors très exploitées, notamment le *Butyrospermum paradoxum*, *Balanites aegyptiaca*, le *Parinari macrophylla* etc. Toutes ces espèces donnent des graines produisant de l'huile dans les proportions comprises entre 40 et 50 % (YAMEOGO, 1992) [144].

Les différentes étapes de la production artisanale d'huile à partir des graines à coques dures sont les suivantes :

II. 1. Le dépulpage des Fruits

On distingue différentes méthodes de dépulpage suivant la nature des graines à traiter.

Cas du *Balanites aegyptiaca*

Dans la zone sylvo-pastorale par exemple, on obtient d'énormes quantités de noix de *Balanites aegyptiaca*. Les fruits tombés au sol sont consommés par les petits ruminants (ovins - caprins) qui restituent les noix entièrement dépulpées. Les enfants et les femmes se chargent de ramasser dans les enclos les noix destinées à la production ultérieure d'huile.

Cas du *Parinari macrophylla*

Les fruits du *parinari macrophylla* sont dépulpés à l'aide de la hache et d'une manchette en bois . La pulpe obtenue sert à la préparation d'un dessert local . Après dépulpage des noix sont stockées en attendant la production d'huile.

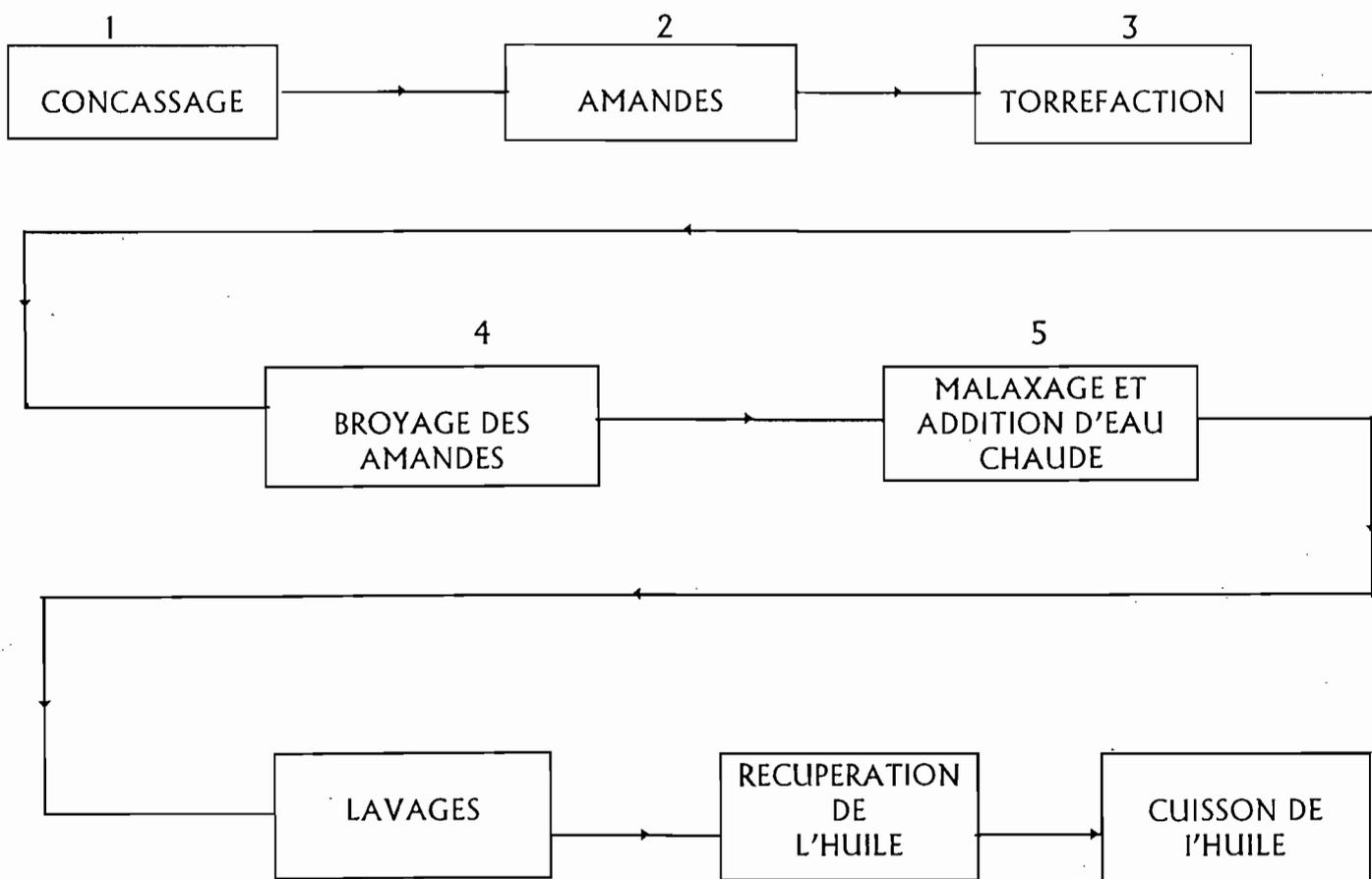
Cas du *Butyrospermum paradoxum*

Les fruits ramassés sont mis en tas, près des arbres, dans des fossés creusés dans le sol , dans des jarres, dans des fûts ou tout autre récipient. Cette conservation a pour but de dépulper les fruits et de libérer les noix qui sont séchées au soleil ou dans des fours constitués de branchages sous lesquels brûle du bois sec.

II. 2. Le concassage

Le concassage constitue la première étape de l'extraction (voir schéma n°1), précédé par le dépulpage décrit ci-dessus. Nous remarquons une seule technique de concassage. Elle consiste à casser les noix à l'aide de pierres, de

SCHEMA N°1 : FABRICATION ARTISANALE D'HUILES
D'AMANDES A COQUES DURES



Source : PROJET KARITE SNV

- Manuel de conservation et de Transformation du Karité
- (Séminaire sur le Karité Koudougou Burkina faso, 1992)

marteau ou de hache . La noix fendue libère l'amande de la coque. A cette étape, les coques et les amandes pourries ou parasitées sont éliminées alors que les amandes saines sont stockées jusqu'à l'obtention d'une quantité suffisante à transformer.

Le principe de concassage est le même que celui du *Parinari macrophylla* dont les noix sont plus grosses et plus dures, donc l'opération nécessite plus d'efforts. Quand la noix est cassée, on peut trouver deux amandes à déloger.

Pour le cas du *Butyrospermum Paradoxum*, on effectue un décorticage et le principe fait appel à l'utilisation du mortier et du pilon ou simplement de pierres. Pour séparer les coques et les amandes, on emploie des paniers à grosses mailles.

II. 3. La torréfaction ou exsudation de l'huile

L'étape 3 du schéma n°1 peut être appliquée aussi bien au *Balanites aegyptiaca*, au *Parinari macrophylla* qu'au *Butyrospermum paradoxum*. Elle est effectuée dans un four identique à celui utilisé pour le séchage des fruits. La conduite de l'opération est très délicate, en ce sens qu'il ne faut pas brûler les amandes.

II. 4. Le broyage des amandes

Le pilage entrecoupé du tamisage offre une granulation plus fine qui contribue à la libération d'une quantité d'huile plus importante .

Concernant l'opération de tamisage, on utilise généralement deux sortes de tamis, l'un à mailles fines (2mm environ) et l'autre à grosses mailles (5mm environ).

Après le premier tamisage (tamis à mailles fines), les "refus" sont écrasés de nouveau et réduits en poudre. Par la suite, on utilise le tamis à grosses mailles. Les brisures d'amandes obtenues sont ajoutées à la poudre fine pour éviter que celle-ci ne prenne en masse au cours des opérations de cuisson - extraction.

II. 5 La cuisson à la vapeur

Au moment du pilage - tamisage, on met sur le feu une marmite remplie d'eau, surmontée d'un récipient en tôle muni de plusieurs trous (passoire) qui laisse passer la vapeur d'eau bouillante. Une petite quantité de semoule est déposée au fond de la passoire pour homogénéiser la vapeur sur toute la surface. Au bout de quelques minutes, tout le reste du produit est versé.

II. 6 . Le pressage

Le produit est réparti par couches dans des morceaux de sacs en jute (sacs d'emballage de céréale).

Les couches sont ensuite placées dans une presse à vis manuelle . Ce genre de presse est traditionnellement utilisé pour l'extraction artisanale d'huile. (voir presses artisanale et hydraulique (UNIFEM, 1989) [139], en annexe II).

C'est le cas de l'huile de *néou* (*Parinari macrophylla*) produite à N'DIOP (village situé à quelques kilomètres de Diourbel) et de l'huile de *Soump* (*Balanites aegyptiaca*) produite dans la zone du Ferlo, à M'Beuleukhé (village situé dans la région de Louga) . (SOKONA et BROUTIN 1992) [122]

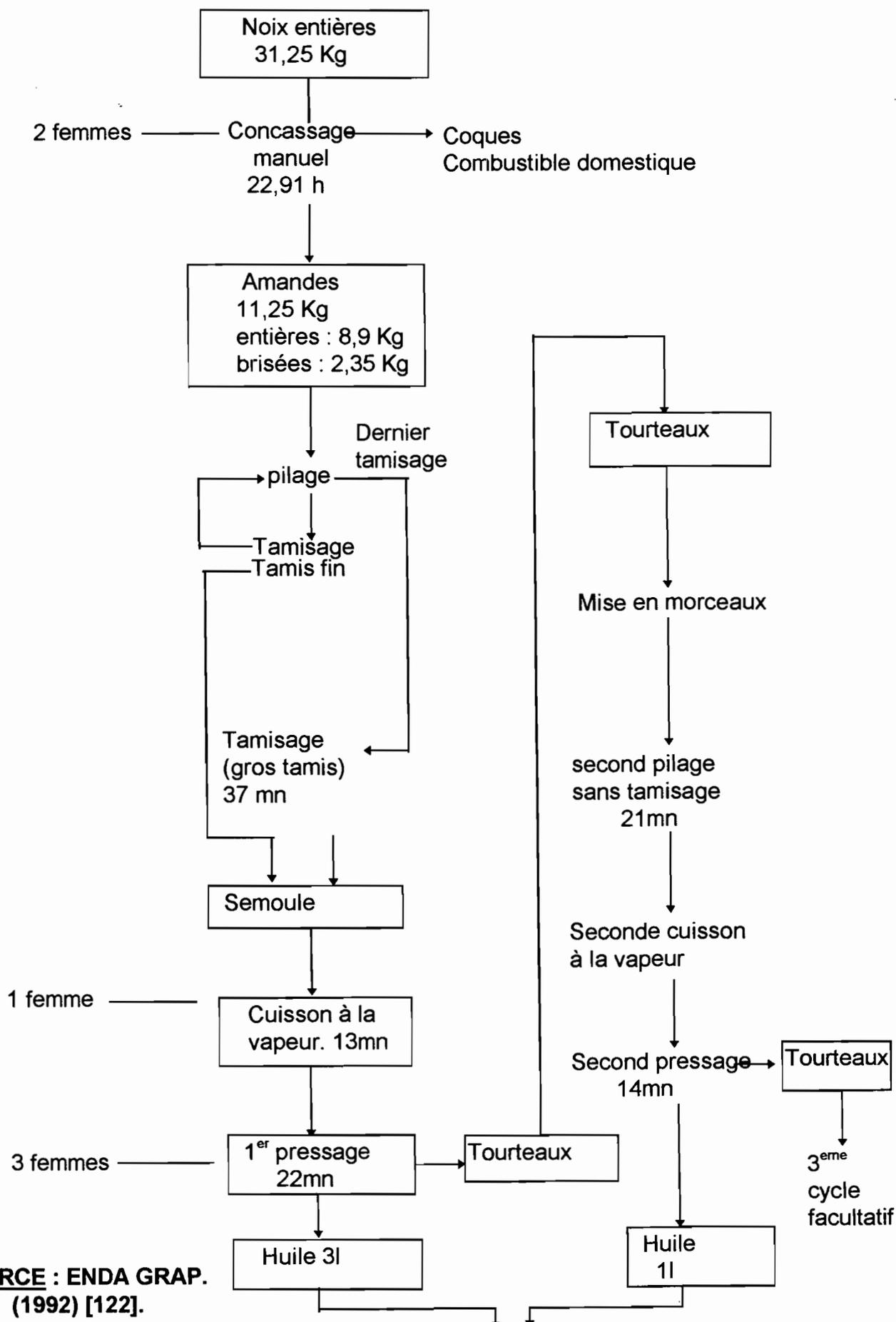
D'une manière générale, après un premier pressage, on arrête la production. Mais à cette étape les tourteaux sont encore gorgés d'huile, on peut reprendre l'opération, en pilant à nouveau les tourteaux. Le produit obtenu est repassé à la vapeur d'eau. Un deuxième ou troisième pressage permet un meilleur rendement. Le schéma n° 2 représente le procédé traditionnel d'extraction de *Balanites aegyptiaca* ou de *Parinari macrophylla*.

Remarques

Parmi les opérations décrites, la plus contraignante est le concassage des noix. Elle est longue, pénible et le rendement est médiocre. (moins d'un kilo d'amandes par personne et par jour). En plus, des accidents peuvent survenir (blessures aux doigts et déformation de l'index etc.)

Compte tenu des contraintes liées aux opérations de production artisanale d'huiles, notamment de concassage, divers organismes essaient de mettre au

**SCHEMA N°2 PROCÉDE TRADITIONNEL DE FABRICATION D'HUILE DE
BALANITES AECYPTIACA ET DE PARINARI MACROPHYLLA.**



**SOURCE : ENDA GRAP.
(1992) [122].**

point un dispositif permettant de l'améliorer ; exemple du concasseur de l'Institut Burkinabé de l'Energie (I. B. E) (voir annexe II) ou d'ENDA - Graf / GRET.

Le concasseur (IBE) est formé d'une roue dentelée mobile et d'une surface fixe. Au passage entre les deux éléments, la noix subit un décorticage et un concassage. Une séparation manuelle (tamisage et vannage) permet de regrouper les amandes d'un côté et les coques de l'autre.

III. EXTRACTION DES HUILES DE *BALANITES AEGYPTIACA* ET DE *PARINARI MACROPHYLLA*

Les huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* utilisées dans le cadre de cette étude ont été obtenues par pressage et extraction chimique à l'hexane (Schéma n°3).

Avant le pressage ou l'extraction proprement dite, étant donné que nous n'avons pas procédé à la torréfaction une partie aliquote de la mouture (poudre d'amandes broyées) est placée à l'étuve à 105°C jusqu'à poids constant pour déterminer la teneur en eau .

L'expression des résultats de la teneur en eau est donnée par :

$$t \% = \frac{100 \times m}{m_0}$$

où $m = m_0 - m'$, perte de masse en g

m_0 = prise d'essai en g

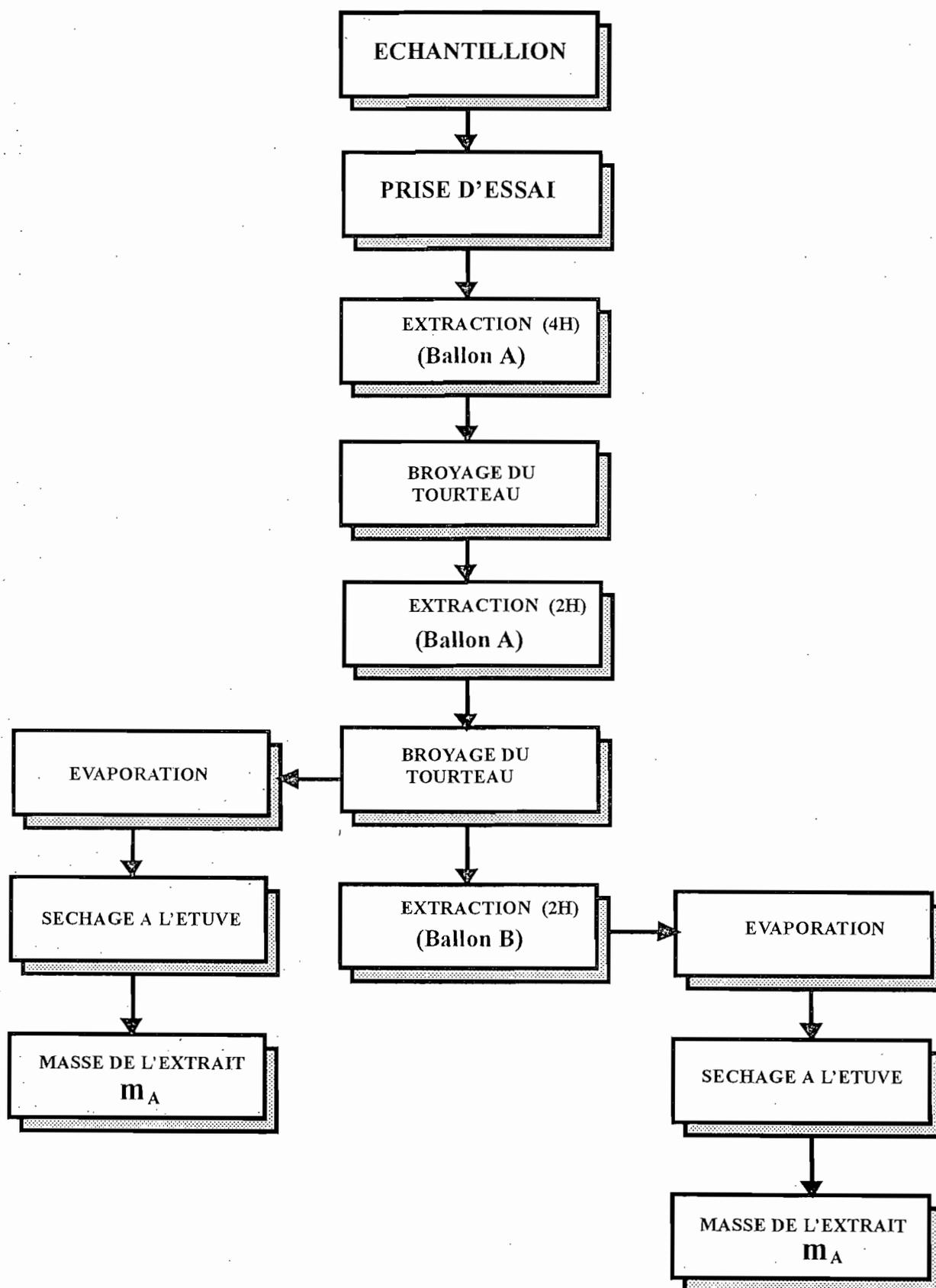
m' = masse obtenue après étuvation en g

III. 1. Extraction chimique

L'extraction chimique s'effectue au moyen d'un extracteur soxhlet .

Les noix de *Balanites aegyptiaca* sont obtenues après trempage des fruits entiers laissés au repos pendant toute une nuit. Elles sont ensuite séchées à l'étuve (110°C).

Les noix séchées sont cassées à l'aide d'un marteau. Les amandes libérées sont soumises au broyage. Quant à celles de *Parinari macrophylla* déjà préparées , elles sont achetées au marché du Port de Dakar.



Les amandes sont broyées aussi finement que possible au mixeur électrique. La poudre obtenue préalablement pesée est introduite dans une cartouche à extraction, jusqu'à environ 1 cm du bord supérieur.

La cartouche est bouchée par un tampon d'ouate pour éviter la sortie des particules végétales. Elle est placée dans l'appareil extracteur. Après 4 heures d'extraction, elle est séchée dans un courant d'air chaud. Le tourteau obtenu est de nouveau broyé afin de procéder à une seconde extraction de 2 heures, après lesquelles on évalue la quantité d'huile récupérée. Une troisième extraction sur la mouture rebroyée est effectuée. Lorsque la majeure partie des substances lipidiques a été extraite, on arrête le fonctionnement de l'appareil et on sort la cartouche après refroidissement (AFNOR, 1981) [3].

La solution de matière grasse est séchée sur du sulfate de sodium anhydre, puis filtrée dans un ballon. Le solvant est évaporé à l'évaporateur rotatif. L'extrait lipidique est mis à l'étuve pour l'élimination des traces de solvant ou d'eau.

III. 2. Extraction Mécanique

Les essais de pressage ont été menés à l'atelier de l'Institut de Technologie Alimentaire de Dakar (I. T. A).

La presse utilisée est une presse à vis verticale conçue à partir de modèles existants.

Pour chaque produit, nous avons effectué trois pressages et calculé les différents rendements.

Remarques

1. Les extractions que nous avons effectuées par pressage n'ont pas été répétées.

2. Les problèmes rencontrés relatifs à notre presse (I.T.A) sont surtout liés au poids (elle est lourde) ce qui ne facilite pas une répétabilité de l'opération et un bon nettoyage.

3. Son avantage est que la vis est assez robuste, elle ne se déforme pas facilement, contrairement à celles rencontrées dans les zones rurales où l'on fait le plus souvent recours à l'artisan.

4. La presse à vis utilisée dans ces zones est généralement liée à un problème de fonctionnalité (un bon pressage nécessite un dévissage fréquent pour mieux positionner la vis) ce qui entraîne beaucoup de perte. Cependant, ce type de vis est plus à la portée des populations.

Dans le but d'épuiser l'huile restante dans les tourteaux après pressage mécanique, nous les avons soumis à une extraction chimique, en utilisant l'hexane comme solvant et selon la méthode décrite précédemment.

Nous désignons par la suite m_1T la masse des tourteaux obtenus après avoir pressé la poudre d'amande, m_1H la masse qui en résulte, m_3H représente la masse totale d'huile après addition des extraits issus du pressage mécanique (m_1H) et de l'extraction chimique (m_2H). (voir schéma n° 4)

IV. RESULTATS EXPERIMENTAUX

Les résultats sont exprimés dans les différents tableaux ci-dessous :

IV. 1. Teneur en eau

Tableau n° I : Graines de *Balanites aegyptiaca*

Prise d'essai	Prise d'essai avant étuvation	Masse sortie de l'étuve	différence de masse	Teneur individuelle %
N° 1	12,721	12,193	0,528	4,151
N° 2	7,126	6,832	0,294	4,126
N° 3	10,030	9,611	0,419	4,177
Teneur	moyenne =	4,151 %	≈	4,15 %

SCHEMA N°4 : PRESSAGE MECANIQUE ET EXTRACTION CHIMIQUE

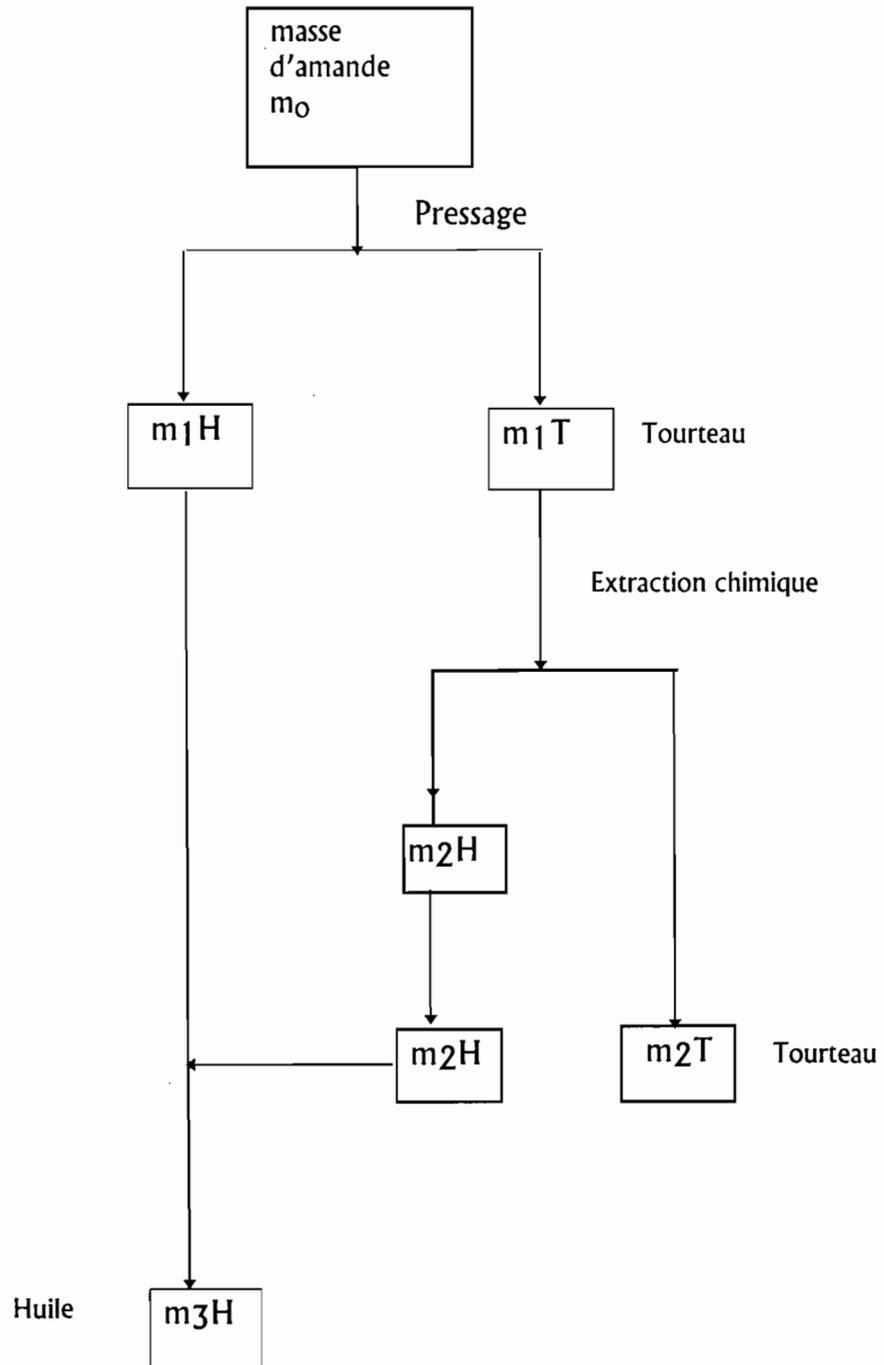


Tableau n° II : Graines de *Parinari macrophylla*

Prise d'essai	Prise d'essai avant étuvation	Masse sortie de l'étuve	Différence de masse	Teneur individuelle %
N° 1	1,532	1,483	0,049	3,198
N° 2	2,265	2,184	0,081	3,576
N° 3	5,698	5,503	0,195	3,422
Teneur moyenne =		3,398 %	≈	3,40 %

Remarque : les prises d'essai sont données en gramme.

IV. 2. Teneur en Huile

La teneur en lipide de la poudre d'amande de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* a été calculée sur la base de trois expériences réalisées dans chaque cas. Les masses d'huile obtenues sont données en gramme.

Tableau III : Teneur en huile des graines de *Balanites aegyptiaca*

Expériences	Masse poudre	Masse de lipide extrait			Masse totale de lipide	%
		1ère extraction	2ème extraction	3ème extraction		
1	48,6651	21,5301	2,4970	1,5150	25,5421	52,48
2	29,1651	14,7627	0,4360	0,0037	15,2024	52,12
3	31,2125	15,1200	1,3894	0,3180	16,8274	53,91
Teneur moyenne						52,83

Tableau IV : Teneur en huile des graines de *Parinari macrophylla*

Expériences	Masse poudre	Masse de lipide extrait			Masse totale de lipide	%
		1ère extraction	2ème extraction	3ème extraction		
1	60,0620	33,9060	3,9445	1,6180	39,4685	65,71
2	40,9839	24,3475	2,6015	0,3124	27,2614	66,51
3	62,2010	38,9150	2,0030	0,3991	41,3171	66,42
Teneur moyenne						66,21

L'expression des résultats de la teneur en huile est :

$$t \% = \frac{100 \times m}{m_o}$$

où m est la somme des masses d'huile extraite et m_o la prise d'essai.

IV. 3 - Résultats du pressage mécanique

IV. 3. 1. Balanites aegyptiaca

Tableaux V : *Balanites aegyptiaca* (Pressage mécanique)

Expériences	Masse poudre d'amande kg	Masse d'huile obtenue kg	Masse tourteau obtenu kg	Perte de produit (huile, tourteau) kg	Rendement en huile %
N° 1	3,6000	1,1876	1,8830	0,5294	32,99
N° 2	4,3000	1,4290	2,4530	0,4180	33,23
N° 3	5,5000	1,8652	2,9080	0,7268	33,91
Valeurs moyennes	4,4667	1,4939	2,3960	0,5701	33,44

IV. 3. 2. Parinari macrophylla

Tableau VI : *Parinari macrophylla* (Pressage mécanique)

Expériences	Masse poudre d'amande kg	Masse d'huile obtenue kg	Masse tourteau kg	Perte de produit (huile, tourteau) kg	Rendement en huile%
N° 1	4,000	1,6313	2,2608	0,1079	40,78
N° 2	2,5000	0,9850	1,1590	0,3550	39,44
N° 3	3,6000	1,2503	1,9321	0,4176	34,73
Valeurs moyennes	3,3662	1,2888	1,7839	0,2935	38,28

IV. 4. Résultats obtenus après pressage mécanique et épuisement au solvant des tourteaux.

IV. 4. 1. Extraction d'huile de *Balanites aegyptiaca*

Tableau VII : Huile de *Balanites aegyptiaca* obtenue (les deux méthodes)

Expériences	m ₀ poudre d'amande g	m _T masse de Tourteau g	m ₁ H masse d'huile pressage g	m ₂ H masse huile extraction g	m ₃ H masse huile press + extr. g	Rendement moyen %
N° 1	3600,00	1883,00	1187,60	172,03	1359,63	37,77
N° 2	4300,00	2453,00	1429,00	224,10	1653,10	38,44
N° 3	5500,00	2908,00	1865,20	265,67	2130,87	38,74
Valeurs moyennes	4466,67	2414,66	1493,93	220,60	1714,53	38,38

4. 4. 2. Extraction d'huile de *Parinari macrophylla*

Tableau VIII : Huile de *Parinari macrophylla* (les deux méthodes)

Expériences	m ₀ poudre d'amande g	m _T masse de Tourteau g	m ₁ H masse d'huile pressage g	m ₂ H masse huile extraction g	m ₃ H masse huile press + extr. g	Rendement moyen %
N° 1	4000,00	2260,80	1631,30	204,99	1836,29	45,91
N° 2	2500,00	1159,00	986,00	105,09	1091,09	43,64
N° 3	3600,00	1932,10	1250,30	175,18	1425,48	39,60
Valeurs moyennes	3366,67	1783,97	1289,20	161,75	1450,95	43,10

Remarque : Le rendement moyen en huile est calculé sur la base de la valeur moyenne de poudre d'amande utilisée.

IV. 5. Caractéristiques physiques et chimiques

Après extraction des huiles, nous avons déterminé expérimentalement les caractéristiques physiques et chimiques, en particulier les différents indices par des méthodes officielles de l'AOCs.

IV. 5. 1. Propriétés physiques

Couleur

L'huile de *Balanites aegyptiaca* est jaune d'or, celle du *Parinari macrophylla* est d'un jaune plus accentué. Raffinées, elles deviennent plus claires.

Caractères organoleptiques

L'odeur et le goût de l'huile de *Parinari macrophylla* sont comparables à ceux de la noisette. L'huile de *Balanites aegyptiaca* fraîchement extraite n'a pas une odeur particulière mais elle laisse un arrière goût un peu amer.

Viscosité

Les deux huiles présentent un comportement newtonien :

σ et $\dot{\gamma}$ est linéaire [(la viscosité η (en Pa.s) est donnée par la pente de la droite . $\eta = \sigma / \dot{\gamma}$. (La courbe d'écoulement σ , tension de cisaillement (Pa) et $\dot{\gamma}$ gradient de vitesse de cisaillement (s⁻¹))]

- $\eta = 69 \text{ mPa} \cdot \text{s}$ à 25°C pour l'huile de *Balanites aegyptiaca*.

- $\eta = 105 \text{ mPa} \cdot \text{s}$ à 25°C pour l'huile de *Parinari macrophylla*

Nous notons ainsi que cette dernière est plus visqueuse. (AOCs official Method. Tq 1a - 64, 1965, 1990) [10].

Densité

La densité à 20°C de l'huile de *Balanites aegyptiaca* est égale à 0,954, densité comparable à celle de l'huile de ricin déshydratée comprise entre 0,931 et 0,955 (à 20°C). L'huile de *Parinari macrophylla* est plus dense ; à 20°C elle est de 0,998.

Elle est légèrement supérieure à celle de l'huile de *Oiticica*, comprise entre 0,970 et 0,980 (KARLESKIND, 1992) [81].

Indice de Réfraction

L'indice de réfraction de l'huile de *Balanites aegyptiaca* à 20°C (1,470) est proche de celui de l'huile d'arachide, qui à la même température se situe entre 1,470 et 1,472.

A 20°C l'indice de l'huile de *Parinari macrophylla* (1,489), valeur comprise entre 1,482 et 1,490 correspondante à celle de l'huile de ricin déshydratée. (AOCS official Method. L 9a - 57, 1990) [10].

Solubilité

Les deux huiles sont solubles dans les solvants des lipides, notamment, l'hexane ou l'éther de pétrole . Elles sont partiellement miscibles à l'alcool 96°C.

IV. 5. 2. Indices chimiques

Indice d'acidité oléique

Nous trouvons respectivement pour les huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* 0,8468 et 0,7367. (AOCS official Method. 9a - 44, 1990) [10].

Indice de Saponification

Il est de 109,8 pour l'huile de *Balanites aegyptiaca* et 128 pour l'huile de *Parinari macrophylla* (AOCS Official Method. Da. 16 - 42, 1990) [10].

Indice de Peroxyde

Pour le *Balanites aegyptiaca*, nous trouvons 48 µg et 120 µg pour le *Parinari macrophylla* (AOCS Official Method. Ja. 8 - 87, 1990) [10].

Indice d'Iode

L'indice d'iode de l'huile de *Balanites aegyptiaca* est 86,36 tandis que celui du *Parinari macrophylla*. est de 115,99 (AOCS Official Method Tg 1 - 64 Ka 9 - 51, 1990) [10].

Indice d'Esters

L'indice d'Esters est la différence entre l'indice de saponification et l'indice d'acide. Il est de 108,9 pour l'huile de *Balanites aegyptiaca* et 127,26 pour l'huile de *Parinari macrophylla*

V. DISCUSSION

Par rapport à la production d'huile de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* nous remarquons que dans le processus de transformation, l'intérêt est surtout porté sur l'opération de concassage car elle pose plus de problèmes.

Nous avons commencé à effectuer le concassage des noix de *Balanites aegyptiaca*. L'opération était pénible et prenait beaucoup de temps. A cet effet, nous avons fait appel à un groupement féminin (Département de Tivaouane, Région de Thiès), pour nous procurer des graines déjà préparées.

A ce niveau des améliorations de la technologie artisanale de transformation, en particulier du concassage sont nécessaires.

La poudre de *Balanites aegyptiaca* utilisée contient en moyenne 3,18 % d'eau tandis que celle du *Parinari macrophylla* en contient 2,99 %. Ces teneurs sont faibles comparées à celles d'autres poudres. Exemple, la poudre d'*Icacina Senegalensis* peut renfermer jusqu'à 12 % d'eau (K. FALL 1992) [53].

La teneur moyenne en huile (*Balanites aegyptiaca*) est de 52,83 %, valeur proche de celles trouvées dans la littérature 45 - 55 %. (MENSIER, 1957) [91], et voisines de 41 - 51 % (UNIDO, 1984) [138] ou 48,3 % (CHANTEGREL *et al.*, 1963) [42]. Ces résultats se justifient du moment que nous avons utilisé la même méthode d'extraction bien que les amandes ne proviennent pas de la même zone géographique. (Soudan, Sénégal)

Les teneurs en huile trouvées pour le *Parinari macrophylla* sont de 55 % (HECKEL, 1898) [64] (Extraction à l'éther de pétrole Eb - 60 - 80° à chaud) , 64,2% (IVANOV, 1944) [73] , 62,4 % (TOURY, 1961) [137], alors que nous trouvons des valeurs de l'ordre de 65 à 66 % , valeur légèrement plus élevée.

Quant au pressage mécanique, les rendements respectifs trouvés pour *Balanites aegyptiaca* et *Parinari macrophylla* : 33,49 et 38,28 % sont acceptables comparés aux résultats d'extraction des femmes rurales (schéma 2 page 30).

Par ailleurs, les teneurs en huile obtenus sur le *Parinari macrophylla* sont toujours supérieurs à celle de *Balanites aegyptiaca* ; que ce soit pour l'extraction chimique ou pour le pressage mécanique.

En vue d'améliorer nos rendements, nous avons enfin combiné l'extraction chimique et le pressage mécanique, par analogie aux méthodes utilisées dans l'industrie. Nous avons ainsi extrait chimiquement l'huile encore contenue dans les tourteaux issus du pressage. Les rendements globaux qui en résultent sont respectivement : 38,38 et 43,10 % pour le *Balanites aegyptiaca* et le *Parinari macrophylla*. Ces résultats confirment , d'une part le taux assez important d'huile qu'on peut obtenir à partir des deux produits, et d'autre part le fait que les graines de *Parinari macrophylla* soient plus riches en huile que celles du *Balanites aegyptiaca*.

VI. CONCLUSION

Le pressage mécanique ne donne pas un rendement maximum en huile (33% pour *Balanites aegyptiaca* et 38 % pour *Parinari macrophylla*). Même suivi d'un épuisement des tourteaux au solvant on n'améliore que très faiblement ce rendement. Un rendement optimum est obtenu dans chaque cas , quand on procède à une extraction chimique (52 et 66% respectivement pour le *Balanites aegyptiaca* et le *Parinari macrophylla*, cette opération n'est cependant pas facilement transposable au niveau rural.

Les huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* ont des propriétés physico-chimiques proches de celles des huiles de consommation courante. A ce niveau le seul facteur limitant un usage fréquent de ces huiles est le concassage, particulièrement pénible; ce qui justifierait le prix élevé du litre d'huile de *Balanites aegyptiaca* (650 à 1000 FCFA). Seule une technologie appropriée et moins fatigante de concassage permettrait de résoudre le problème. C'est la raison pour laquelle de nombreuses organisations non gouvernementales s'intéressent à cette question.

PARTIE III

ANALYSE DES CONSTITUANTS DES HUILES

Chapitre I

ETUDE DES STEROLS ET TOCOPHEROLS

I. INTRODUCTION

Après l'évaluation quantitative de la méthode d'extraction artisanale, nous nous sommes intéressés à l'étude qualitative des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*. Nous avons alors effectué une saponification de chaque huile afin de déterminer la nature et la teneur des différentes composantes de l'insaponifiable et des savons (acides gras).

Dans la partie qui suit, nous proposons l'étude des constituants majeurs de l'insaponifiable, en particulier les stérols et les tocophérols.

II. TRAVAUX ANTERIEURS

II. 1. Importance des stérols et des tocophérols

II. 1. 1. Les stérols

Les stérols sont des composés tétracycliques, portant différents substituants et groupements fonctionnels (un groupement OH en 3, deux groupements méthyle en 10 et 13 et une chaîne latérale en 17). Ce sont des métabolites retrouvés chez tous les organismes vivants. On distingue :

- les stérols animaux dont le plus important reste le cholestérol du point de vue de la quantité et en raison des dérivés auxquels il donne naissance comme les hormones stéroïdes, acides biliaires etc. ;

- les stérols végétaux ou phytostérols, par exemple l'ergostérol découvert dans l'ergot du blé (WOLFF, 1968) [143] ;

Les phytostérols sont des précurseurs de nombreuses hormones pouvant posséder des propriétés thérapeutiques importantes. Par exemple le gossypol, un composé de l'insaponifiable de l'huile de coton, est considéré comme un des meilleurs contraceptifs masculins (MIRALLES 1983) [94].

II.1.2. Les tocophérols

Les corps gras renferment une quantité plus ou moins importante de vitamines liposolubles A, D, E. La vitamine E ou α tocophérol est présente dans tous les corps gras naturels, alors que les vitamines D, A ne sont rencontrées que dans des corps gras particuliers.

La vitamine E est le premier exemple d'une famille de composés appelés tocophérols.

Les tocophérols et les tocotriénols sont ainsi des composés 8 - méthyle - chroman 6 - ol substitués en 2 par une chaîne de type polyisopropénique à 16 atomes de carbone saturée (tocophérols) ou triinsaturée (tocotriénols). On distingue les variétés α , β , γ et δ tocophérols ou α et β tocotriénols (α et β tocotriénols sont souvent désignés respectivement par τ et ε tocophérols). Ces divers composés se différencient par le nombre et la localisation des groupes méthyle en 5 et 7.

Les tocophérols représentent généralement 200 à 1200 mg / kg d'huile végétale non raffinée (FEINBERG 1987) [56], (l'opération de raffinage peut en éliminer une très forte proportion). Mais les huiles de coprah et de palmiste n'en contiennent que des traces.

Quant aux tocotriénols, ils sont rarement rencontrés. Il en existe dans quelques huiles (huile de germe de blé, huile de palme.) Il en est de même pour le β tocophérol.

S'agissant de l'huile d'avocat, les tocophérols sont entièrement constitués par l' α tocophérol. Ce dernier est retrouvé à une teneur élevée dans l'huile de coton. (GUTFINGER, 1975) [63].

La carence en vitamine E ou avitaminose E provoque une série de troubles très souvent spécifiques d'un type animal (stérilité chez le rat, troubles neurologiques chez le poulet etc.) (WEIL, 1979) [142].

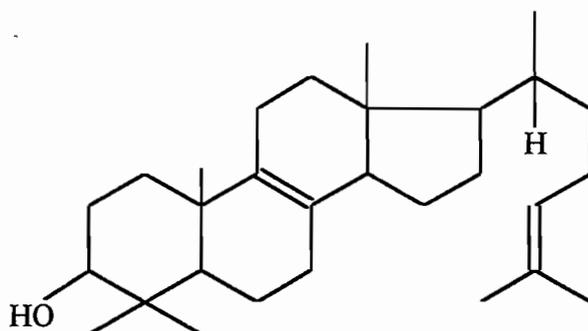
La raison principale de l'étude des tocophérols est de montrer leur capacité en tant qu'antioxydants naturels (BARRIE, 1988) [19]. Ainsi, le rôle de la vitamine E est de protéger les graisses dans les membranes autour des cellules (nerfs, coeur, muscles, globules rouges) contre les effets néfastes de l'oxygène (HEGARTY, 1988) [65].

II. 2. Structures

II. 2. 1. Stérols.

Le lanostérol est le premier stérol formé chez l'animal (CLAYTON, 1965) [43] ainsi que chez les champignons et les levures (KODICKK, 1954) [85]. Il pourrait être précurseur chez les plantes et les algues car il est métabolisé en phytostérols.

Lanostérol

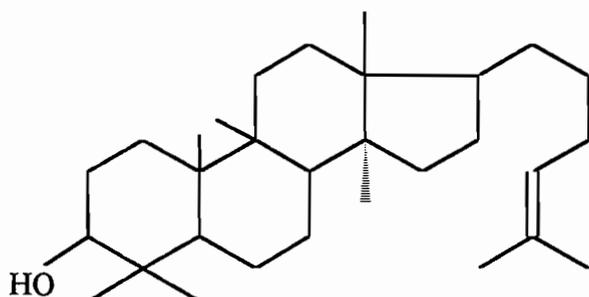


Toutefois, il existe un autre précurseur, le cycloarténol à partir duquel sont synthétisés les stérols.

Quelques travaux chez les plantes ont d'ailleurs montré que le premier triterpène tétracyclique est le cycloarténol précurseur de phytostérols (AZERAD, 1974) [11].

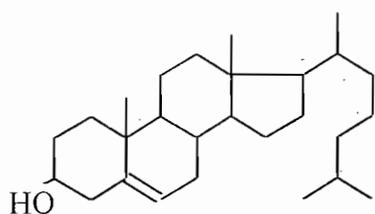
Des expériences sur l'incubation de tissus de tabac avec du squalène ^{14}C fournit du cycloarténol ^{14}C . Ce dernier est transformé par la suite en phytostérol ^{14}C .

Cycloarténol

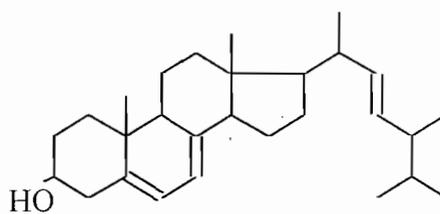


Les principaux stérols ainsi synthétisés à partir du cycloarténol sont le cholestérol, l'ergostérol, le brassicastérol, le campestérol, le stigmastérol et le β sitostérol. Ils sont retrouvés dans la plupart des plantes, à des proportions très variées. Des données ont été fournies par différents auteurs (KARLESKIND, 1965) [79], (ITOH, 1974) [71] et (SOULIER, 1992) [123]. (voir tableau I).

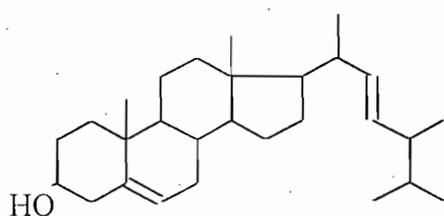
Cholestérol



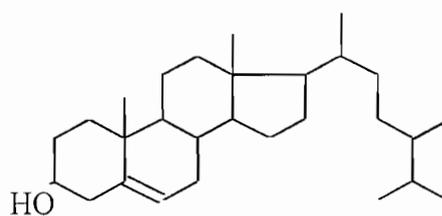
Ergostérol



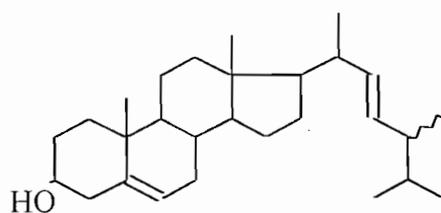
Brassicastérol



Campestérol



Stigmastérol



β Sitostérol

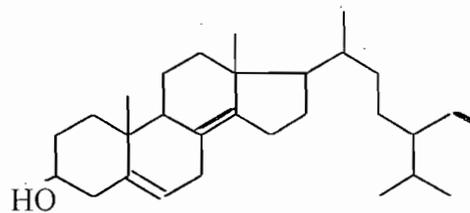


Tableau I : Composition des stérols d'huiles végétales courantes

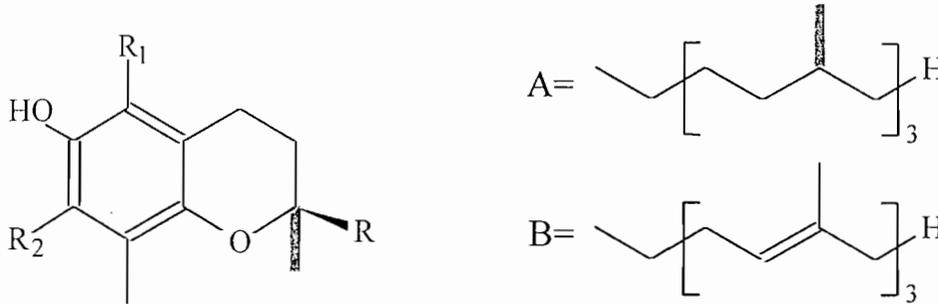
Stérols Huile	Teneur en % Insaponi- fiable	Teneur en Stérols mg/100g	Choles- térol	Brassi- castérol	Campe- stérol	stigma- stérol	β sito- stérol	Δ^5 - Ave- nastérol	Δ^5 - 24 Stigma- stérol
Palmiste	0,3 - 0,8	60 - 120	1 - 2	-	9 - 12	12 - 16	65 - 74	4 - 7	-
Palme	0,5 - 1,2	40 - 90	3 - 4	-	19 - 21	11 - 13	56 - 63	2 - 3	1 - 2
Amande	0,3 - 1,2	120- 400	-	-	2 - 3	0 - 1	74 - 97	7 - 20	-
Noisette	0,3 - 0,7	75 - 195	-	-	4 - 5	< 2	82 - 94	2 - 5	1 - 3
Noix	0,5 - 1,0	170-245	-	-	4 - 7	< 2	82 - 90	4 - 7	-
Olive	0,4 - 0,8	98 - 184	-	-	2 - 4	1 - 10	75 - 97	3 - 14	1 - 3
Arachide	0,6 - 1,0	190- 330	1	-	12 - 15	8 - 12	58 - 76	7 - 14	-
Colza	0,7 - 1,8	540-880	-	17 - 23	27 - 40	-	45 - 63	1 - 3	1 - 3
Coton	0,6 - 1,5	375-580	-	-	4 - 8	-	86 - 93	2 - 3	-
Mais			-	-	20	6	57	-	-
Soja			-	-	19	24	62	-	-
Tourne- sol	0,5 - 1,5	325- 515	-	-	10 - 11	7 - 10	58 - 64	2 - 7	-
Pépin de raisin	0,50-170	-	-	-	10	17	54	-	-
Lin	0,5 - 1,3	200- 410	1 - 2	1 - 2	26 - 29	9 - 10	44 - 53	10 - 13	1 - 4
Coprah	0,6 - 1,5	80 - 230	1 - 3	-	7 - γ	12 - 15	42 - 47	25 - 34	-
germe de blé	0,6	500-900	-	-	20 - 25	2 - 7	65 - 67	4 - 5	-
Avocat	1,0 - 12	350-560	12	-	5 - 12	1 - 10	60 - 92	2 - 10	-
Pépin de cassis	1,0 - 1,2	400	0,7	-	2 - 3	-	85	3	-
Citrouille	1,2	360	-	-	-	-	1	3	-
Courge	2,1	502	-	-	2	2	3	20	-
Melon	1,0	235	-	-	-	-	5	-	6

Sources : ITOH et Col 1974. [71]

A. KARLESKIND et Col, 1965. [78]

II. 2. 2. Tocophérols

Les tocophérols ne diffèrent des tocotriénols que par la chaîne latérale.



Tocophérols R = A ; Tocotriénols R = B

R₁ = R₂ = CH₃ (α Tocophérols avec R = A ; ou α tocotriénols avec R = B)

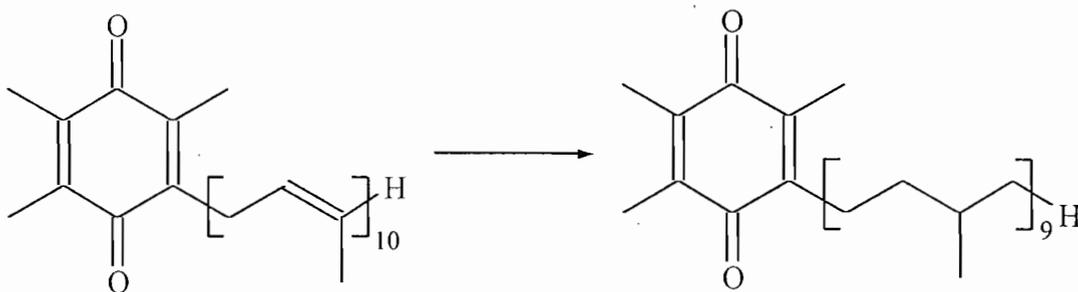
R₁ = CH₃, R₂ = H (β Tocophérols avec R = A ; ou β tocotriénols avec R = B)

R₁ = H, R₂ = CH₃ (γ Tocophérols avec R = A ; ou γ tocotriénols avec R = B)

R₁ = R₂ = H (δ Tocophérols avec R = A ; ou δ tocotriénols avec R = B)

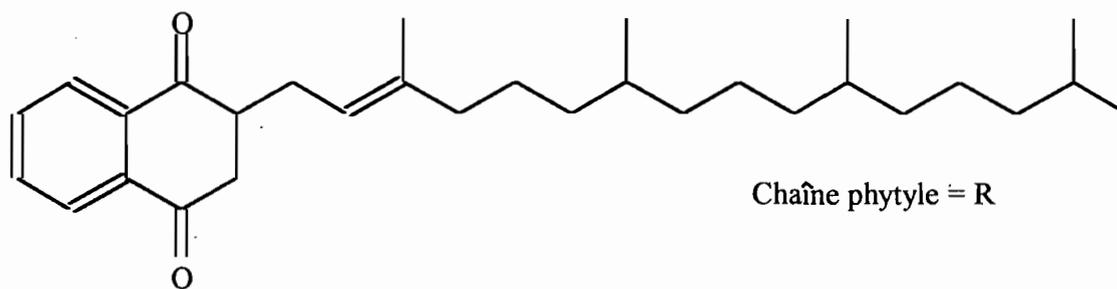
Tous ces composés sont susceptibles d'être transformés en hydroquinones et d'être oxydés réversiblement en quinone. Ces caractéristiques leur confèrent la propriété d'être des antioxydants naturels efficaces contre l'oxydation des acides gras.

En présence d'une molécule d'eau (H₂O), la vitamine E donne l'α tocophénylhydroquinone et l'α tocophénylquinone (tocoquinone). Ce dernier se transforme en plastoquinone qui donne à son tour l'une des formes de la vitamine K, phylloquinone ou vitamine K₁



α-Tocophénylhydroquinone
(Tocoquinone)

α-Tocophénylquinone



Chaîne phytyle = R

Phylloquinone (Vitamine K₁)

Remarque

La vitamine K est une vitamine liposoluble mais elle n'est pas rencontrée dans les corps gras.

Par rapport à la teneur en tocophérols d'huiles courantes, nous avons recensé quelques données dans la littérature. (TAYLOR et BARNES, 1981) [133] et (VIGNERON, 1992) [140].

Tableau II: Teneurs partielles en tocophérols dans les huiles brutes d'origine garantie.

Huiles	Arachide Afrique	Tournesol France	Colza France	Maïs Afrique	Soja Brésil	Olive Espagne
** Tocophérols totaux mg / 100g	40	73	78	137	130	13
* δTocophérol %	3,2	0,2	1,4	3,8	28,3	0,2

Source : Laboratoire Lesieur et Manuel des corps gras (1992) [140].

* Les résultats sont donnés par rapport à la totalité des tocophérols

** Les valeurs affichées représentent des moyennes.

Tableau III : Composition en tocophérols et tocotriénols d'huiles comestibles

Huile	% α T	% β T	% γ T	% δ T	% α T-3	β -T-3	% γ T-3	% δ T-3	Toco- phérols totaux mg/kg
tournesol	96	2	2	-	-	-	-	-	700
coton	40	-	58	1	-	-	-	-	1000
maïs	22	3	68	7	-	-	-	-	1000
soja	7	1	70	22	-	-	-	-	1200
ricin	6	6	23	65	-	-	-	-	500
germe de blé	72	25	-	-	-	3	3	-	2000
Palme	25	-	-	-	30	-	40	5	500
Palmiste	-	-	-	-	100	-	-	-	3
noix de coco	10	-	10	-	-	-	80	-	50

Source : P. TAYLOR et P. BARNES (1981) [133]. (Données de la littérature).

II. 3. Analyse des stérols et des tocophérols

II. 3. 1. Les stérols

L'analyse des stérols fait intervenir quelques techniques de chromatographie, en particulier la chromatographie liquide-gaz. L'amélioration de cette technique de dosage réside uniquement sur le choix des phases.

Ainsi, les phases fixes comme le DEXIL 300 (GUIMENTI, 1974) [62] ou l'OV 225 (CUCURACHI, 1973) [46] se révèlent assez performantes. Cependant, l'OV 17, faisant l'objet de nombreuses études reste la plus utilisée.

L'OV 17 aussi bien que les phases à polarité relativement élevée permet des séparations plus nettes.

II. 3. 2. Les tocophérols

La détermination qualitative et quantitative des tocophérols dans une huile peut être effectuée par plusieurs méthodes d'analyse, en particulier :

- la colorimétrie selon EMMERIE - ENGEL (1938) [51] basée sur l'oxydation des groupements phénoliques.

- la voltamétrie par impulsion différentielle sur électrode de carbone vitreux (JACOBSBERG, 1978) [74].

En plus de ces techniques, d'autres ont été mises au point, notamment celles utilisées pour l'analyse des stérols, la chromatographie liquide - gaz (CLG), après saponification (SLOVER, 1969) [120] et la chromatographie liquide à haute performance (CLHP) (CARPENTIER, 1979 [40] ; THOMPSON, 1979) [135].

Pour la plupart de ces méthodes, le dosage des tocophérols nécessite un prétraitement de l'huile, au cours duquel, les risques d'oxydation sont favorisés (saponification, extraction, séparation etc.).

Avant le dosage proprement dit des tocophérols dans nos deux huiles, nous rappelons quelques données de la littérature relatives aux différentes graines végétales.

II. 4. Les stérols et les tocophérols des Huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*

A notre connaissance aucune étude sur les stérols de l'huile de *Parinari macrophylla* n'a été effectuée. Il en est de même en ce qui concerne l'étude des tocophérols des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*.

Cependant, l'insaponifiable de l'huile de *Balanites aegyptiaca* a été déjà étudié (ABDEL, 1986) [1]. Il ressort de cette étude que dans la fraction stérolique de l'huile d'amande de *Balanites aegyptiaca*, seul le campestérol est identifié avec un pourcentage égal à 8,08%, alors que ce dernier stérol (5,37 %) ainsi que le stigmastérol, le cholestérol et le β sitostérol sont présents avec des pourcentages respectifs de 0,48% ; 0,1% et 0,096%, dans la pulpe.

Les résultats d'ABDEL [1] confirment les travaux antérieurs d'AHMED (1968) [5]. Pour ce dernier la fraction stérolique des végétaux est formée généralement de mélange de deux ou trois stérols, spécialement le campestérol, le stigmastérol et le β sitostérol.

III. MATERIEL ET METHODES

III. 1. Matériel

III. 1. 1. Les produits

Le matériel biologique utilisé (huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*) est obtenu par extraction chimique au laboratoire.

Tous les produits utilisés pour la détermination des principaux composants ainsi que les solvants sont de qualité pour analyse.

Les échantillons de référence des stérols et des tocophérols destinés à l'identification de ceux - ci proviennent respectivement du laboratoire WOLFF (Paris - France) et de SIGMA (St Louis, MO, USA).

III. 1. 2. L'Appareillage

III.1.2.1. Chromatographie en phase gazeuse

Le chromatographe utilisé pour l'analyse des stérols est un appareil GC 5890 série II. HEWLETT PACKARD à ionisation de flamme équipé d'un intégrateur électronique.

Il est muni d'une colonne capillaire SPB - 5 (SUPELCO.), de 15 m de long et 0,25 mm de diamètre intérieur ; l'épaisseur de la phase est de 0,25 μm .

III.1.2.2. Chromatographie liquide à haute performance

L'analyse qualitative et quantitative des tocophérols individuels est réalisée par Chromatographie Liquide à Haute Performance (CLHP). Les appareils utilisés sont les suivants :

- Un chromatographe monté sur colonne Lichrosphere 100 RP 18, de 250 mm de longueur et 4 mm de diamètre intérieur. L'appareil est équipé d'une pompe Waters, muni d'un détecteur à réfractormètre différentiel Waters, modèle 470.

L'injecteur Rhéodyne a une boucle d'injection de 100 μ l constituée d'une spirale externe au flux de la phase mobile.

- Un chromatographe monté sur colonne ACCUBOND. ODS 54, de longueur 15 cm, de diamètre intérieur 4,6 mm. L'appareil est équipé d'une pompe Waters 510, muni d'un détecteur fluorimétrique Waters 474. L'injecteur est de type Rhéodyne avec une boucle d'injection de 20 μ l. Le système est relié à une imprimante Waters 746.

L'injection est faite avec une seringue HAMILTON MS* R250.

III. 2 METHODES

III.2. 1. Analyse des Stérois

III. 2. 1. 1. Saponification et Obtention de l'insaponifiable

Un échantillon d'environ 5g d'huile est saponifié à chaud durant 2 heures sous reflux par 50ml de potasse alcoolique 2N.

La solution de savon est transvasée dans une ampoule à décanter contenant 150ml d'eau. L'insaponifiable est extrait par 5 fois 50 ml d'hexane.

III. 2. 1. 2. Purification de l'Insaponifiable

La fraction hexanique contenant l'insaponifiable est transvasée dans une ampoule à décanter et lavée deux à trois fois par 50 ml d'eau, puis acidifiée par 10 ml de solution d'acide sulfurique 2N. Elle est lavée de nouveau à l'eau distillée jusqu'à neutralité, car l'insaponifiable brut contient des savons dissous (TOUCHE, 1975) [136].

La fraction lavée est recueillie, séchée sur du sulfate de magnésium anhydre, évaporée et pesée. Le résidu obtenu constitue l'insaponifiable.

III. 2. 1. 3. Chromatographie analytique sur couche mince de l'insaponifiable

La purification de la fraction stérolique est effectuée par chromatographie sur couche mince (C.C.M) sur une plaque de gel de silice (Merck) de 20 X 10cm et 0,25 mm d'épaisseur du support.

Le cholestérol est déposé comme témoin. Le solvant de développement est formé d'un mélange benzène/ méthanol (97 : 3, VIV).

On laisse migrer le front du solvant jusqu'à 4 cm environ du bord supérieur de la plaque. La révélation se fait à l'acide sulfurique 50%.

Ensuite, la plaque est mise à l'étuve (110°) pendant 3 à 5 mn. Les stérols apparaissent sous forme de spot violet ($R_f = 0,37$) (F. MORDRET, 1973) [94].

III. 2. 1. 4. Chromatographie préparative sur couche mince de gel de silice

On dépose 80 à 100 mg d'insaponifiable en solution dans un minimum de chloroforme sur une plaque préparative de gel de silice type 60 F 254 de 0,50 mm d'épaisseur, suivant un trait de 12 cm de long. Ce trait étant situé à 2cm du bord inférieur de la plaque (le cholestérol est le témoin).

Le solvant de développement est toujours le mélange cité au paragraphe précédent .

La plaque sera protégée dans sa partie centrale par une contre plaque et la révélation se fera uniquement sur sa partie latérale par l'acide sulfurique (H_2SO_4) à 50%.

Les stérols sont récupérés par grattage au niveau du cholestérol témoin. La poudre obtenue est broyée dans un mortier et mélangée avec du chloroforme et du Méthanol (1:1, V/V). Puis, on filtre et on évapore. La fraction stérolique obtenue est pesée et contrôlée par C.C.M (paragraphe II.2).

III. 2. 1. 5. Précipitation à la digitonine

On prépare une solution à 1% de digitonine dans l'éthanol 80%. A l'extrait sec de l'insaponifiable, on ajoute 20 ml de chloroforme et 60 ml de solution de digitonine. On agite le mélange, puis on laisse reposer pendant 30 minutes, avant d'évaporer le chloroforme.

Le précipité est recueilli après 24 heures de repos, puis lavé abondamment à l'éther diisopropylique et séché à l'étuve à 110°C, puis pesé. (WOLFF, 1968) [143].

Le pourcentage de stérol est donné par la formule suivante :

$$\% \text{ stérols} = \frac{25,6 \times m}{M}$$

m = masse de résidu

M = masse de prise d'essai

25,6 = coefficient multiplicateur correspondant au sitostérol.

Au complexe digitonide, on ajoute 40 ml de pyridine et on chauffe à reflux pendant une heure. La pyridine est ensuite évaporée et les stérols récupérés par de l'éther diisopropylique (la digitonine est insoluble).

Les stérols sont purifiés par cristallisations successives dans le méthanol.

III. 2. 1. 6. Préparation des acétates de stérols : Microacétylation des stérols

On place quelques milligrammes de stérols dans un tube à hémolyse de 10 ml. On ajoute 0,1ml d'anhydride acétique, puis 0,1 ml de pyridine. Le mélange est maintenu pendant 1h à 70°C. Ensuite on y verse 2 ml d'eau glacée et 5 ml d'hexane. Le tout est agité énergiquement, puis l'eau est éliminée à l'aide d'une ampoule à décanter ou par prélèvement à la pipette. On lave successivement avec 5 ml d'une solution d'hydrogène-carbonate de sodium, puis avec 5 ml d'une solution d'acide chlorhydrique, enfin avec 5 ml d'eau. Puis on sèche l'extrait sur du sulfate de sodium anhydre et on filtre (AFNOR 60 232, 1983) [4].

Les stérols ainsi extraits des insaponifiables soit par complexation avec la digitonine, purifiés par cristallisation dans le méthanol et acétylés suivant la norme française : NF ISO 5508 - T60.230 (1990) [98], soit par fractionnement de l'insaponifiable par chromatographie sur couche mince, sont analysés par chromatographie en phase gazeuse.

III. 2. 1. 7. Identification des stérols par chromatographie en phase gazeuse

La méthode permet ainsi la séparation de composés gazeux ou susceptibles d'être vaporisés par chauffage sans décomposition. La rétention d'un constituant est

inversement proportionnelle à sa tension de vapeur et proportionnelle à la somme des interactions qu'il subit avec la phase stationnaire (RASOARAHONA, 1992) [112].

Les conditions opératoires sont les suivantes:

- Températures

Injecteur (SPLIT) = 280°C

Détecteur (FID) = 300°C

Four = 250°C pendant 25 minutes (isotherme)

- Gaz vecteur = hélium

pression en tête de colonne : 1 bar

quantité injectée : 0,5 à 1µl

Les temps de retention relatif (TRR) des acétates de stérols sont exprimés par rapport à celui de l'acétate de cholestérol. Les stérols sont identifiés par comparaison de leur TRR à ceux du mélange de référence, et par comparaison avec les valeurs données dans la littérature [(ITOH, 1982) [72] ; (PATTERSON, 1971) [106].

III. 2. 2. Analyse des Tocophérols

Afin d'écarter les éventuels risques d'oxydation, nous nous limitons à la CLHP qui est une méthode rapide permettant la séparation qualitative et quantitative des tocophérols. L'huile à analyser est diluée dans du méthanol et directement injectée sans autre manipulation préalable.

L'analyse qualitative est effectuée par chromatographie liquide à haute performance (CLHP).

Le solvant d'élution est le n-hexane et le débit est de 1ml / min. La longueur d'onde est fixée à 292 nm (détecteur) et celle de l'émission est à 330 nm (longueur d'onde spécifique à la détection des tocophérols).

Le système est maintenu à la température ambiante.

Chaque échantillon standard de tocophérols (α , β , γ , δ) de 50 mg est dissous dans 10 ml d'hexane. On effectue ensuite une dilution au millième soit une concentration de $5 \cdot 10^{-3}$ mg / ml. (5 μ g / ml).

Dans un tube à hémolyse, on prépare un mélange de ces tocophérols (0,5 ml de α , de β , de γ et de δ + 3 ml de Méthanol, V / V). 100 μ l du mélange standard seront injectés, soit 0,5 μ g pour chaque constituant.

L'identification des tocophérols est effectuée en comparant les chromatogrammes obtenus à celui du mélange standard (comparaison des temps de rétention).

La méthode d'analyse quantitative est celle utilisée précédemment .

Le solvant d'éluion est composé d'un mélange de n-hexane et d'acétate d'éthyle (97 / 3, V / V).

Le débit de l'éluant est de 0,7 ml / mn. La longueur d'onde est fixée à 303 nm pour le détecteur et celle de l'émission est à 328 nm.

Le système est maintenu à la température ambiante.

Nous avons pesé 8,3 mg de tocophérols dilués au 1/20 dans du méthanol, puis au 1/10 soit une dilution au 1/200. La concentration ainsi obtenue est 0,0415 mg / ml ou 41,5 μ g / ml.

Ensuite, 201 mg d'huile de *Balanites aegyptiaca*, 193 mg d'huile de *Parinari macrophylla* et 144 mg d'huile de palme ont servi pour l'analyse. Toutes les huiles ont été diluées au 1/200. Les concentrations respectives des huiles de *Balanites aegyptiaca* , de *Parinari macrophylla* et de palme sont alors 1,005 mg / ml, 0,965 mg / ml et 0,720 mg / ml.

L'échantillon standard utilisé pour cette analyse quantitative est l' α tocophérol .

La méthode nous a permis de doser aisément la vitamine E. L'huile de palme renfermant une importante quantité de cette vitamine nous sert uniquement d'élément de comparaison pour les huiles étudiées.

Remarque

Les mêmes huiles ont été utilisées pour les deux dosages.

IV. RESULTATS

IV. 1. Teneurs en insaponifiables

Tableau IV : Teneur en insaponifiable des huiles

Produits	Masse (g) lipides	Masse (g) insap.	% Insap.
<i>Balanites aegyptiaca</i>	6,0000	0,0980	1,63
<i>Parinari macrophylla</i>	6,1068	0,1019	1,66

IV. 2. Teneur en Stérols

Tableau V : Teneur en stérols des huiles

Produits	Masse insaponifiable	Masse stérols	% stérols
<i>Balanites aegyptiaca</i>	100 mg	44,590 mg	11,41
<i>Parinari macrophylla</i>	100 mg	59,170 mg	15,14

IV. 2. 1. Stérols de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

Les différents stérols contenus dans l'insaponifiable de l'huile sont mentionnés dans le tableau VI et représentés par le chromatogramme (Fig. 1).

Tableau VI : Composition centésimale en stérols de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

Stérols	choles- téról	Campe- stéról	Stigma- stéról	cléro- stéról	b sito- stéról	sito- stéról	D5 Avéna- stéról	D5 24- stigma- stadiè-no	5 23 stigma- stéról	brassi casté- rol
TR	12,337	15,793	16,958	18,629	19,476	19,779	20,135	21,285	18,443	13,643
TRR	1	1,208	1,374	1,510	1,578	1,603	1,632	1,725	1,494	1,105
%	0,683	27,357	6,401	1,385	56,553	0,804	4,282	0,884	1,218	0,433

FIG.1 . Chromatogramme obtenu dans l'analyse par CPG sur colonne capillaire des acétates de stérols de l'huile de *Balinites aegyptiaca* (voir conditions d'analyse dans le texte).

FIG.2. Chromatogramme obtenu dans l'analyse par CPG sur colonne capillaire des acétates de stérols de l'huile de *Parinari macrophylla* (voir conditions d'analyse dans le texte).

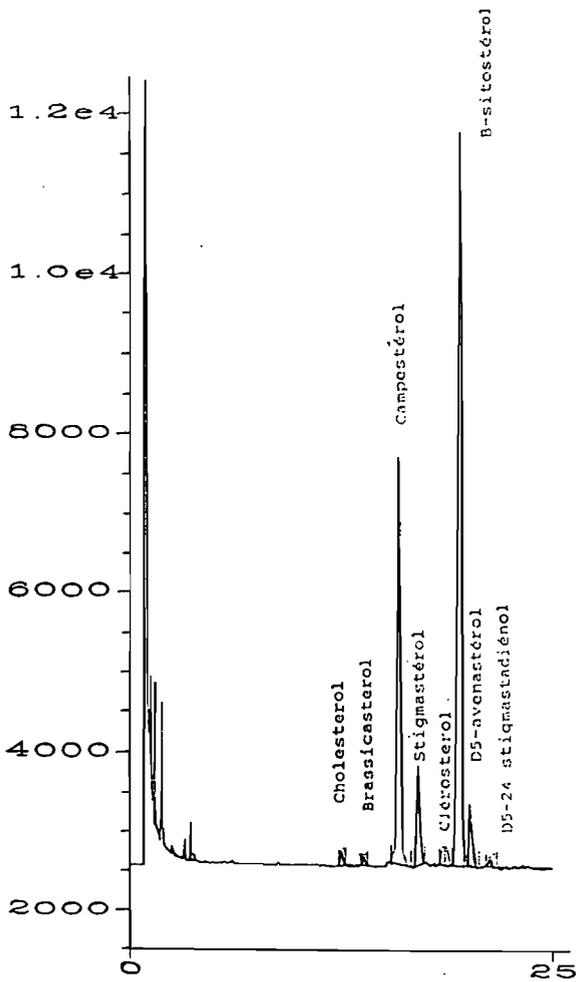


Figure 1

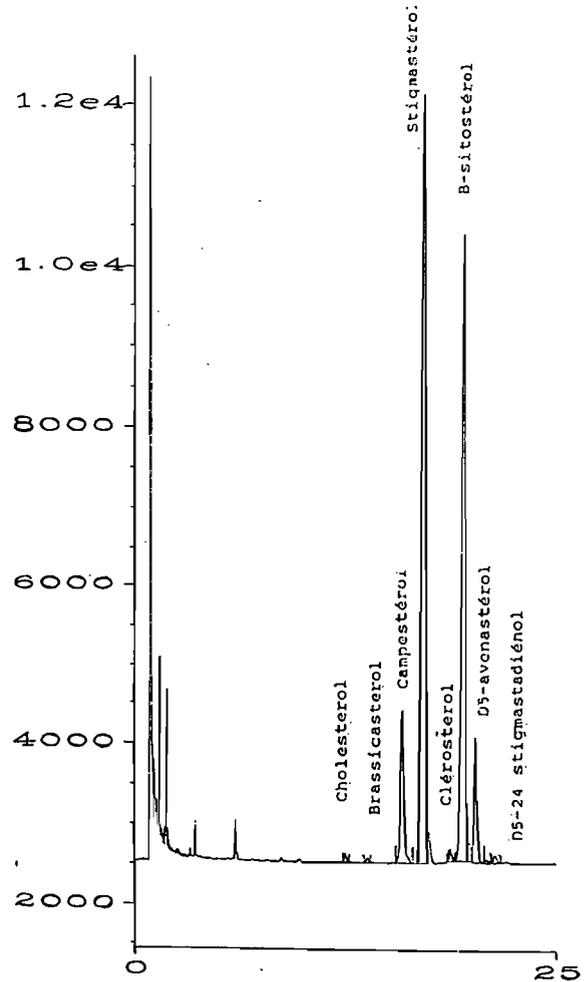


Figure 2

IV. 2. 2. Stérols de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*

Les stérols obtenus à partir de l'insaponifiable de l'huile sont mentionnés dans le tableau VII et représentés par le chromatogramme (Fig. 2)

Tableau VII : La composition centésimale en stérols de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*

Stérols	choles-téro	Bassi-casté-rol	Campe-stérol	stigma-stérol	β sito-stérol	sito-stanol	Δ^5 Avéna-stérol	Δ^5 24-stigma-stérol	Cléro-stérol
TR	12,310	13,601	15,714	17,061	19,411	15,739	20,100	21,238	18,621
TRR	1	1,104	1,276	1,385	1,576	1,603	1,632	1,725	1,512
%	0,323	0,161	8,402	48,486	34,680	0,826	6,249	0,451	0,421

- Le pourcentage en masse des acétates de stérols est déterminé par C.P.G.
- Le temps de rétention relatif est déterminé par rapport à l'acétate de cholestérol.

IV. 3. Les tocophérols

IV. 3. 1. Identification des tocophérols des deux huiles .

Huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

A partir du mélange standard de α , β , γ , δ tocophérols, nous obtenons le chromatogramme (Fig. 3)

Les pics numérotés , 1, 2, 3 correspondent respectivement à α , $\beta, \gamma + \beta$ et δ tocophérols.

Ce chromatogramme nous a permis l'identification des tocophérols contenus dans l'huile de *Balanites aegyptiaca*.

Les numéros 1, 2, 3 des pics du chromatogramme (Fig 3) correspondent respectivement à α , $\gamma + \beta$ et δ tocophérols. (Fig. 4). Les pics ayant le même numéro, sur les deux figures ont les mêmes temps de rétention (Fig 3, et Fig 4)

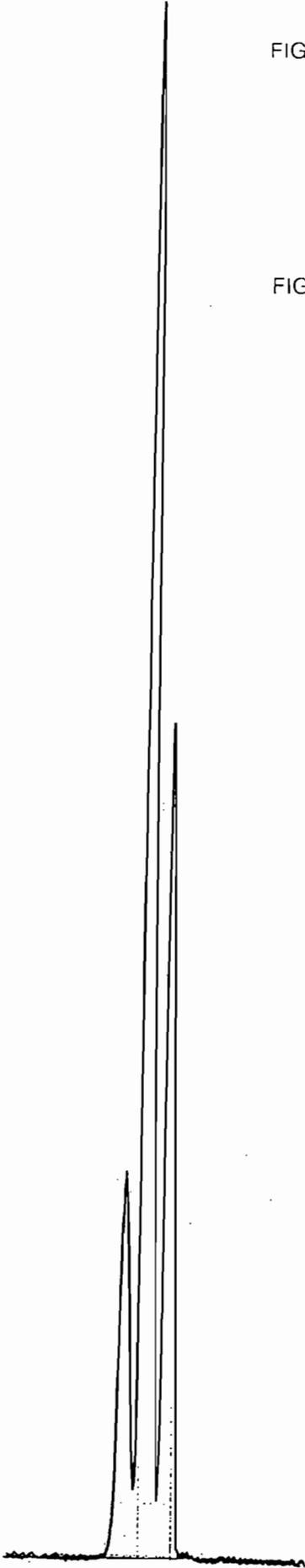


Figure 3

FIG 3: Profil chromatographique de mélange de tocophérols standards (α , β , γ , δ) par CLHP sur colonne Lichrosphère 100 RP 18, de 25 cm de long est de 4 mm de diamètre intérieur. Le débit de l'éluant (n-hexane) est de 1 ml / min. La longueur d'onde est de 292 nm (détecteur) et 330 nm (émission).

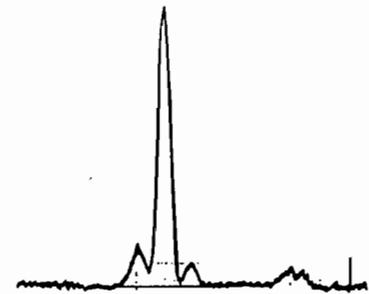


Figure 4

FIG 4: Profil chromatographique de mélange de tocophérols de l'huile de *Balanites aegyptiaca* par CLHP sur colonne Lichrosphère 100 RP 18, de 25 cm de long est de 4 mm de diamètre intérieur. Le débit de l'éluant (n-hexane) est de 1 ml / min. La longueur d'onde est de 292 nm (détecteur) et 330 nm (émission).

Huile de graine de *Parinari macrophylla*

Un autre mélange de Tocophérols composé dans les mêmes conditions que le précédent (5. 3. 1) est utilisé pour le dosage des tocophérols de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*.

Le chromatogramme (Fig. 5) donne les pics 1, 2, 3 correspondant respectivement à α , $\gamma + \beta$ et δ tocophérols, (mélange standard).

Sur le chromatogramme (Fig. 5) les pics 1, 2, 3 correspondent respectivement aussi à α , $\gamma + \beta$ et δ tocophérols, Fig. 6.

Les pics ayant les mêmes numéros (Fig. 5 et Fig. 6) ont les mêmes temps de rétention.

IV. 3. 2. Quantification

Les résultats de l'analyse qualitative ont été utilisés pour déterminer les quantités de tocophérols dans les différentes huiles.

A partir de l'analyse qualitative, nous avons obtenu pour les échantillons standard (premiers témoins) 24,07 % de δ tocophérol, 62,76 % de $\gamma + \beta$ tocophérol et 13,16 % d' α tocophérol.

Dans l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*, le δ tocophérol représente 11,49 % , le $\alpha + \beta$ tocophérol, 70,11 % et l' α tocophérol 18,39 %.

Cette même analyse donne pour un autre mélange de tocophérols δ , $\gamma + \beta$, α représentant respectivement 26,61, 59,70 et 13,67 % . Ces résultats montrent que les tocophérols de l'huile de graine de *Parinari macrophylla* représentent respectivement pour les δ , $\alpha + \beta$ et δ tocophérol 5,36 % , 85,87 % et 8,75 %.(voir tableau VIII)

FIG 5: Profil chromatographique de mélange de tocophérols

α , β , γ , δ par CLHP sur colonne Lichrosphère 100 RP 18. de 25 cm de long est de 4 mm de diamètre intérieur. Le débit de l'éluant (n-hexane) est de 1 ml / min. La longueur d'onde est de 292 nm (détecteur) et 330 nm (émission).

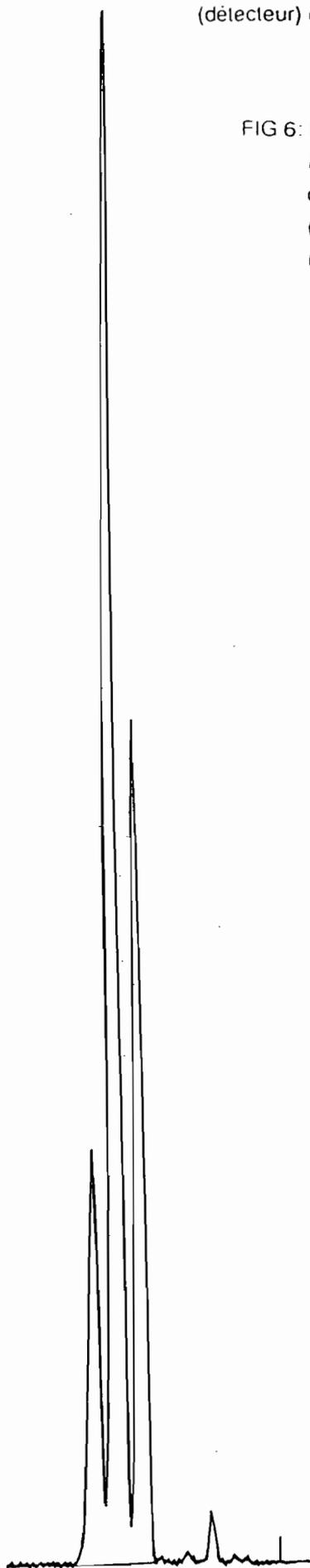


Figure 5

FIG 6: Profil chromatographique de mélange de tocophérols de l'huile de *Parinari macrophyllum* par CLHP sur colonne Lichrosphère 100 RP 18 de 25 cm de long est de 4 mm de diamètre intérieur. Le débit de l'éluant (n-hexane) est de 1 ml / min. La longueur d'onde est de 292 nm (détecteur) et 330 nm (émission).

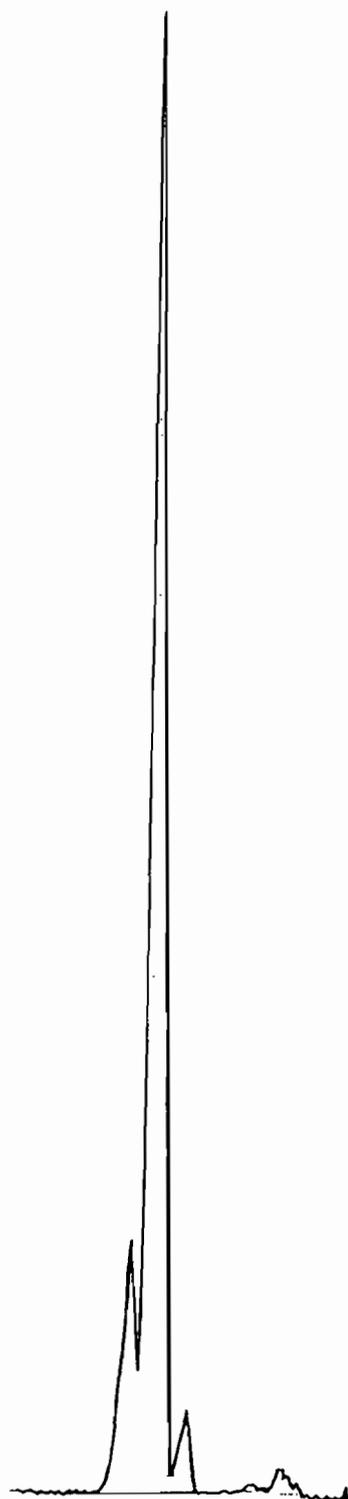


Figure 6

Tableau VIII . Composition en tocophérols de l'huile de *Balanites aegyptiaca* et de l'huile de *Parinari macrophylla*.

% Tocophérols	α T	δ T	(γ + β) T
<i>Balanites aegyptiaca</i>	18,39	11,49	70,11
<i>Parinari macrophylla</i>	13,67	26,61	59,70

Les résultats de l'analyse quantitative compte tenu des concentrations du témoin α tocophérol (41,5 mg / ml) et de celles des huiles de *Balanites aegyptiaca* (10,50 mg / ml) , de *Parinari macrophylla* (9,65 mg / ml) et de palme (7,2 mg / ml), sont les suivants :

- 1,726 mg / ml d' α tocophérol soit 0,1644 mg / mg (16,44 mg / 100 g ou 164,4 mg / kg) d'huile de *Balanites aegyptiaca*.

- 3,405 mg / ml d' α tocophérol soit 0,3528 mg / mg (35,28 mg / 100 g ou 352,8 mg / kg) d'huile de *Parinari macrophylla*

- 5,704 mg / ml d' α tocophérol soit 0,7922 mg / mg. (79,22 mg / 100 g ou 792,2 mg / kg) d'huile de palme.

Les chromatogrammes, (Fig 7, 8, 9, et 10) montrent respectivement le pic de l' α tocophérol du mélange standard, des huiles de *Balanites aegyptiaca*, de *Parinari macrophylla* et de Palme.

Les résultats ainsi obtenus, ont permis de quantifier les autres formes de tocophérols contenus dans les huiles, en l'occurrence, γ + β et δ tocophérols.

Pour l'huile de *Balanites aegyptiaca*

L'analyse qualitative de l'huile de *Balanites aegyptiaca* montre que l' α tocophérol y est présent avec un pourcentage égal à 18,39 % soit 0,1644 μ g / mg tandis que les (γ + β) tocophérols y représentent 70,11 % soit 0,6267 μ g / mg et le δ tocophérol 11,49 % soit 0,1027 μ g / mg

FIG 7 . Chromatogramme de l' α tocophérol par CLHP sur colonne ACCUBOND ODS 54, de 15 cm de long et 4,6 mm de diamètre intérieur. L'éluant est un mélange de n-hexane et d'acétate d'éthyle (97 /3. V/V). Le débit est de 0,7 ml / min. La longueur d'onde est 303 nm (détecteur) et 325 nm (émission).

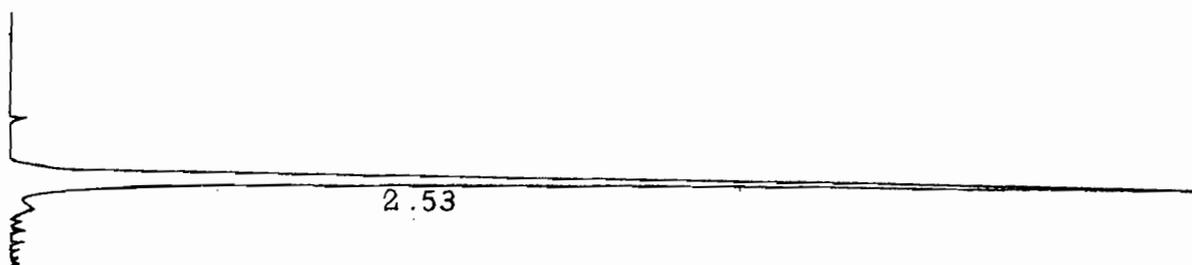


FIG 8 . Chromatogramme de tocophérols de l'huile de *Balanites aegyptiaca* (α tocophérol) par CLHP sur colonne ACCUBOND ODS 54, de 15 cm de long et 4,6 mm de diamètre intérieur. L'éluant est un mélange de n-hexane et d'acétate d'éthyle (97 /3, V/V). Le débit est de 0,7 ml / min. La longueur d'onde est 303 nm (détecteur) et 325 nm (émission).

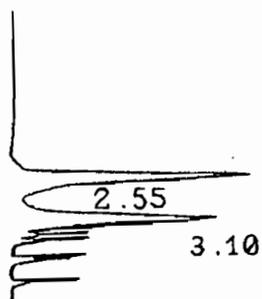


FIG 9 . Chromatogramme de tocophérols de l'huile de *Parinari macrophylla* (α tocophérol) par CLHP sur colonne ACCUBOND ODS 54, de 15 cm de long et 4,6 mm de diamètre intérieur. L'éluant est un mélange de n-hexane et d'acétate d'éthyle (97 /3, V/V). Le débit est de 0.7 ml / min. La longueur d'onde est 303 nm (détecteur) et 325 nm (émission).

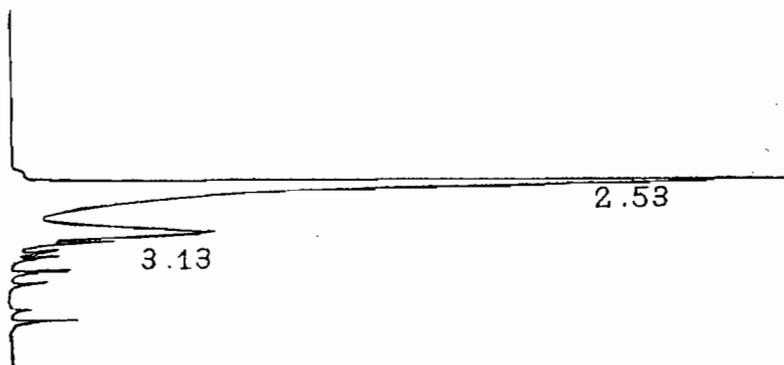
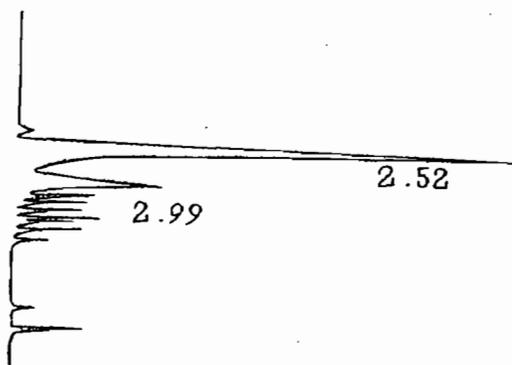


FIG10: Chromatogramme de tocophérols de l'huile de palme (α tocophérol) par CLHP sur colonne ACCUBOND ODS 54, de 15 cm de long et 4,6 mm de diamètre intérieur. L'éluant est un mélange de n-hexane et d'acétate d'éthyle (97 /3, V/V). Le débit est de 0,7 ml / min. La longueur d'onde est 303 nm (détecteur) et 325 nm (émission).



Pour l'huile de *Parinari macrophylla*

Le taux d' α tocophérol dans l'huile est de 13,67 % soit 0,3528 $\mu\text{g} / \text{mg}$ tandis que les ($\gamma + \beta$) tocophérols représentent 59,70 % soit 1,5407 $\mu\text{g} / \text{mg}$ et le δ tocophérol (26,61 %) soit 0,6867 $\mu\text{g} / \text{mg}$.

Ces différents résultats sont mentionnés dans le tableau IX .

Tableau IX: Composition en Tocophérols des huiles de graines de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*.

Tocophérols	Totaux mg / kg	α mg / kg	($\gamma + \beta$) mg / kg	δ mg / kg
<i>Balanites aegyptiaca</i>	893,8	164,4	626,7	102,7
<i>Parinari macrophylla</i>	2580,2	352,8	1540,7	686,7

V. DISCUSSION

V. 1. Stérols

V. 1.1. La fraction stérolique de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

Elle contient plusieurs stérols. Le composé majoritaire est le sitostérol (56%), le campestérol occupant la deuxième place (27,4%), le stigmastérol représente alors 6,4%. La composition en stérols de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca* est conforme à celle des huiles végétales couramment rencontrées.

La teneur en insaponifiable de l'huile de colza (0,7 et 1,8%) est du même ordre de grandeur que celle de l'huile de *Balanites aegyptiaca* qui est de 1,63%. Ainsi cette valeur s'avère supérieure à la teneur en insaponifiable de *Parinari macrophylla*, contrairement aux résultats trouvés par ABDEL en 1986 [1]. Ce dernier indiquait seulement la présence du campestérol.

Par ailleurs, la teneur en brassicastérol de l'huile de colza (17 - 23 %) est relativement élevée par rapport à celles des huiles de maïs et de *Balanites aegyptiaca*, qui sont inférieures à 1.

Le $\Delta 5$ -Avénastérol et le 5-24 Stigmastérol, sont en pourcentages comparables dans les huiles de *Balanites aegyptiaca* et de colza. Par contre, dans l'huile de maïs, ces derniers sont à l'état de traces. Nous constatons aussi que la teneur en 5-Avénastérol est presque la même pour l'huile de *Balanites aegyptiaca* que pour celles du germe de blé et du palmiste.

Le cholestérol se retrouve à l'état de traces dans l'huile de *Balanites aegyptiaca* et dans les huiles de maïs et de colza. Dans l'insaponifiable de l'huile de *Balanites aegyptiaca*, on trouve également du 5,23 stigmastadiénol (1,2%), constituant mineur non observé dans les autres huiles végétales.

Enfin, nous avons remarqué de faibles concentrations en clérostérol, 0,4% dans l'huile de *Parinari macrophylla* et 1,4% dans celle de *Balanites aegyptiaca*.

Ainsi, selon sa composition en stérols et d'après les observations que nous venons de faire, l'huile de *Balanites aegyptiaca* est comparable à celles de maïs et de colza qui constituent deux huiles alimentaires bien connues.

V. 1. 2. La Fraction stérolique de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*

Elle est composée de plusieurs stérols dont le majoritaire est le stigmastérol (48,5%), suivi du sitostérol (35%). Ces deux stérols à eux seuls représentent près de 83,5% des stérols totaux. Le reste de la fraction stérolique se partage entre le campestérol, le $\Delta -5$ Avénastérol, le clérostérol, le cholestérol, le brassicastérol, le sitostanol et le 5-24 stigmastérol.

La première remarque à propos des stérols de l'insaponifiable de *Parinari macrophylla* de la famille des ROSACEAE est cette inversion stigmastérol-sitostérol qui n'est pas fréquente dans la plupart des plantes. Cependant, elle a été constatée par MIRALLES (1983) [93] dans l'étude de l'insaponifiable de l'huile de *callophyllum* de la famille des GUTTIFERACEAE.

Le Sitostérol représente 8,5%, suivi du $\Delta 5$ -Avénastérol 6,21 %, et d'autres stérols moins importants: le 5-24 stigmastérol (0,45), le clérostérol (0,42%), le cholestérol (0,32) et le brassicastérol (0,16).

La concentration en campestérol dans l'huile de *Parinari macrophylla* (tableau II) est comparable à celle du Coprah (7 - 8%) ; tandis que la teneur en 5-Avenastérol est voisine de celle de l'huile de palmiste (4 - 7%).

Quant au sitostérol, sa teneur dans l'huile est nettement inférieure à celle des autres huiles végétales. Cependant, elle se rapproche plutôt de celle du Coprah.

Les huiles de palmiste et de coprah ont des taux élevés en stigmastérol comparées aux autres huiles végétales (12-16 ; 12-15%). D'autre part, leurs teneurs respectives en insaponifiables (0,3-0,8), (0,6-1,5) et en stérols (12,28-35,36%) et (9,21-18,42%) peuvent être comparées à celles de *Parinari macrophylla* (1,66 et 15,14% , teneur en insaponifiable et en stérols respectivement,).

Les taux de cholestérol dans les huiles de palmiste et de coprah, sont à peu près les mêmes (1-2 ; 1-3%), alors que, dans l'huile de *Parinari macrophylla* il est inférieur à 1.

Le 5-24 Stigmastérol et le Brassicastérol aussi bien dans l'huile de *Parinari macrophylla* que dans celle du coprah et du palmiste, restent à l'état de traces.

Il n'est donc pas étonnant de constater que ces deux huiles dérivant de végétaux appartenant à la même famille botanique se ressemblent du point de vue composition en stérols.

Par sa composition en stérols l'huile de *Parinari macrophylla* (ROSACEAE), tantôt par l'inversion stigmastérol / sitostérol, se rapproche de la famille des GUTTEFARACEAE, tantôt de la famille des PALMACEAE .

V. 2. Tocophérols

Les quantités de tocophérols obtenues montrent que l'huile de *Parinari macrophylla* est plus riche en tocophérols que celle du *Balanites aegyptiaca*. Nous remarquons aussi que ces huiles sont composées essentiellement des formes α , β , γ et δ tocophérols comme pour la plupart des huiles végétales.

Toutefois, les méthodes de dosage utilisées ne nous ont pas permis de séparer les formes γ et β tocophérols.

V. 2. 1. L'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

En comparant le taux de tocophérols totaux contenus dans l'huile de *Balanites aegyptiaca* (893,8 mg / kg) à celui de l'huile de Palme (tableau II) qui est de 500 mg / kg, nous pouvons affirmer que la première est plus riche en tocophérols. Nous constatons également que l'huile de *Balanites aegyptiaca* est plus riche en α tocophérols 164,4 mg / kg contre 125 mg / kg.

Cette différence dans la composition en tocophérols peut être due à beaucoup de facteurs, origine des huiles, dénaturation de la première ou pureté de l'huile de palme (l'huile de palme que nous avons eu à doser peut néanmoins être considérée comme pure puisqu'elle est extraite chimiquement de noix de palme fraîches).

Les tocotriénols n'existent pas dans l'huile de *Balanites aegyptiaca* mais sont en quantité importante dans l'huile de Palme (150 mg / kg, 200 mg / kg et 25 mg / kg respectivement pour l' α tocotriénol, le γ tocotriénol et le δ tocotriénol). (tableau III)

L'huile de tournesol, comme celle de *Balanites aegyptiaca*, renferme essentiellement des tocophérols (α , β et γ) à une concentration de 700 mg / kg valeur inférieure à celle de l'huile de *Balanites aegyptiaca*. Cependant, l' α tocophérol dans le tournesol (672 mg / kg) est plus important que dans *Balanites aegyptiaca*; tandis que le δ tocophérol n'existant pas dans le tournesol, se retrouve à une concentration de 102,69 mg / kg dans *Balanites aegyptiaca*. Les ($\alpha + \beta$) tocophérols sont présents à une concentration de 28 mg / kg dans l'huile de tournesol et de 626,64 mg / kg dans celle de *Balanites aegyptiaca*.

Les huiles de coton et de maïs (tableau III) renfermant la même quantité de tocophérols totaux 1000 mg / kg, sont plus riches en tocophérols que l'huile de *Balanites aegyptiaca* et plus particulièrement en α tocophérols. Le mélange ($\gamma + \beta$) tocophérol est plus important dans l'huile de maïs (710 mg / kg). Il est de 626,64 mg/kg dans celle de *Balanites aegyptiaca*, alors qu'il n'est que de 500 mg / kg dans celle du coton.

V. 2. 2. L'huile de graine de *Parinari macrophylla*

Ces résultats montrent que l'huile de *Parinari macrophylla* est de loin plus riche en tocophérols totaux avec 2580,2 mg / kg que l'huile de Palme (tableau

III). Les α , ($\beta + \gamma$) et δ tocophérols sont présents en quantité importante. La même remarque est déjà observée à propos des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de Palme que nous avons dosées. Cette dernière renferme 792,2 mg / kg d' α tocophérol, quantité supérieure à 686,59 mg / kg, taux d' α tocophérol dans le *Parinari macrophylla*.

La quantité de tocophérols totaux dans l'huile de tournesol, est moins importante que celle obtenue à partir de l'huile de *Parinari macrophylla*. Cependant l'huile de tournesol est plus riche en α tocophérol, et les autres tocophérols γ sont en quantité nettement inférieure.

Les huiles de coton et de maïs sont moins riches en tocophérols totaux que l'huile de *Parinari macrophylla*. Il en est de même pour toutes les autres formes, à l'exception de l' α tocophérol du coton dont la quantité est légèrement supérieure (400 mg / kg).

L'huile de germe de blé peut se comparer à celle de *Parinari macrophylla*, de par la quantité de tocophérols totaux (2000 mg). Cependant, l'acide α tocophérol est plus important dans l'huile de germe de blé (1440 mg / kg), tandis que les autres formes ($\gamma + \beta$) et δ tocophérols, ont des teneurs plus élevées dans l'huile de *Parinari macrophylla*. Nous notons aussi l'existence dans l'huile de germe de blé de tocotriénols (60 mg / kg de β et de γ tocotriénols).

VI. CONCLUSION

La composition en stérols de l'huile de *Balanites aegyptiaca* est comparable à celle des autres huiles alimentaires (arachide, coton etc.).

Quant à l'huile de *Parinari macrophylla*, une inversion inhabituelle des stérols majoritaires, le stigmastérol et sitostérol, a été observée (le sitostérol est moins important que le stigmastérol).

Toutes les autres formes de tocophérols (α , β , γ et δ) rencontrées dans les huiles végétales sont contenues aussi bien dans l'huile de *Parinari macrophylla* que dans celle de *Balanites aegyptiaca*. Les teneurs dans les deux huiles sont relativement élevées par rapport à beaucoup d'huiles végétales. Cependant l'huile de *Parinari macrophylla* est plus riche en tocophérols totaux.

Chapitre II

ETUDE DES ACIDES GRAS ET DES TRIACYLGLYCEROLS PAR CPG ET HPLC

I. INTRODUCTION

Les acides gras des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*, ont déjà fait l'objet d'études. Cependant, nous n'avons aucune référence sur la détermination des triacylglycérols des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* contrairement aux graisses animales (beurre ...) et végétales (coton, soja, sésame ...).

L'objectif de ce présent travail vise à déterminer, d'une part la composition en acides gras et d'autre part celle des triacylglycérols des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*. Concernant l'étude des triacylglycérols, nous avons combiné différentes techniques chromatographiques [chromatographie sur couche mince, sur colonne d'acide silicique, en phase gazeuse (CPG) et liquide à haute performance (CLHP)].

II. RAPPELS

II. 1. Acides gras

II. 1. 1. Structure et Nomenclature

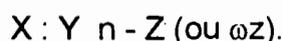
Les lipides sont formés principalement de glycérols, de triacylglycérols et de phospholipides. Les acides gras se trouvent surtout dans les triacylglycérols et les phospholipides. Certains sont estérifiés avec le cholestérol. Ce sont des acides gras carboxyliques généralement à longue chaîne hydrocarbonée. On distingue les acides gras monocarboxyliques saturés, mono et polyinsaturés.

Parmi les acides gras monocarboxyliques aliphatiques à chaîne droite et à nombre pair d'atomes de carbone compris entre 12 et 24, ceux à 18 et à 16 atomes de carbone, prédominent.

Beaucoup d'acides gras portent des noms triviaux qui rappellent l'organisme dans lequel ils ont été primitivement identifiés (BARNATHAN, 1993) [15].

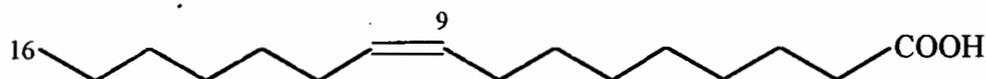
C'est ainsi que l'acide palmitique (16 : 0 ou $\text{CH}_3 - (\text{CH}_2)_{14} - \text{CO}_2\text{H}$, rappelle l'huile de palme où il représente 40 % du mélange). Cependant les dénominations communes et la nomenclature internationale, modifiée par l'Union Internationale de Chimie Pure et Appliquée (IUPAC) sont les plus couramment utilisées pour les acides gras. (FAO, 1977) [54]. Cette nomenclature systématique des acides gras prend en compte d'abord le nombre d'atomes de carbone (ACKHMAN, 1989) [2]. L'acide palmitique est alors systématiquement appelé acide hexadécanoïque; l'acide stéarique ($\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{16} \text{COOH}$), l'acide octadécanoïque ; l'acide oléique ($\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7 \text{CH} = \text{CH} (\text{CH}_2)_7 \text{COOH}$), l'acide octadécanoïque.

Une abréviation conventionnelle simplifiée pour les acides gras s'écrit :

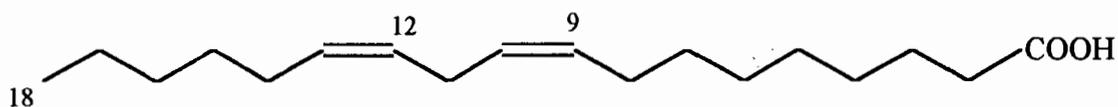


X = le nombre d'atomes de carbone de l'acide gras (n ou ω = nombre d'atomes de carbone, Z = numéro de l'atome de carbone de la première double liaison en comptant à partir du groupe méthyle terminal).

L'acide palmitoléique peut s'écrire ainsi 16:1 ω 7 ou 16:1 n-7. Le système s'applique aussi aux acides gras polyinsaturés (voir tableau I).



L'acide linoléique 18 : 2 ω 6 ; 18 : 2n - 6. ($\text{C}_{18} : 2n - 6$) peut s'écrire aussi, octadéca - 9,12 - diénoïque, 9(Z), 12(Z) octadécadiénoïque ou Δ^9 cis, 12 cis octadiénoïque.



Il existe d'autres notations simplifiées , à savoir celle qui consiste à abrégé les acides gras sous la forme x, y, - X : m où x, y ... représentent les numéros des carbones qui portent les doubles liaisons, X, le nombre d'atomes de carbone et m, le nombre de double liaisons. Dans ce cas les acides palmitoléique, oléique ou linoléique s'écrivent 9 - 16 : 1; 9 - 18 : 1 ou 9, 12 - 18 : 2, respectivement.

Cette dernière notation sera adoptée dans le chapitre suivant (couplage CPG/SM des pyrrolidides des acides gras de l'huile de *Parinari macrophylla*).

Tableau I : Classification et nomenclature des acides gras

Classification et Abréviations	Nom usuel (acide)	Nom systématique (acide)
Acides courts (C4, C6, C8)	butyrique (4 : 0) caproïque (C6 : 0) caprylique (C8 : 0)	butanoïque (C4 : 0) Hexanoïque (C6 : 0) octanoïque (C8 : 0)
Acides moyens C10, C12, C14	laurique (C12 : 0) myristique (C14 : 0)	décanoïque (C10 : 0) dodécanoïque (C12 : 0) tétradécanoïque (C14 : 0)
Acides longs saturés C16 : 0 C18 : 0 C20 : 0	palmitique stéarique arachidique	hexadécanoïque octadécanoïque eicosanoïque
monoinsaturés C16 : 1n - 7 C18 : 1n - 9 (cis) C18 : 1n - 9 (trans) C20 : 1n - 9	palmitoléique oléique élaïdique gadoléique	hexadéca - 7 - énoïque octadéca - cis - 9 - énoïque octadéca - trans - 9 - énoïque eicosa - 9 - énoïque
Polysaturés <u>C18 : 2n - 6</u> C18 : 3n - 6 C20 : 3n - 6	<u>linoléique</u> γ linoléique dihomo - γ - linoléique	octadéca - 9,12 - diénoïque octadéca - 6,9,12 - triénoïque eicos 8, 11, 14 - triénoïque
C20 : 4n - 6 <u>C18 : 3n - 3</u> C18 : 4n - 3 C20 : 5n - 3	arachidonique <u>α - linoléique</u> stéaridonique trimnodonique	eicosa - 5,8,11,14 - tétraénoïque octadéca - 9, 12, 15- triénoïque octadéca- 6,9,12, 15-tétraénoïque eicosa - 5,8,11,14,17-pentaénoïque
Acides très longs saturés C22 : 0 C24 : 0	béhénique lignocérique	docosanoïque tétracosanoïque
monoinsaturés C22 : 1n - 9 C24 : 1n - 9	érucique nervonique	docosa - 13 - énoïque tétracosa - 15 - énoïque
polyinsaturés C22 : 4n - 6 C22 : 5n - 6 C22 : 5n - 3 C22 : 6n - 3	adrénique clupanodonique cervonique	docosa-7,10,13,16-tétraénoïque docosa-4,7,10,13,16-pentaénoïque docosa-7,10,13,16,19-pentaénoïque docosa-4,7,10,13,16,19-hexaénoïque

Source : (CAO. J, 1993) [38].

Les acides gras indispensables, d'origine exclusivement alimentaire, sont soulignés. 18:2n-6; de nombreuses huiles végétales apportent cet acide en quantité importante : les huiles de pépins de raisin (60 à 70 %), de tournesol (60 à 70 %), de maïs (50 à 55 %), de soja (50 %), d'arachide (20 %), de colza (20 %), par contre, l'huile de palme (10 %), l'huile d'olive (8 %), enfin l'huile de noix de coco et l'huile de coton sont très pauvres en cet acide. 18:3n-3 se trouve en quantité importante dans quelques huiles comme l'huile de colza (7 à 9 %), soja (6 à 8 %) et l'huile de noix (10 à 15 %).

II. 1. 2. Rôle et Différenciation

Les acides gras constituent des éléments vitaux pour l'organisme animal et humain. Ils assurent plusieurs fonctions :

- Ils constituent une source d'énergie et d'éléments nutritifs essentiels ;
- Ils interviennent dans la structure cellulaire et dans les fonctions des membranes

- Ce sont des précurseurs de substances biologiquement actives telles que les prostaglandines.

Les acides gras saturés , mono et polyinsaturés sont classés en quatre familles biologiques selon le nom du précurseur.

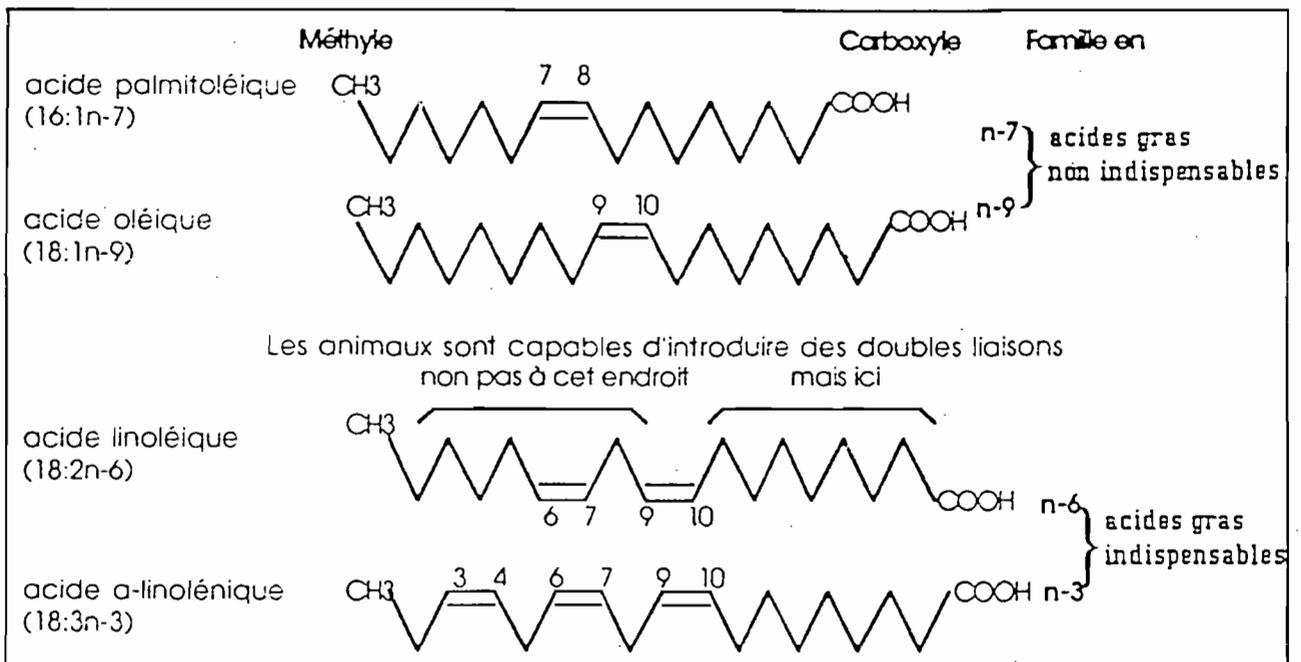
Les deux familles palmitoléique (n-7) et oléique (n-9) sont formées d'acides gras dits "non indispensables", alors que les deux autres familles linoléique (n-6) et linoléinique (n-3) sont constituées par des acides gras dits "essentiels ou indispensables". (voir Fig. 1) (CAO, 1994) [39].

Chez l'animal, les précurseurs des familles n-7 et n-9 (acide palmitoléique et acide oléique) peuvent être synthétisés *de novo* par l'organisme à partir de l'acétyl - CoA, donc ils sont non indispensables.

Par contre l'acide linoléique et linoléinique ne peuvent pas être synthétisés *de novo* ni par l'animal , ni par l'organisme humain, ils sont essentiels, car indispensables à la croissance normale et à l'activité physiologique de tous les tissus.

Le caractère essentiel de l'acide linoléique a été mis en évidence par BURR et BURR en 1929 [35]. Cet acide gras a été d'ailleurs considéré pendant longtemps comme étant le seul acide gras essentiel pour l'homme et l'animal. Puis BRETON et FERRET (1960) [32], MEAD (1961) [90] et THOMASSON (1962) [134] ont montré que la position des doubles liaisons sur la chaîne carbonée des acides gras à 18, 20 et 22 atomes de carbone était liée à la notion du caractère essentiel des acides gras. Les acides gras essentiels doivent posséder au moins deux doubles liaisons, en position 6 et 9 (à partir du groupe méthyle), de configuration Cis. C'est le cas de l'acide linoléique mais aussi de l'acide α linoléinique.

Fig. 1. ACIDES GRAS NON INDISPENSABLES ET INDISPENSABLES.



Dans CAO J. (1994). (39)

II. 1. 3 Travaux antérieurs

Dans ce paragraphe, nous rappelons quelques travaux sur les acides gras des huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*.

II. 1. 3. 1. *Balanites aegyptiaca*

L'étude des graines de *Balanites aegyptiaca*, notamment la composition en acides gras a été abordée par plusieurs auteurs, (DICKHART, 1939) [50], (MENSIER, 1957) [91], (HILDITCH et WILLIAMS, 1964) [67].

En 1963, CHANTEGREL [42] et ses collaborateurs ont approfondi cette étude de graines provenant du Sénégal. La composition en acides gras de l'huile en comparaison à celle résultant de graines originaires du Burkina Faso et à celle issue de la littérature est donnée dans le tableau II.

Tableau I : Composition en acides gras de l'huile de *Balanites aegyptiaca*

composition en AG	Echantillon analysé en Haute Volta	Echantillon provenant du Sénégal	Valeurs relevées Soudan Anglo-egyptien	dans la littérature Nigéria du Nord.
Ac Palmitique	16,4	19	-	-
Ac. stéarique	11,3	14	25,5	34
Ac. oléique	33,7	27	31,2	33
Ac. linoléique	38,6	40	43,3	33
Ac.arachidonique	-	traces	-	-

II. 1. 3. 2. *Parinari macrophylla*

En 1898, HECKEL [64] donnait pour la première fois un aperçu succinct des caractères de la graine, des tourteaux et de l'huile. En 1934, STEGER et LOON [126] ont fait l'analyse complète des graines, en particulier des acides gras dont la composition, outre l'acide palmitique, stéarique, oléique, linoléique indiquait l'existence de l'acide éléostéarique et de l'acide couépique, deux acides hautement insaturés. Les auteurs considéraient que ces deux derniers acides gras étaient des isomères compte tenu des analogies entre l'huile de *Parinari macrophylla* et celle d'*oïtica*.

Cependant, BROWN et FARMER (1935) [33] constatèrent que l'acide couépique n'était pas un isomère de l'acide α éléostéarique, mais un acide céto -

4 - octadéca -9, 11, 13 - triénoïque appelé aussi acide licanique. Ce dernier, en forte proportion est d'ailleurs signalé dans l'huile de *Parinari corymbosa* (MAURICE, BARAUD, 1968) [89]. En outre, ils montrèrent que l'acide hautement insaturé en question était bien l'acide α éléostéarique.

La détermination de la composition des acides gras a été reprise par IVANOFF (1944) [73], puis par HEINTZ, GREGOIRE et LEFORT. (1965) [66]. En 1994 MIRALLES [94] et ses collaborateurs ont comparé les acides gras de *Parinari macrophylla* à ceux du *Parinari excelsum*. Les différents résultats sont ainsi mentionnés dans le tableau III

Tableau III : Composition en acides gras de l'huile de *Parinari macrophylla*, trouvée par différents auteurs.

Acides gras %	Résultats IVANOFF (1944)	Résultats HEINTZ (1965)	Résultats STEGER et LOON (1934)	Résultats MIRALLES (1994)
Ac. linoléique	34,3	16	32	20,1
Ac. oléique	20,1	44	21	32,8
Ac. éléostéarique	28,2	23	30	31,9
Ac. linoléinique	-	1	-	-
Ac. licanique	-	4	-	-
Ac. Saturés	11,4	12	10,3	14

II. 2. Les triacylglycérols

II. 2. 1. Définition et Nomenclature

II. 2. 1. 1. Définition

Un triacylglycérol est un triester de glycérol et d'acides gras. Il est caractérisé par la nature de chacun des acides gras qui estérifie chacune des trois fonctions alcool du glycérol.

Généralement, on désigne par triacylglycérol un groupe de molécules présentant les mêmes trois groupes acyle sans spécification de leur position. Dans ce cas on parle de type de triacylglycérol.

A partir du moment où l'on peut déterminer la position des groupes acyle, les diverses molécules sont désignées par isomères ou espèces moléculaires de triacylglycérols. Dans un triacylglycérol, les acides gras estérifiant le glycérol

peuvent être identiques, différents en partie ou totalement (SEMPORE, 1991) [119].

On distingue :

- Les triacylglycérols monoacides homogènes, dans lesquels les trois acides gras sont de même nature (triacylglycérols simples). Ils ne présentent pas d'isomère, exemple : le trioléine ou trioléoylglycérol.

- Les triacylglycérols diacides, dans lesquels seuls deux acides gras sont différents. (triacylglycérols mixtes). Ils sont constitués d'isomères, selon la position des groupes acyle.

- Les triacylglycérols triacides (mixtes), dans lesquels les trois acides gras sont différents. Ils sont constitués de six isomères.

II. 2. 1. 2. Nomenclature

Par convention, un type de triacylglycérol est représenté de façon simplifiée par la suite de symboles des acides gras estérifiant le glycérol.

Ces symboles sont écrits dans un ordre choisi arbitrairement, à savoir pour les acides gras saturés, selon la longueur de chaîne croissante, sinon le degré d'insaturation croissant.

Exemple : le palmitoylstéaroyllinoléoylglycérol s'écrira :

16 : 0 18 : 0 18 : 2

Il existe d'autres conventions d'écriture concernant les espèces moléculaires de triacylglycérols.

On définit surtout des β isomères ou Sn - 2 isomères. La raison principale de cette appellation vient seulement du fait que les premiers travaux sur l'étude de la position des groupes acyle dans les triacylglycérols ont porté sur l'identification des acides gras estérifiés par l'hydroxyle secondaire de glycérol, celui situé en position centrale Sn - 2 ou β .

On distingue ainsi :

- un seul β isomère A-A-A pour un triacylglycérol monoacide ;

- deux β isomères A-A-B et A-B-A pour un triacylglycérol diacide ;

- trois β isomères A-B-C, B-A-C et A-C-B pour un triacylglycérol triacide.

Dans ce cas les groupes acyle présents sur les positions externes (α ou Sn-1 + Sn - 3) ne sont pas connus. L'écriture des triacylglycérols se fait suivant un ordre choisi arbitrairement.

Exemple : Cas des β isomères du palmitoylloléoyllinoléoylglycérol (16:0 18:1 18:2), ceux dont le radical linoléoyl est situé en position Sn-2, s'écrivent : 2 - linoléoyl - X - palmitoylloléoyl -Sn - glycérol ou tout simplement 16:0 18:2 18:1

II. 2. 2 . Rôle

Les triacylglycérols étant constitués uniquement d'acides gras, il s'en suit que l'organisme les utilise aussi comme source d'énergie. Il a été démontré que les acides gras essentiels, acide linoléique (18:2n - 6) et α linoléique (18:3n - 3) sont d'origine alimentaire et proviennent surtout des huiles végétales (tournesol, maïs, soja, arachide, colza, olive, palme ...). Ils sont distribués, après ingestion dans les triacylglycérols du tissu adipeux, d'autres réserves tissulaires et les lipides de structure (FAO, 1977) [54]

Ils constituent ainsi la forme principale de mise en réserve de l'énergie aussi bien chez les animaux que chez les végétaux. Ces réserves sont utilisées par l'industrie oléagineuse pour la fabrication d'huiles et de graisses destinées à l'alimentation humaine.

II. 2. 3 Travaux antérieurs sur les triacylglycérols

Concernant les huiles de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*, nous n'avons aucune information sur l'étude des triacylglycérols.

Néanmoins, des méthodes de détermination qualitative et quantitative utilisées pour l'étude de quelques huiles (soja, arachide, coton) sont employées pour ces huiles .

II. 2. 3. 1. Méthodes d'analyse

Dans l'étude de la structure des triacylglycérols d'un mélange (huile, graisse), la première étape est de déterminer la composition en triacylglycérols dont la nature des trois acides gras constitutifs est connue et non leur position.

Le mélange initial de triacylglycérols peut être fractionné en mélanges simples en fonction du degré d'insaturation et, de la longueur de chaîne des acides gras.

La technique utilisée est basée uniquement sur la chromatographie sur couches minces de gel de silice imprégnée de nitrate d'argent et / ou la chromatographie gaz - liquide (CGL) (BARRET et DALLAS 1962, 1963) [17], [18].

Pour les huiles et graisses comportant de nombreux acides gras saturés, la chromatographie gaz - liquide sur phase apolaire permet de fractionner le mélange triglycéridique en groupes comportant le même nombre d'atomes de

carbone (KUKSIS et LUDWIG, 1966 [86] ; BUGAUT et BEZARD, 1972) [34]. Ainsi la détermination des acides gras des groupes facilite le calcul précis de pourcentages de triacylglycérols du mélange d'origine (BEZARD 1971 [24], BEZARD et BUGAUT, 1971) [25]. Mais, quand les mélanges sont complexes, la détermination des triacylglycérols nécessite la combinaison de deux techniques de fractionnement :

- la chromatographie préparative sur couches minces de silice imprégnée de nitrate d'argent et

- la chromatographie gaz - liquide (CGL) SEMPORE (1977) [117].

Les couches minces donnent un fractionnement des triacylglycérols en classes de différentes saturations. La composition en acides gras et en triacylglycérols présentant le même nombre d'atomes de carbone de chaque classe conduit à un système d'équations permettant de calculer la composition en triacylglycérols d'un mélange.

La chromatographie liquide de partage à polarité de phase inversée permet la séparation des triacylglycérols en fonction du nombre de partition (LITCHFIELD, 1972) [88]. Ce nombre est calculé à partir de la formule $NP = NC - 2DL$ où NC représente le nombre total d'atomes de carbone des trois chaînes d'acides gras et DL le nombre total de doubles liaisons.

Par la suite, la chromatographie liquide à haute performance s'est développée de plus en plus, surtout dans le sens de l'amélioration de l'identification des triacylglycérols (QUEDRAGO et BEZARD, 1981, 1982 [102], [103]. L'introduction de colonnes préparées à partir de microparticules de silice sur lesquelles sont greffées des groupes aliphatiques octadécyl (C18), a contribué ainsi à parfaire la séparation des triacylglycérols.

Les premiers travaux se rapportant à cette technique, de chromatographie ont concerné la séparation des triacylglycérols simples à chaîne moyenne (PEI et al, 1975) [107]. Puis, d'autres chercheurs ont étendu la technique de séparation aux triacylglycérols à longue chaîne, sur colonne d'acide silicique et sur colonne en phase inversée (KARLESKIND, 1977) [79], (KARLESKIND et Col, 1978) [80], (PARRIS, 1978) [105], PLATTNER et al, 1977, 1978) [109], [110]. (Séparation des triacylglycérols de l'huile de soja).

II. 2. 3. 2. Détermination des triacylglycérols

En 1980, BEZARD et OUEDRAGO [27] ont utilisé du trioléoylglycérol marqué au $[^{14}C]$ pour tester la méthode de séparation et de collecte des fractions. Il a été montré que la radioactivité ne se retrouvait pas associée à des pics qui ne contenaient pas d'acide oléique (pas de contamination).

Néanmoins, la méthode la plus précise consiste à collecter les fractions de triacylglycérols correspondant aux pics sur le chromatogramme, à la sortie du détecteur. A chaque fraction, on ajoute une quantité connue d'un acide gras n'existant pas dans l'huile étudiée, en général un acide gras à nombre impair d'atomes de carbone (BEZARD et OUEDRAGO, 1980) [27]. L'ajout de cet acide permet de doser une quantité exacte des triacylglycérols dans le mélange.

On arrive ainsi à déterminer la composition en triacylglycérols d'une huile, directement à partir du chromatogramme, avec les détecteurs les plus couramment utilisés, tels que les réfractomètres différentiels et les détecteurs spectrophotométriques dans l'ultra-violet (U.V). Les aires des pics dépendent de la nature des molécules éluées. (SNYDER et KIRKLAND, 1979) [121].

II. 2. 3. 2. 1. Calcul théorique des acides gras

La méthode de calcul a été utilisée par BAILEY en 1951 [12]. Elle repose sur l'hypothèse que les acides gras de triacylglycérols totaux d'une huile forment un seul "pool" et sont repartis au hasard sur les trois fonctions de glycérols.

A partir de la composition en acides gras des triacylglycérols totaux de l'huile, on en déduit les différents triacylglycérols ainsi que leur quantité dans les fractions, à partir des formules suivantes :

$$TG_{aaa} = (A \times A \times A) \times 1/10000$$

$$TG_{aab} = (A \times A \times B) \times 3/10000$$

$$TG_{abc} = (A \times B \times C) \times 6/10000$$

où A, B, C représentent les pourcentages molaires des acides gras a, b, c des triacylglycérols.

II. 2. 3. 2. 2. Calcul effectué à partir des données expérimentales

La technique de chromatographie liquide à haute performance en phase inverse utilisée pour la détermination des triacylglycérols facilite aussi la séparation de ceux-ci en fonction du nombre de partition (NP) ou le nombre de carbone équivalent .

Un programme informatique donne les différents éléments, NP, NC et DL avec comme données de base les pourcentages des acides gras des triacylglycérols totaux et les poids moléculaires de ces différents acides gras.

Partant de ces éléments et en tenant compte des règles d'éluion des triacylglycérols par CLHP en phase inverse, on peut alors quantifier les types de triacylglycerols présents dans le mélange.

II. 2. 3. 2. 3. Nombre théorique de types de triacylglycérols

Dans un mélange naturel quelconque de triacylglycérols, il est possible de prévoir le nombre de triacylglycérols qui peuvent théoriquement exister.

Les indications nécessaires sont données par la nature et le nombre d'acides gras présents dans le mélange. Celles-ci rendant compte de la complexité des huiles et graisses étudiées orientent souvent utilement sur le choix des méthodes chromatographiques à utiliser. Ce choix devra aboutir à des fractions aussi simples que possible pour permettre la détermination de la composition en triacylglycérols.

DAUBERT (1949) [49] a proposé une formule donnant le nombre total de triacylglycérols qu'on peut trouver dans une huile. Quand les triacylglycérols de l'huile comportent n acides gras différents, le nombre de triacylglycérols possible est donné par la formule suivante :

$$\frac{n^3 + 3n^2 + 2n}{6}$$

Cette formule représente la somme de :

n : types de triacylglycérols monoacides (A A A)

n² - n : types de triacylglycérols diacides (A A B)

$\frac{n^3 + 3n^2 + 2n}{6}$ types de triacylglycérols triacides (A B C)

où A, B, C représentent trois acides gras différents.

III. MATERIEL ET METHODES

III. 1. Matériel

Les graines de *Balanites aegyptiaca* (Thiès) et de *Parinari macrophylla* (Casamance) proviennent du Sénégal. On rappelle que les huiles ont été extraites à l'hexane .

Pour tout le travail qui suit, les solvants utilisés sont de qualité pour analyse et nous proviennent de Merck (Darmstadt Allemagne) et SDS (Peypin - France).

III. 2. Méthodes

III . 2. 1 Analyse des acides gras

Les esters méthyliques des acides gras sont préparés selon la méthode de BANDING et DEJONG (1983) [13]. A la fraction lipidique , on ajoute du méthylate de sodium (0,5 N) obtenu par dilution d'une solution mère à 30 % (Merck - Schuchardt) dans le méthanol (1 : 9, V / V). L'opération est effectuée à température ambiante pendant 2 minutes sous agitation avec un agitateur Top. mix (Bioblock, Ill Kirch, France) (BANNON et coll. 1982) [14].

Après centrifugation pendant 3 minutes , les esters méthyliques sont analysés par CPG sur un appareil Becker - Packard (Rungis, France) modèle 417, équipé d'une colonne capillaire de verre préparée au Laboratoire, de 30 m de longueur et 0,3 mm de diamètre intérieur imprégnée de Carbowax 20M (Applied Science Labs, State college, PA, USA).

Dans le cas du *Parinari macrophylla*, l'analyse est faite à une température constante de 195°C avec un débit d'azote de 3 ml / min, sous une pression d'entrée de 0,6 bar. L'appareil est muni d'un injecteur en verre à aiguille type ROS (1965) [115] (Spiral, Dijon - France) chauffé à 225°C et d'un détecteur à ionisation de flamme à 225°C sous une pression d'hydrogène et d'air comprimé de 2 bar.

Pour l'analyse de l'huile de *Balanites aegyptiaca*, la température du four est de 170°C pendant les premières 20 minutes, puis est programmée jusqu'à 198°C à raison de 5°C / min.

Les aires sous pics sont mesurées à l'aide d'un enregistreur - Intégrateur, Delsi ENICA 21 (Delsi NERMAG - France).

L'appareil est étalonné avant usage par une solution d'esters méthyliques de composition connue. Le standard interne utilisé est l'acide heptadécanoïque (C17 : 0). Son ajout avant méthylation et en quantité connue permet de calculer la masse des esters méthyliques d'acides gras de la fraction lipidique.

III. 2. 2. Analyse des triacylglycérols

III. 2. 2. 1 Purification des triacylglycérols des huiles

La séparation des triacylglycérols contenus dans les huiles des autres constituants (phospholipides, glycérides partiels, stéroïdes et des acides gras libres) est effectuée sur une colonne d'acide silicique, selon la technique de FILLERUP-MEAD (1953) [57] et la pureté est contrôlée sur couche mince selon STAHL (1969) [125].

Fractionnement sur colonne d'acide silicique

On pèse 45g d'acide silicique MALLINCKRODT 100 Mesh qu'on introduit dans une colonne de 60 cm de hauteur et 3 cm de diamètre intérieur, au fond de laquelle on a pris soin de placer un tampon de coton de verre et une rondelle de papier surgras à la surface de l'acide silicique. On lave la colonne avec :

- 100 ml d'acétone,
- 100 ml d'éther sulfurique,
- 100 ml de pentane,

sous vide partiel de 120 mm de Hg (mercure). Ce lavage a pour but de débarrasser la colonne de toutes contaminations par des substances lipidiques et autres.

On dépose une quantité connue de lipides (environ 500 mg) dissous dans 2 ml de pentane à la surface de la colonne. Puis on élue avec les solvants suivants, de polarité croissante, après que l'échantillon ait pénétré dans l'acide silicique :

- 200 ml de pentane à 3 % d'éther sulfurique en volume
- 300 ml de pentane à 8 % d'éther sulfurique en volume
- 200 ml de pentane à 20 % d'éther sulfurique en volume
- 200 ml de pentane à 30 % d'éther sulfurique en volume
- 200 ml de méthanol.

L'éluat est recueilli par fractions de 25 ml dans des ballons de 50 ml, exceptées les fractions correspondant à l'éther sulfurique pur et au méthanol qui sont récupérées en totalité. Chaque fraction est évaporée au rotavapor, séchée à l'alcool absolu et reprise dans 0,5 ml de chloroforme pur.

Contrôle de la pureté des fractions sur couches minces

On prépare les couches minces en étalant une suspension de gel de silice dans l'eau. (Silicagel Merck) sur des plaques en verre (20 x 20 cm) à l'aide d'un étaleur de type QUICKFIT INSTRUMENT.

L'épaisseur des couches est 250 μm . Les plaques sont activées à l'étuve à 120°C pendant 1h30. Sur les plaques refroidies, on dépose une goutte de chaque fraction recueillie ainsi que des échantillons de référence pour identification.

On fait migrer pendant 35 min. avec l'éluant constitué d'un mélange d'éther de pétrole, d'éther sulfurique et d'acide acétique (70, 30, 1, V / V / V).

A la fin du développement, on révèle les tâches aux vapeurs d'iode.

Dans le milieu de migration utilisé l'ordre d'éluion des lipides est le suivant, selon les Rf décroissants :

- Esters de cholestérol,
- Triglycérides,
- Acides gras libres,
- Diglycérides,
- Monoglycérides,
- Phospholipides.

Seules les fractions correspondant au mélange pentane à 8 % d'éther-sulfurique en volume contiennent des triglycérides (triacylglycérols). Elles seules sont réunies et conservées pour l'analyse ultérieure.

III. 2. 2. 2. Chromatographie sur colonne , en phase inverse (RPLC)

Il s'agit d'une analyse par chromatographie liquide à haute performance en phase inverse (CLHP) à l'aide d'une colonne en acier inoxydable de 250 mm de longueur et 4 mm de diamètre intérieur remplie de silice greffée de radicaux octadécyl (C18).

La colonne (lichrospher 100 CH - 18) (Merck) est montée sur un appareil de marque Waters ALC : CPC 20 modèle 6000 A muni d'un réfractomètre différentiel R401 (Waters, Milford, MA, U.S.A).

Les conditions d'analyse sont celles décrites par SEMPORE et BEZARD (1986) [118] : analyse isocratique, à température ambiante (20°C) à l'aide d'une phase mobile acétone- acétonitrile (60 : 40 ; V/V) à un débit de 1 ml / min.

Dans ces conditions, à la sortie du détecteur, (Réfractomètre différentiel), les fractions sont collectées et rechromatographiées pour éliminer les pics contaminants. Chaque fraction de triacylglycérols correspond à un pic sur le chromatogramme.

III.2.2.3. Chromatographie Liquide - gaz

Les fractions ainsi isolées sont évaporées à sec sous azote. L'extrait lipidique de chaque fraction est méthylié et analysé de la même manière qu'au

paragraphe III.2.1. précédent ; Ce qui nous permet de donner la composition en acide gras de chaque fraction. Cette composition servira par la suite à la détermination des triacylglycérols ainsi que leurs proportions.

V. RESULTATS

IV. 1. Composition en acides gras

IV. 1. 1. L'huile de *Balanites aegyptiaca*

Tableau IV : Composition en acides gras totaux (AG) de l'huile de *Balanites aegyptiaca*

N° des pics Fig.2	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
AG	14:0	16:0	16:1	18:0	18:1	18:2	18:3	20:0	20:1	22:0	22:1	24:0	24:1
Pourcentage mole %	0,07	12,80	0,33	11,76	37,86	35,05	0,17	0,40	0,14	0,10	0,46	0,31	0,09

Les numéros des pics correspondent à ceux indiqués sur la figure 2.

Les résultats mentionnés sont donnés par le chromatogramme (EMAG) de la Figure 2 .

IV. 1. 2. L'huile de *Parinari macrophylla*

Tableau V: Composition en acides gras totaux(AG) de l'huile de *Parinari macrophylla*

N° des pics Fig.	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
AG	16:0	16:1	18:0	18:1	18:2	20:0	20:1	X1	α éléo	X'1	X2
Pourcentage (mole %)	5,38	0,03	6,62	35,66	20,41	0,31	0,40	0,92	21,49	0,76	8,02

Les numéros des pics correspondent à ceux indiqués sur la figure 3.

Le chromatogramme (Figure 3) donne les résultats mentionnés dans le tableau V.

Fig.2 Chromatogramme obtenu dans l'analyse par CPG sur colonne capillaire des esters méthyliques des acides gras totaux de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*. (voir conditions d'analyse dans le texte).

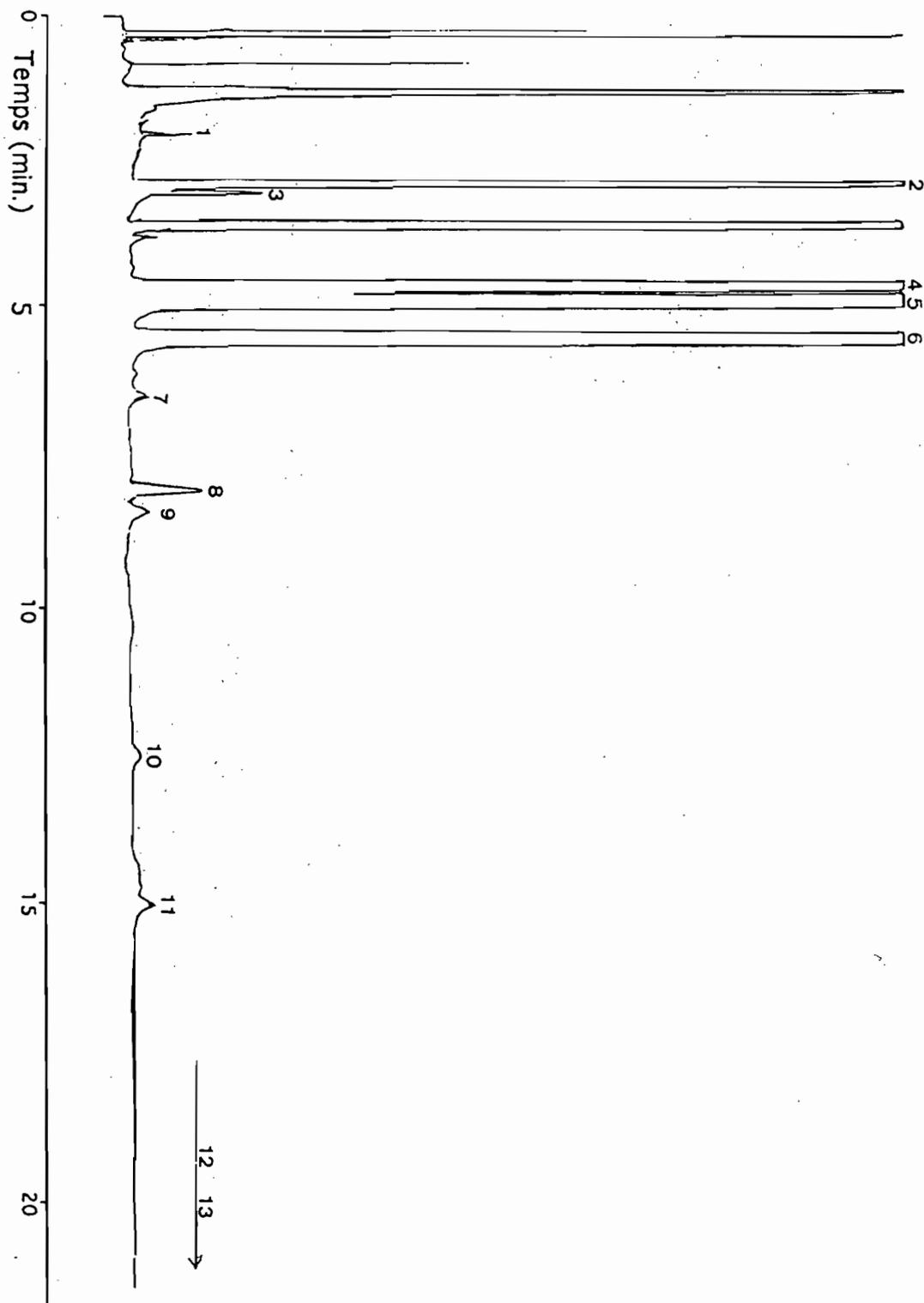
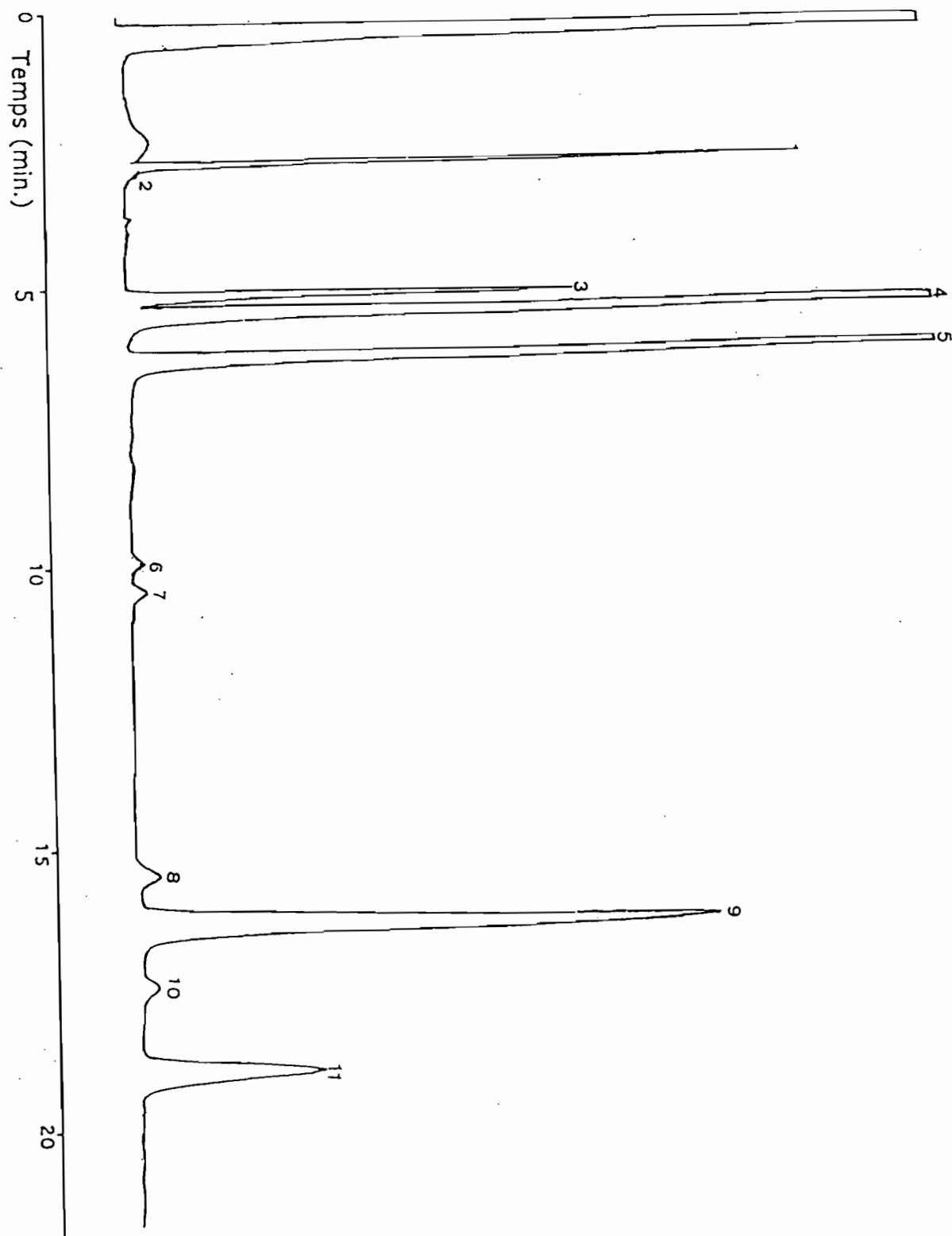


Fig. 3 Chromatogramme obtenu dans l'analyse par CPG sur colonne capillaire des esters méthyliques des acides gras totaux de l'huile de graine de *Parinari macrophylla* (voir conditions d'analyse dans le texte).



IV. 2. Composition en triacylgcérols

IV. 2. 1. L'Huile de *Balanites aegyptiaca* :

Le profil des acides gras des triacylgcérols totaux de l'huile de *Balanites aegyptiaca* est donnée par le chromatogramme (Fig. 4), les proportions des différents acides gras sont mentionnées dans le tableau VI.

Tableau VI : Composition en acides gras des triacylgcérols totaux de l'huile de *Balanites aegyptiaca*.

numéros des pics Fig.4	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
AG	14:0	16:0	16:1	18:0	18:1	18:2	18:3	20:0	20:1	22:0	22:1
Pourcentage mole %	0,07	13,83	0,31	12,67	34,56	37,96	0,06	0,32	0,08	0,02	0,10

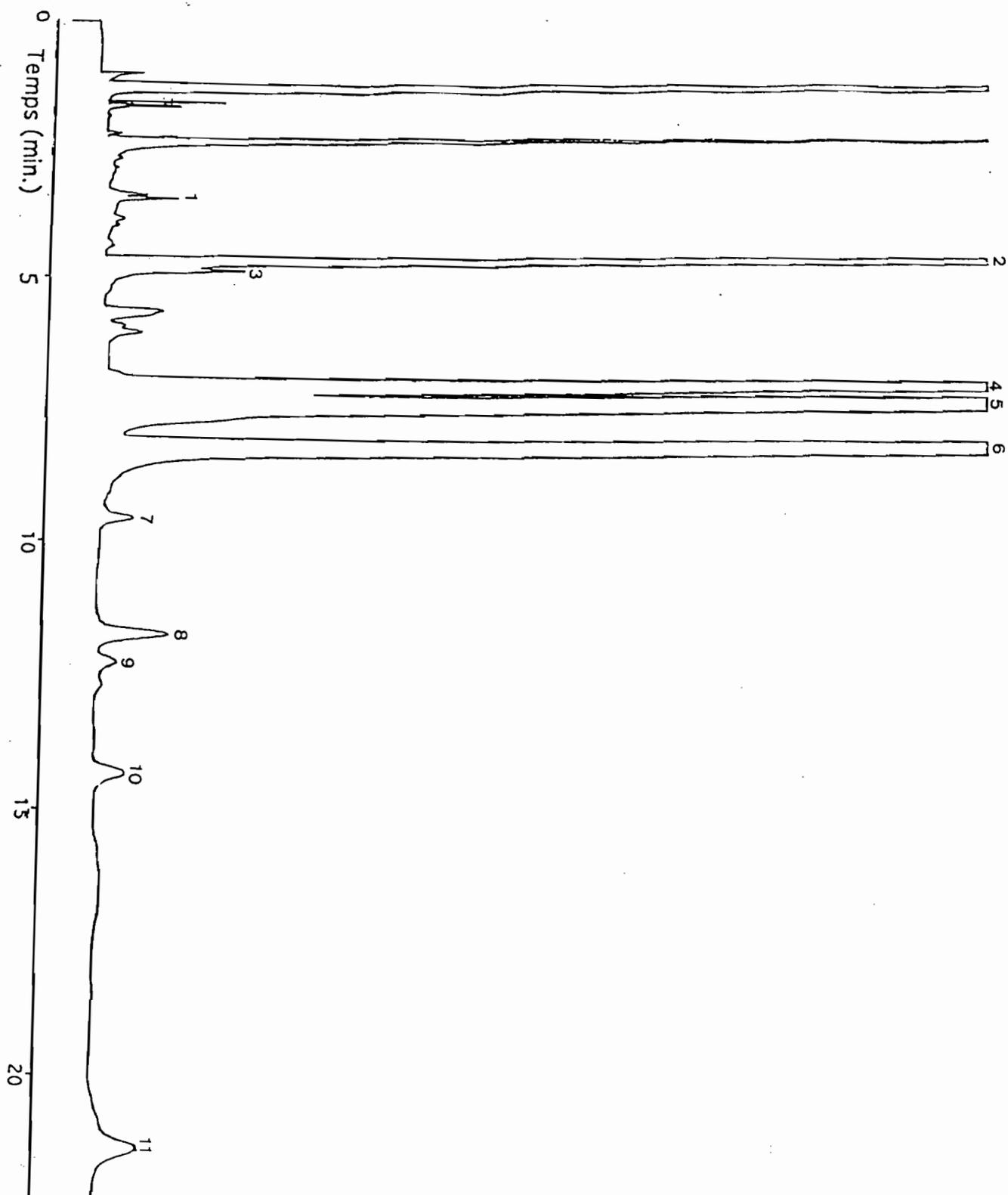
Les numéros des pics indiqués correspondent à ceux de la figure 4.

La figure 5, chromatogramme (CLHP) donne le profil des triacylgcérols séparés en 11 fractions.

IV. 2.1.1. Composition théorique en triacylgcérols des 11 fractions.

Le tableau VII indique les types de triacylgcérols des 11 fractions, ainsi que leurs pourcentages molaires par rapport à ceux des acides gras dans les triacylgcérols totaux.

Fig.4.Chromatogramme obtenu dans l'analyse par CPG sur colonne capillaire des esters méthyliques des acides gras des triacylglycérols de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca* (voir conditions d'analyse dans le texte).



5. Profil triglicéridique de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*, par RPLC : colonne (250 x 4 mm I.D.) Hibar RP18, Température 20°C, Phase mobile acétone / acétonitrile (60 / 40, V/V). Débit de 1 ml / min.

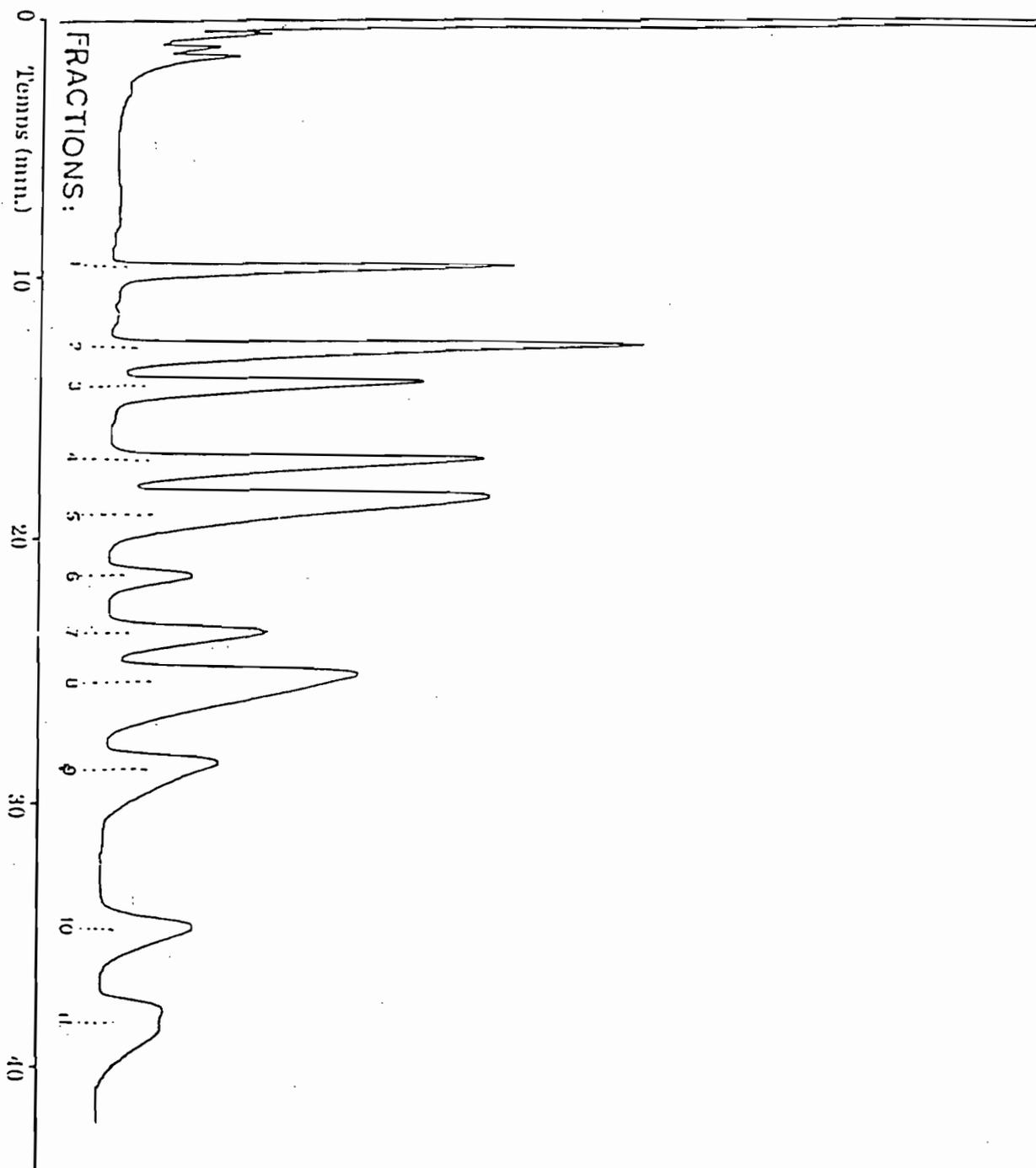


Tableau VII: Composition en triacylglycérols (selon une répartition des acides gras au hasard) dans les différentes fractions de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*, en pourcentages par rapport aux triacylglycérols totaux.

Fraction	Types de TG.	Pourcentage Molaire % dans les TG totaux
1	18 : 1 18 : 2 18 : 3	0,05
	18 : 2 18 : 2 18 : 2	5,46
2	16 : 1 18 : 1 18 : 2	0,24
	18 : 1 18 : 2 18 : 2	14,94
3	16 : 0 16 : 1 18 : 2	0,10
	16 : 0 18 : 2 18 : 2	5,98
	18 : 0 18 : 2 18 : 3	0,02
	20 : 0 18 : 3 18 : 3	trace
	18 : 1 18 : 1 18 : 3	0,02
4	18 : 0 16 : 1 18 : 2	0,09
	16 : 1 18 : 1 18 : 1	0,11
	18 : 1 18 : 1 18 : 2	13,60
5	16 : 0 18 : 1 18 : 2	0,90
	18 : 0 18 : 2 18 : 2	5,48
6	16 : 0 16 : 0 18 : 2	2,18
	16 : 0 16 : 1 18 : 1	0,09
7	18 : 1 18 : 1 18 : 1	4,13
8	16 : 0 18 : 1 18 : 1	4,95
	18 : 0 18 : 1 18 : 2	9,97
9	16 : 0 16 : 0 16 : 0	0,26
	16 : 0 16 : 0 18 : 1	1,98
	16 : 0 18 : 0 18 : 2	3,99
10	16 : 0 18 : 1 20 : 1	0,02
	18 : 0 18 : 1 18 : 1	4,54
	20 : 0 18 : 1 18 : 2	0,25
	22 : 0 16 : 1 18 : 2	trace
11	16 : 0 18 : 0 18 : 1	3,63
	18 : 0 18 : 0 18 : 2	1,83

IV.2.1.2 Composition en triacylglycérols des 11 fractions selon l'analyse expérimentale.

Tableaux VIII : Pourcentages Molaires des acides gras des différentes fractions de l'huile de *Balanites aegyptiaca*

* NC = Le nombre de carbone

** DL = le nombre de double liaison

*** NP = Le nombre de Partition (NP = NC - 2 DL)

• CLHP = chromatographie liquide à haute performance

Acides gras (Mol %)	Fractions CLHP*										
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11
16 : 0	0,77	0,26	29,31	0,61	17,78	67,38	0,91	15,25	44,85	2,96	20,6
16 : 1	1,01	0,38	0,63	0,19	0,52	0,79	0,26	0,36	0	2,12	0
18 : 0	0,49	0,08	0,44	0,42	12,54	0,39	0,53	17,08	21,43	27,02	44,18
18 : 1	1,44	32,51	2,28	64,93	23,04	1,24	96,77	46,52	9,66	60,81	19,56
18 : 2	96,15	66,77	67,06	33,85	46,12	30,19	1,53	20,78	24,07	3,78	14,96
18 : 3	0,14	-	0,12	-	-	-	-	-	-	0,98	0,65
20 : 0	-	-	0,11	-	-	-	-	-	-	0,25	-
20 : 1	-	-	0,04	-	-	-	-	-	-	0,29	-
22 : 0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,78	-
22 : 1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
*NC	53,9	53,96	52,21	53,95	52,95	49,90	53,92	53,06	51,30	53,76	52,79
** DL	5,84	4,99	4,11	3,98	3,47	1,87	3,00	2,65	1,73	2,30	1,48
*** NP	42,21	43,97	43,98	45,95	45,95	46,16	47,92	47,75	47,84	49,15	49,83
Tgs	18:2	18:1	16:0	18:1	16:0	16:0	18:1	16:0	16:0	18:0	16:0
maj.	18:2	18:2	18:2	18:1	18:1	16:0	18:1	18:1	18:2	18:1	18:1
	18:2	18:2	18:2	18:2	18:2	18:2	18:1	18:1	18:2	18:1	18:0
					18:0			18:0	16:0		18:2
					18:2			18:1	16:0		18:0
					18:2			18:2	18:1		18:0

Tableau IX: Les différents triacylgcérols des fractions de l'huile de *Balanites aegyptiaca*.

Fractions	NC	NP	Classes**	TG	Concentration % dans la fraction	concentration % dans les TG totaux	Mol %
1	54	42	123	18 : 1 18 : 2 18 : 3	0,18	0,013	6,83
	54		222	18 : 2 18 : 2 18 : 2	95,55	6,52	
2	54	44	122	18 : 1 18 : 2 18 : 2	98,08	12,75	13,00
	52		112	16 : 1 18 : 1 18 : 2	1,14	0,14	
3	56	44	033	20 : 0 18 : 3 18 : 3	0,09	0,0073	8,12
	54		023	18 : 0 18 : 2 18 : 3	0,09	0,0073	
	54		113	18 : 1 18 : 1 18 : 3	0,09	0,0073	
	52		022	16 : 0 18 : 2 18 : 2	86,04	6,98	
	50		012	16 : 0 16 : 1 18 : 2	1,89	0,15	
4	54	46	112	18 : 1 18 : 1 18 : 2	99,46	11,56	11,63
	48		111	16 : 1 18 : 1 18 : 1	0,27	0,03	
	48		012	18 : 0 16 : 1 18 : 2	0,27	0,03	
5	54	46	022	18 : 0 18 : 2 18 : 2	37,62	6,85	18,23
	52		012	16 : 0 18 : 1 18 : 2	60,82	11,08	
6	50	46	002	16 : 0 16 : 0 18 : 2	90,57	2,25	2,49
				16 : 0 16 : 1 18 : 1	2,37	0,06	
7	54	48	111	18 : 1 18 : 1 18 : 1	96,24	5,33	5,54
8	54	48	012	18 : 0 18 : 1 18 : 2	52,75	8,48	16,08
			011	16 : 0 18 : 1 18 : 1	47,25	7,59	
9	52	48	002	16 : 0 18 : 0 18 : 2	52,58	4,39	6,84
	50		001	16 : 0 16 : 0 18 : 1	28,98	1,93	
	48		000	16 : 0 16 : 0 16 : 0	19,4	0,46	
10	56	50	012	20 : 0 18 : 1 18 : 2	0,75	0,039	5,25
	56		012	22 : 0 16 : 1 18 : 2	0,87	0,045	
	54		011	16 : 0 18 : 1 20 : 1	5,34	0,28	
	54		011	18 : 0 18 : 1 18 : 1	93,04	4,88	
11		50	002	18 : 0 18 : 0 18 : 2	44,88	2,67	5,95
			001	16 : 0 18 : 0 18 : 1	55,12	3,27	

Exemple 1

La fraction 1 est composée des triacylglycérols suivants :

18 : 2 18 : 2 18 : 2

18 : 3 18 : 2 18 : 1

18 : 2 18 : 2 18 : 1

Le dernier TG 18 : 2 18 : 2 18 : 1 est sous forme de trace dans la fraction 1. Il sera pris en compte dans la fraction 2 où il est majoritaire.

En tenant compte des valeurs du tableau VIII et des considérations précédentes, à partir de 18 : 3 (0,06 %), nous obtenons un pourcentage de 0,18 % de 18 : 3 18 : 2 18 : 1. Si la fraction 1 est composée de 100 % des différents triacylglycérols, le 18 : 2 18 : 2 18 : 2 restant représente à lui seul 99,82 %. Ce résultat montre que ce triacylglycérol est majoritaire dans la fraction 1.

Cependant, si l'on considère les traces du triacylglycérol 18 : 2 18 : 2 18 : 1 dont le pourcentage molaire est de 4,32 % soit $1,44 \times 3$ (18 : 1 a un pourcentage molaire de 1,44 %), on obtient pour le TG : 18 : 2 18 : 2 18 : 2 un pourcentage de 95,5 %.

Par ailleurs, les deux TG : 18 : 2 18 : 2 18 : 2 et 18 : 3 18 : 2 18 : 1 obéissent à la règle basée sur la relation $NP = NC - 2 DL$, le nombre de partition qui est égal à 42.

Le calcul du pourcentage molaire de chaque triacylglycérol dans une fraction donnée a été effectué de la même manière. Pour la fraction 2, nous donnons l'exemple ci - après.

Exemple 2

La fraction 2 est constituée de deux triacylglycérols ; 18 : 1 18 : 2 16 : 1 et 18 : 2 18 : 2 18 : 1. Leur nombre de Partition est égal à 44.

Le triacylglycérol 18 : 2 18 : 2 16 : 0 est sous forme de contaminant, il est d'ailleurs majoritaire dans la fraction 3.

Considérant l'acide gras 16 : 1 (avec un pourcentage de 0,38 %), le TG 16 : 1 18 : 1 18 : 2 a un pourcentage de 1,14 % ($0,38 \times 3$). Dans ce cas le TG 18 : 2 18 : 2 18 : 1 aurait à lui seul un pourcentage de 98,86 %, compte tenu du contaminant 18 : 2 18 : 2 16 : 0 (0,78 %), le pourcentage du TG 18 : 2 18 : 2 18 : 2 est de 98,08 %.

Exemple 3

La fraction 8 est composée des TG 18:2 18:1 18:0 et de 18:1 18:1 16:0. Leur nombre de partition est égal à 48 (tableau IX). Les acides gras 16:0, 18:0, 18 : 1

et 18 : 2 ont respectivement dans la fraction les pourcentages molaires égaux à 15,25 %, 17,08 %, 46,52 % et 20,78 %.

En considérant d'abord l'acide gras 16 : 0 (15,15 %),
le TG 16 : 0 18 : 1 18 : 1 a un pourcentage de 45,75 % ; dans ce cas
le TG 18 : 2 18 : 1 18 : 1 a ainsi 54,25 %.

Comme indiqués dans le tableau IX.

* Les valeurs sont données par le chromatogramme (Aires des pics).

** Les trois chiffres caractérisant la classe d'insaturation correspondent au nombre de doubles liaisons ou triples liaisons des acides gras constitutifs : acides gras saturés (0), monoinsaturés (1), diinsaturés (2) triinsaturés (3).

IV. 2. 2. L'huile de *Parinari macrophylla*

La composition en acides gras des triacylglycérols totaux de l'huile est donnée dans le tableau X.

La figure 6 représente le chromatogramme des acides gras des triacylglycérols totaux de l'huile de graine de *Parinari macrophylla* : Les numéros des pics correspondent à ceux indiqués dans le tableau X.

Tableau X : Composition en acides gras des triacylglycérols totaux de l'huile de graine de *Parinari macrophylla* .

N° des pics Fig.6	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
AGS	16:0	16:1	18:0	18:1	18:2	20:0	20:1	X1	α éléo	X2
Pourcentage (mole %)	7,68	0,08	7,03	38,47	20,91	0,34	0,44	0,57	21,59	2,77

Le chromatogramme (Fig. 7) représente 21 fractions de triacylglycérols. La même méthode de calcul utilisée pour *Balanites aegyptiaca* donne les différents pourcentages théoriques des triacylglycérols dans l'huile de *Parinari macrophylla*

Le calcul de ces pourcentages a été effectué sur la base de la composition en acides gras des triacylglycérols totaux.

Le calcul expérimental des pourcentages des acides gras dans chaque fraction, ainsi que les valeurs des nombres de carbone (NC), des doubles liaisons (DL) et de nombres de Partition (N.P) sont indiquées dans le tableau XII.

IV.2.2.1. Composition théorique en triacylglycérols des 21 fractions

Le tableau XI indique les différents types de triacylglycérols présents dans chaque fraction (21 fractions).

Fig.6 Chromatogramme obtenu dans l'analyse par CPG sur colonne capillaire des esters méthyliques des acides gras des triacylglycérols de l'huile de graine de *Parinari macrophylla* (voir conditions d'analyse dans le texte).

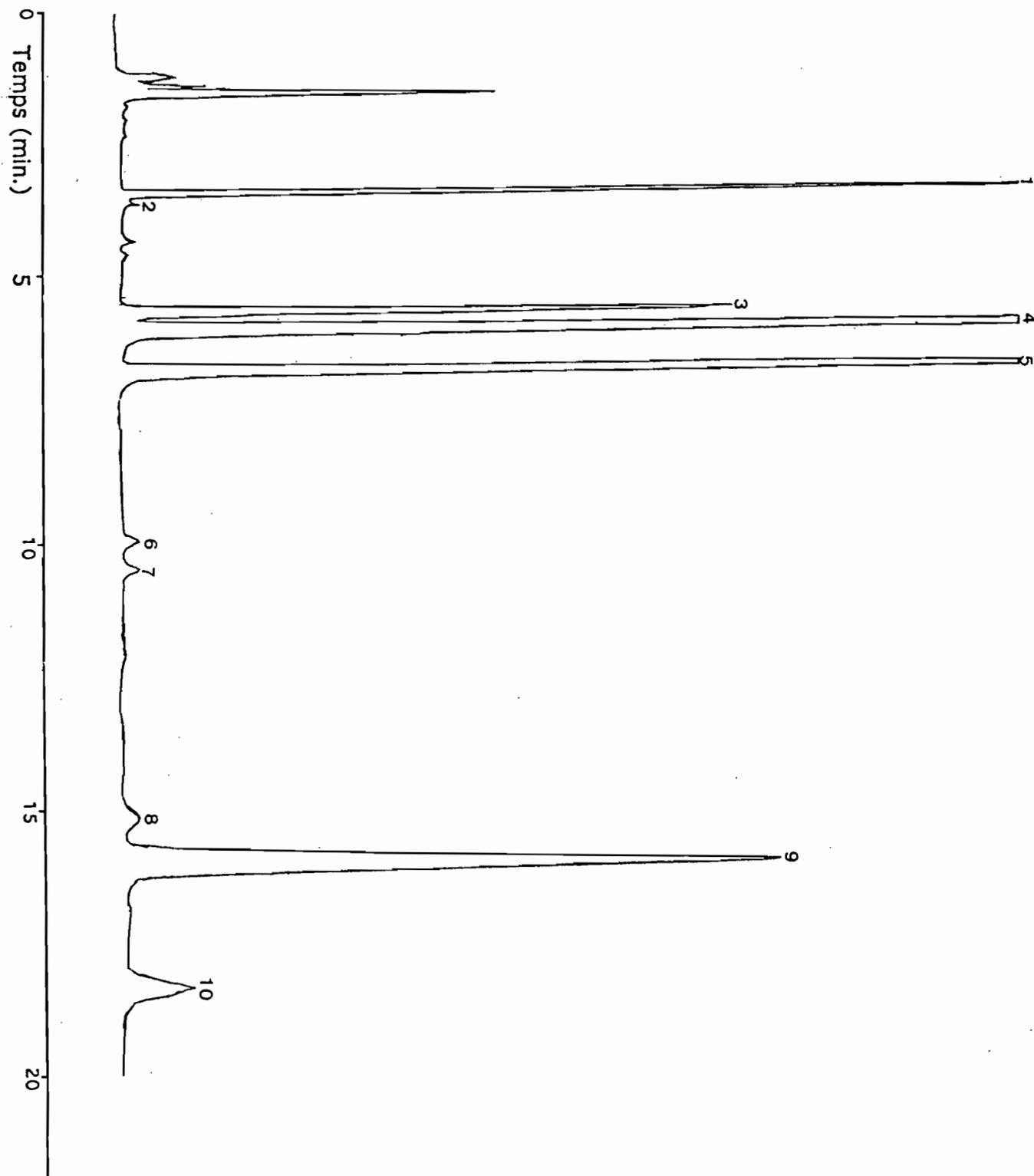


Fig. 7 Profil triglicéridique de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*, par RPLC : colonne (250 x 4 mm I.D.) Hibar RP18, Température 20°C, Phase mobile acétone / acétonitrile (60 / 40, V/V). Débit de 1 ml / min.

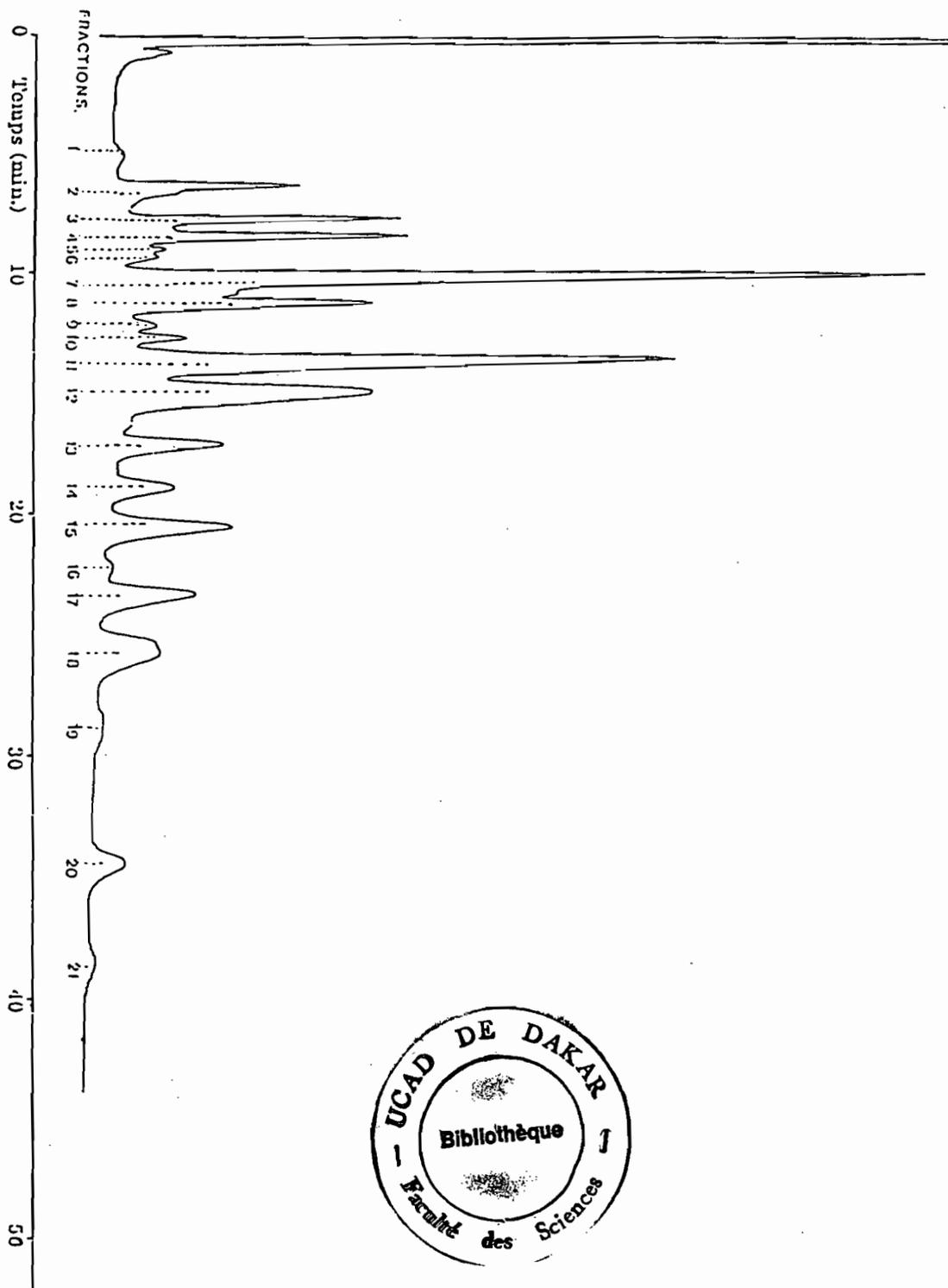


Tableau XI : Composition en triacylglycérols (selon une répartition des acides gras au hasard) dans les différentes fractions de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*

Fraction	Types de Triacylglycérols			Pourcentage Molaire % dans les TG totaux
2	16 : 1	16 : 2	α el	0,02
	18 : 2	α el	α el	2,92
	18 : 2	X ₂	X ₂	0,05
3	18 : 2	18 : 2	α el	2,83
4	18 : 2	18 : 2	X ₂	0,36
	18 : 1	X ₁	X ₁	0,004
	18 : 1	X ₂	X ₂	0,05
	18 : 1	α el	α el	5,38
5	16 : 0	α el	α el	1,07
	18 : 2	18 : 2	X ₁	0,07
6	16 : 0	α el	α el	0,98
7	16 : 1	16 : 1	α el	0,078
	18 : 1	18 : 2	X ₁	0,27
	18 : 1	18 : 2	X ₂	1,34
	18 : 1	18 : 2	α el	10,42
8	16 : 0	18 : 2	X ₁	0,05
	16 : 0	18 : 2	X ₂	0,26
	16 : 0	18 : 2	α el	2,08
	16 : 1	18 : 2	18 : 2	0,01
9	16 : 0	16 : 0	X ₁	0,01
	16 : 0	16 : 0	X ₂	0,05
	16 : 0	16 : 0	α el	0,38
	18 : 0	18 : 2	α el	1,90
10	16 : 0	16 : 1	18 : 2	0,007
	16 : 0	18 : 2	18 : 2	1,007
	18 : 1	18 : 2	18 : 2	5,05
11	16 : 1	18 : 1	18 : 2	0,04
	18 : 1	18 : 1	X ₁	0,25
	18 : 1	18 : 1	X ₂	1,23
	18 : 1	18 : 1	α el	9,58

12	16 : 2	18 : 1	α_{el}	3,83
	18 : 0	18 : 2	α_{el}	1,90
	18 : 0	18 : 2	X_2	0,24
13	18 : 0	18 : 1	X_2	1,33
	18 : 1	18 : 1	18 : 2	9,28
	20 : 1	18 : 1	α_{el}	0,22
	20 : 1	18 : 1	X_2	0,03
14	16 : 0	18 : 1	18 : 2	3,75
	18 : 0	18 : 2	18 : 2	0,92
	20 : 1	18 : 2	18 : 2	0,06
15	16 : 0	18 : 0	18 : 1	1,24
	18 : 0	16 : 1	16 : 1	$1,35 \cdot 10^{-5}$
	18 : 0	18 : 1	X_1	0,09
	18 : 0	18 : 1	X_2	0,45
	18 : 0	18 : 1	α_{el}	3,50
16	16 : 0	18 : 0	α_{el}	0,70
	16 : 0	18 : 1	18 : 1	3,41
	20 : 1	18 : 1	α_{el}	0,17
	18 : 1	20 : 1	X_1	0,006
	20 : 1	20 : 1	X_2	$1,60 \cdot 10^{-4}$
17	20 : 1	20 : 1	α_{el}	$1,25 \cdot 10^{-3}$
	16 : 0	16 : 0	16 : 0	0,04
	18 : 0	18 : 0	X_2	0,04
	18 : 0	18 : 0	α_{el}	0,32
	18 : 0	20 : 0	α_{el}	0,03
18	18 : 0	20 : 1	α_{el}	0,04
	18 : 1	18 : 1	18 : 1	5,69
19	16 : 0	18 : 0	18 : 2	0,68
	16 : 0	18 : 1	18 : 1	3,41
20	18 : 0	18 : 1	18 : 1	3,12
21	18 : 0	18 : 0	16 : 1	$1,18 \cdot 10^{-3}$
	18 : 0	18 : 0	18 : 2	0,31
	18 : 0	18 : 1	18 : 1	3,12
21	16 : 2	16 : 0	18 : 0	0,12
	16 : 0	18 : 0	18 : 1	1,25
	18 : 2	18 : 2	18 : 2	0,91

IV.2.2.2. Composition en triacylglycérols des 21 fractions selon l'analyse expérimentale

Tableau XII: Pourcentages molaires en acides gras des différentes fractions de l'huile de *Parinari macrophylla*

* NC = le nombre de carbone

** DL = le nombre de double liaison

*** NP = le nombre de Partition (NP = NC - 2DL)

CLHP = chromatographie liquide à haute performance.

Acides gras (Mol %)	Fractions CLHP										
	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	
16 : 0	1,36	0,8	0,27	15,69	33,64	2,02	31,69	13,87	2,93	1,74	
16 : 1	1,01	0,68	0,46	0	0	1,91	0,24	0	0,28	0,18	
18 : 0	0,44	0	0,1	0,62	1,73	0	0,09	6,58	3,96	0,33	
18 : 1	9,03	1	34,61	16,34	15,13	35,11	6,62	21,78	29,58	65,29	
18 : 2	38,80	69,79	7,73	20,8	13,95	37,03	35,9	45,67	57,93	5,29	
20:0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
20 : 1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,58	
X ₁	-	-	0,04	-	-	-	-	-	-	0,29	
αel	44,92	27,78	52,91	33,53	28,88	22,76	21,36	8,22	4,33	25,16	
X ₂	4,36	-	3,12	11,97	6,3	0,63	4,01	3,39	1	0,82	
*NC	53,85	53,91	53,95	53,02	51,98	53,76	52,08	53,16	53,80	53,91	
** DL	7,07	6,73	6,63	5,92	4,49	5,48	4,65	4,48	4,85	4,69	
*** NP	39,72	40,44	40,69	41,40	43	42,79	42,78	44,20	44,10	44,53	
TG ma-joritaires	18:2 αel αel	18:2 18:2 αel	18:1 αel αel	16:0 αel αel	18:0 αel αel	18:1 18:2 αel	16:0 18:2 αel	18:0 18:2 αel	18:1 18:2 18:2	18:1 18:1 18:2	18:1 18:1 αel

Tableau XII (Suite)

Acides gras (Mol %)	Fractions CLHP									
	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21
16 : 0	16,1	5,44	26,62	7,27	14,11	2,29	20,04	2,06	2,2	38,96
16 : 1	-	0,44	0,74	0,27	-	0,18	0,24	-	0,28	-
18 : 0	15,13	1,12	6,05	28,49	25,63	2,38	12,91	28,77	29,91	28,19
18 : 1	24,49	59,24	28,78	32,83	32,83	92,38	52,06	32,77	63,99	24,12
18 : 2	16,39	30,36	35,79	6,09	1,08	0,92	14,63	28,71	3,28	8,52
20 : 0	-	-	-	1,21	1	0,07	0,13	3,91	-	-
20 : 1	-	0,57	0,96	-	2,53	0,31	-	-	-	-
X1	-	-	-	0,38	2,34	-	-	-	-	-
α el	23,92	1,51	1,06	22,64	11,25	1,2	-	4	0,33	0,21
X2	3,96	1,32	-	0,82	0,12	0,29	-	-	-	-
NP	53,03	53,68	52,41	53,61	53,75	53,87	52,79	54,11	53,85	51,66
DL	4,22	3,88	3,15	3,50	2,73	2,97	2,44	3,05	2,15	1,25
PN	44,57	45,91	46,10	46,61	48,29	47,92	47,89	47,99	49,54	49,15
TG ma- joritaires	16:0	18:1	16:0	18:0	16:0	18:1	16:0	18:0	18:0	16:0
	18:1	18:1	18:1	18:1	18:1	18:1	18:1	18:1	18:1	18:0
	α el	18:2	18:2	α el	18:1	18:1	18:1	18:2	18:1	18:1

Tableau XIII : Les différents triacylgcérols des fractions de l'huile de *Parinari macrophylla*.

Fractions	NC	NP	Classes	Types de TGS	Concentration % dans la fraction	concentration % dans les TGs totaux	Mol %
2	52	40	123	16 : 1 18 : 2 α el	3,30	0,09	2,74
	54		233	18 : 2 α el α el	38,64	1,06	
	54		233	18 : 2 X2 X2	6,54	0,18	
3	54	40	223	18 : 2 18 : 2 α el	83,34	3,51	4,22
4	54	40	133	18 : 1 X ₂ X ₂	3,12	0,17	5,51
	54		133	18 : 1 α el α el	79,35	4,37	
	54		133	18 : 1 X ₁ X ₁	1,21	0,06	
	54		223	18 : 2 18 : 2 X ₂	3,12	0,17	
5	52	40	033	16 : 0 α el α el	47,07	0,30	0,64
	54		223	18 : 2 18 : 2 X ₁	3,15	0,02	
6	54	42	033	18 : 0 α el α el	5,19	0,04	0,71
7	50	42	013	16 : 0 16 : 1 α el	5,73	1,18	20,67
	54		123	18 : 1 18 : 2 X ₂	1,89	0,39	
	54		123	18 : 1 18 : 2 X ₁	1,65	0,34	
	54		123	18 : 1 18 : 2 α el	62,55	12,92	
8	52	42	022	16 : 0 18 : 2 α el	64,08	4,15	6,48
	52		023	16 : 0 18 : 2 X1	0,24	0,01	
	52		023	16 : 0 18 : 2 X2	12,03	0,77	
	52		122	16 : 1 18 : 2 18 : 2	0,72	0,04	
9	50		003	16 : 0 16 : 0 X ₂	9,66	0,09	0,93
	54		023	18 : 0 18 : 2 α el	14,99	0,13	
	54		122	18 : 1 18 : 2 18 : 2	61,02	0,56	
10	50	44	012	16 : 0 16 : 1 18 : 2	0,84	0,01	1,43
	52		022	16 : 0 18 : 2 18 : 2	7,95	0,11	
	54		122	18 : 1 18 : 2 18 : 2	78,52	1,12	
11	52	44	012	16 : 0 18 : 1 18 : 2	0,54	0,10	18,48
	52		113	18 : 1 18 : 1 X ₁	1,95	0,36	
	54		113	18 : 1 18 : 1 X ₂	2,46	0,45	
	54		113	18 : 1 18 : 1 α el	75,48	13,95	
	54						

12	52	44	013	16 : 0 18 : 1 α el	48,3	6,13	12,69
	54		023	18 : 0 18 : 2 α el	23,46	2,98	
	54		023	18 : 0 18 : 2 X_2	11,88	1,51	
13	54	46	013	18 : 0 18 : 1 X_2	2,7	0,10	3,59
	54		112	18 : 1 18 : 1 18 : 2	86,20	3,09	
	56		113	18 : 1 20 : 1 X_2	1,26	0,04	
	56		113	18 : 1 20 : 1 α el	0,45	0,02	
14	52	46	012	16 : 0 18 : 1 18 : 2	79,86	1,80	2,25
	54		022	18 : 0 18 : 2 18 : 2	10,87	0,24	
	56		122	20 : 1 18 : 2 18 : 2	3,18	0,07	
15	52	46	001	16 : 0 18 : 0 18 : 1	13,53	0,70	5,17
	50		011	18 : 0 16 : 1 16 : 1	0,40	0,20	
	54		013	18 : 0 18 : 1 α el	67,92	3,51	
	54		013	18 : 0 18 : 1 X_1	1,14	0,06	
	54		011	18 : 0 18 : 1 X_2	2,46	0,13	
16	52	48	003	16 : 0 18 : 0 α el	30,36	0,13	0,42
	52		011	16 : 0 18 : 1 18 : 1	15,96	0,07	
	56		011	20 : 0 18 : 1 18 : 1	1,5	0,006	
	58		013	20 : 0 18 : 1 α el	1,5	0,006	
	58		113	20 : 1 20 : 1 X_2	0,36	0,001	
			113	20 : 1 20 : 1 α el	3,43	0,001	
17	48	48	000	16 : 0 16 : 0 16 : 0	2,29	0,10	4,42
	54		003	18 : 0 18 : 0 X_2	0,87	0,04	
	56		003	18 : 0 20 : 0 α el	0,21	$0,92 \cdot 10^{-2}$	
	54		003	18 : 0 18 : 0 α el	2,13	0,09	
	56		013	18 : 0 20 : 1 α el	0,93	0,04	
	54		111	18 : 1 18 : 1 18 : 1	92,38	4,008	
18	52	48	002	16 : 0 18 : 0 18 : 2	20,02	0,01	5,05
	52		011	16 : 0 18 : 1 18 : 1	52,05	2,63	
19	52	48	012	18 : 0 18 : 1 18 : 2	79,95	0,72	0,91
20	54	50	001	18 : 0 18 : 0 16 : 1	0,84	0,02	2,59
			002	18 : 0 18 : 0 18 : 2	9,84	0,25	
			011	18 : 0 18 : 1 18 : 1	69,21	1,79	
21	50		000	16 : 0 16 : 0 18 : 0	0,12	$0,13 \cdot 10^{-2}$	1,093
	52		001	16 : 0 18 : 0 18 : 1	1,21	0,01	
			222	18 : 2 18 : 2 18 : 2	0,91	$0,99 \cdot 10^{-2}$	

IV.2.3. Diagrammes comparatifs de la distribution expérimentale et aléatoire

IV .2 .3 .1. Huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

A partir des tableaux VII et VIII donnant les pourcentages molaires des triacylgcérols dans les différentes fractions de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*, nous avons construit les diagrammes comparatifs.

Fig.8: La répartition expérimentale et aléatoire des triacylgcérols portant le même nombre d'atomes de carbone en fonction des fractions de 1 à 11.

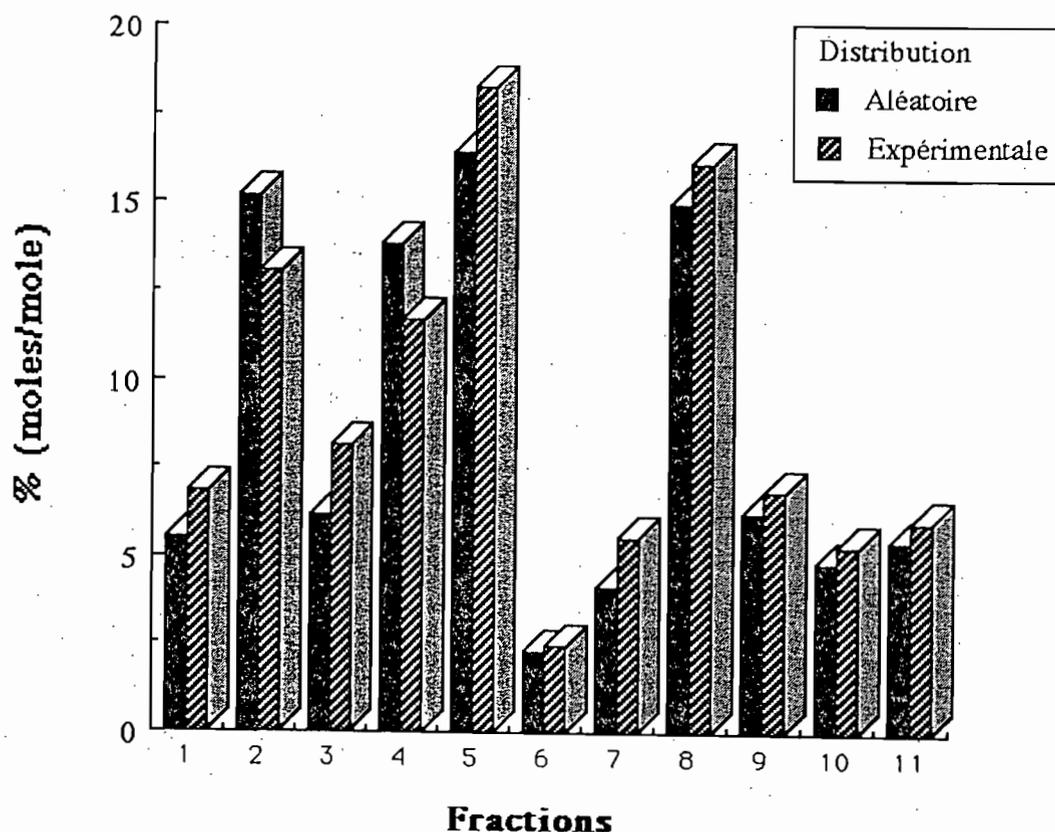
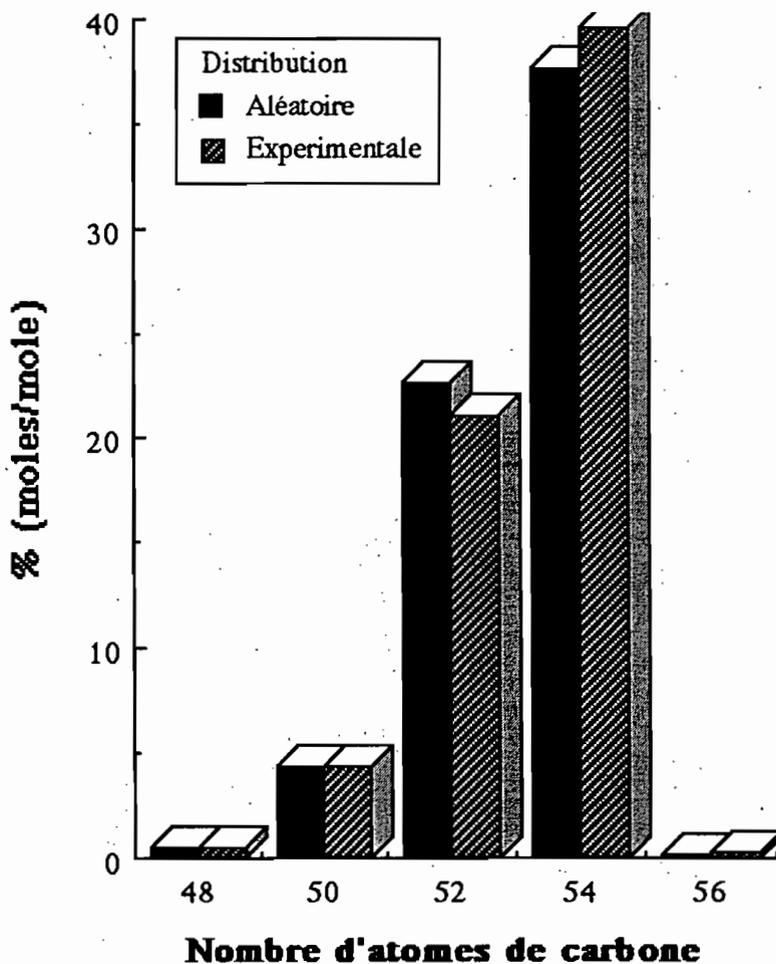


Fig.9. La répartition expérimentale et aléatoire des triacylglycérols portant le même nombre d'atomes de carbone en fonction du nombre de carbone de 48 à 56 .



IV. 2. 3. 2. Huile de graine de *Parinari macrophylla*

Nous avons de la même manière construit les deux autres diagrammes relatifs à la répartition expérimentale et aléatoire des triacylglycérols des 21 fractions de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*. Les diagrammes ont été faits sur la base des valeurs (pourcentages molaires expérimentaux et aléatoire) données dans les tableaux XI et XII.

Fig. 10 : Répartition expérimentale et aléatoire des triacylgcérols portant le même nombre d'atomes de carbone en fonction des fractions de 1 à 21.

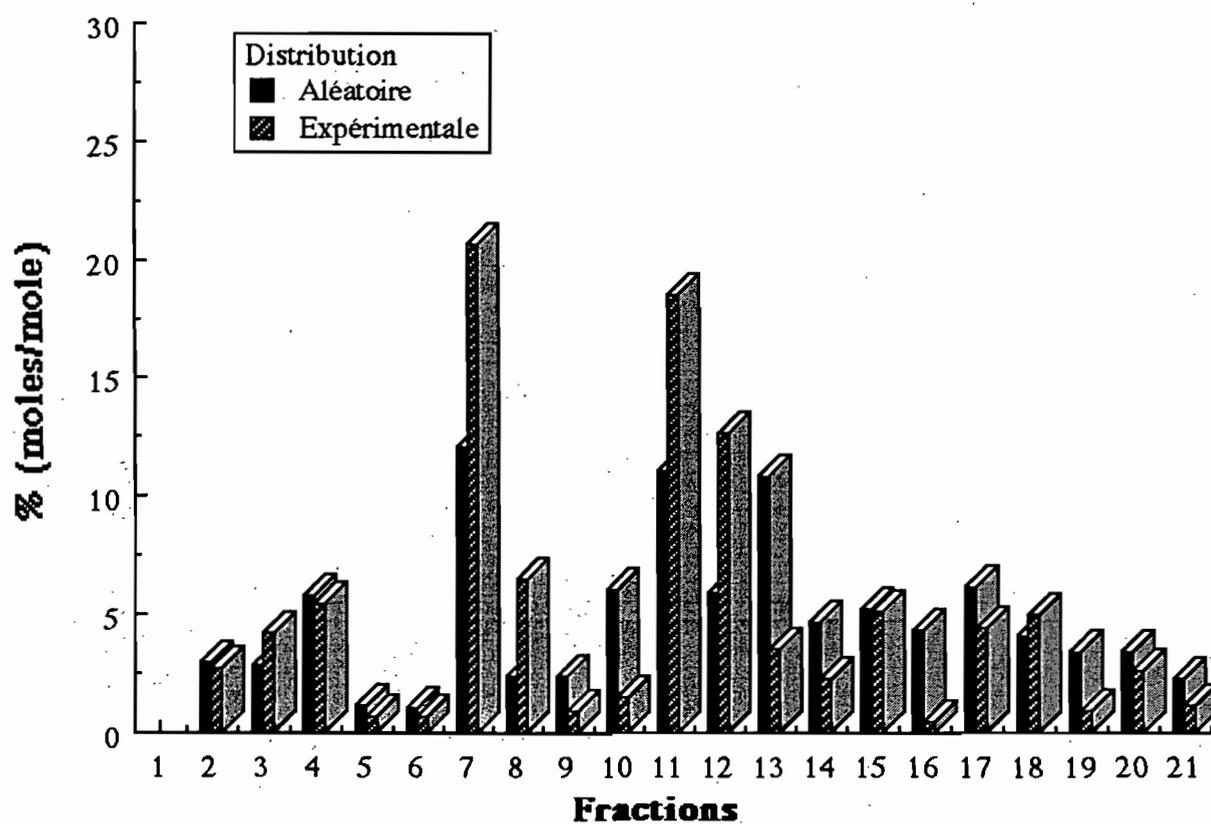
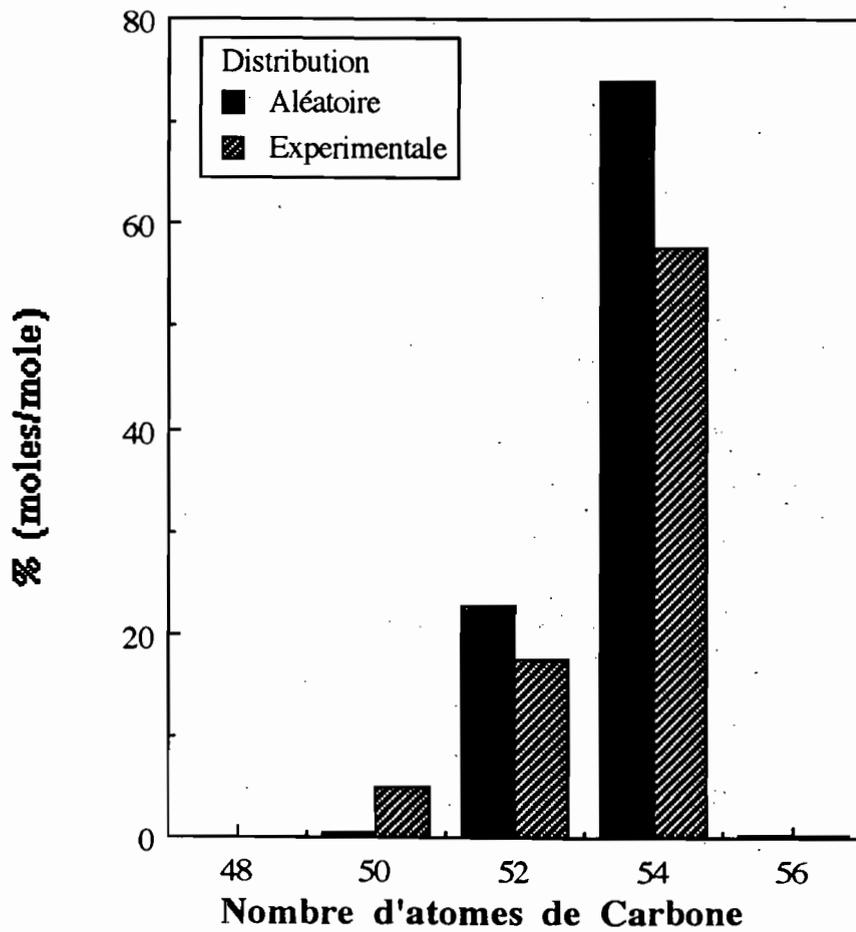


Fig.11 : Répartition expérimentale et aléatoire des triacylglycérols portant le même nombre d'atomes de carbone en fonction du nombre de carbone de 48 à 56



V. DISCUSSION

V. 1. Acides gras :

En nous référant au tableau III indiqué ci-dessous mentionnant la composition en quelques acides gras d'huiles végétales alimentaires et compte tenu de nos résultats, nous constatons que l'huile de *Balanites aegyptiaca* de par sa composition en acides gras peut être classée parmi les huiles consommables.

Tableau XIV : Teneur comparée en acides gras de certaines huiles végétales dont l'huile de *Balanites aegyptiaca*, pourcentage en poids.

Acides gras	palmitique C16 : 0	stéarique C18 : 0	oléique C18 : 1	linoléique C18 : 2
* <i>Balanites</i>	10 - 12	9 - 10	30 - 40	40 - 48
+ Graine sésame	7 - 9	4 - 5	37 - 49	35 - 47
+* Fève de soja	7 - 11	2 - 6	15 - 33	43 - 56
+Graine Arachide	6 - 9	3 - 6	53 - 71	13 - 27
Graine de coton	20 - 23	1 - 3	23 - 35	42 - 54
+Tournesol	3 - 6	1 - 3	14 - 43	44 - 75

Source : - * données tirées de l'analyse de l'huile raffinée de *Balanites aegyptiaca* (IRCI, Khartoum, Soudan) [138]

- + données tirées des normes de L'AOCs.

Les acides gras saturés de l'huile de *Balanites aegyptiaca* ont un pourcentage de 25,44 %, pourcentage comparable à celui des acides gras saturés de l'huile de coton. En outre, ce résultat représente un peu plus du quart des acides gras totaux. Il est relativement important comparé aux pourcentages d'acides gras saturés dans certaines huiles de consommation courante telles que l'huile de soja (9 - 17 %) ou l'huile d'arachide (9 - 15 %).

Néanmoins, la quantité d'acides gras insaturés reste prédominante (73,93%) avec l'acide gras essentiel, l'acide linoléique 18:2 n-6 (35,05 %). L'acide oléique 18:1 n - 9 représente 37,86 %.

Cette proportion des acides gras insaturés de l'huile est assez significative [Les qualités nutritionnelles de l'huile repose sur l'importance des acides gras essentiels qu'elle contient (GRUNDY, 1987) [61] et (KINSELLA, 1990) [84].

En analysant de la même manière l'huile de *Parinari macrophylla*, les acides gras saturés ayant seulement un pourcentage de 12,31 % représentent moins du cinquième des acides gras totaux. L'ensemble des acides gras est constitué presque d'acides gras insaturés (87,69).

Nous remarquons aussi la présence d'acides gras particuliers, X_1 , X'_1 , X_2 non identifiés et en faible proportion (0,92 % pour X_1 , 0,76 % , 0,76 % pour X'_1 et 8,02 % pour X_2) et celle de l'acide α éléostéarique représentant environ le quart des acides gras insaturés (21,49 %)

Parmi les acides gras insaturés, l'acide oléique a un pourcentage de 35,66 % et l'acide linoléique 20,41 %.

La faible teneur en acides gras saturés et le taux relativement élevé des acides gras insaturés est une des caractéristiques des huiles de graines de *Rosaceae* prunoïdées (Prune, pêche, abricot, amande).

Ainsi l'appartenance des graines de *Parinari macrophylla* à la même famille botanique que les graines de *Rosaceae* dont les huiles riches en acides oléique et linoléique et réputées pour leur utilisation en cosmétologie, laisse penser que l'huile de *Parinari macrophylla* pourrait être elle aussi employée dans ce domaine en tenant compte bien sûr de sa composition en insaponifiable. (stérols, tocophérols etc.).

Toutefois la présence d'acide α éléostéarique, en proportion importante et dont certaines propriétés biologiques peuvent être défavorables , pourrait constituer un obstacle, surtout dans le domaine alimentaire.

V. 2. Les triacylglycérols de l'huile de graine de *Balanites aegyptiaca*

11 fractions ont été trouvées pour l'huile de *Balanites aegyptiaca* dont les triacylglycérols ont été, en grande partie identifiés à partir de la composition en acides gras et des autres considérations basées sur le nombre de partition (NP), le nombre de carbone (NC), le nombre de doubles liaisons (DL).

Les pourcentages théoriques obtenus par la méthode utilisée par Bailey (1951), les plus importants concernent les triacylglycérols

18 : 1 18 : 2 18 : 2, oléoyldilinoiléoylglycérol (14,97 %) de la fraction 2,

18 : 1 18 : 1 18 : 2, dioléoyllinoiléoylglycérol (13,63 %) de la fraction 4,

16 : 0 18 : 1 18 : 2, palmitoyloléoyllinoiléoylglycérol (10,90 %) de la fraction 5, et

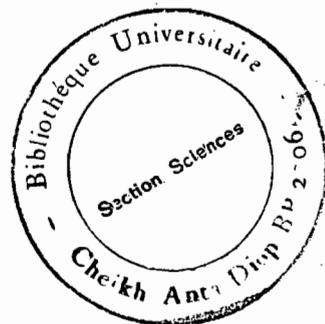
18 : 0 18 : 1 18 : 2, stéaroyloléoyllinoléoyglycérol (9,98 %) de la fraction 8. Nous remarquons aussi le palmitoyldilinoléoyglycérol 16 : 0 18 : 2 18 : 2 (5,99 %) (fraction 3) et le trilinoléoyglycérol 18 : 2 18 : 2 18 : 2 (5,48 %) (fraction 1).

Les résultats expérimentaux montrent que les triacylglycérols les plus importants sont encore les mêmes suscités, le 18 : 1 18 : 2 18 : 2 (98,08 %) (fraction 2), le 18 : 1 18 : 1 18 : 2 (99,46 %) (fraction 4), le 16 : 0 18 : 2 18 : 2 (86,04 %) (fraction 3), le 18 : 2 18 : 2 18 : 2 (95,55 %) (fraction 1).

En plus, si nous considérons l'ordre d'élution des différentes fractions (tableau VIII), nous remarquons que l'élution se fait généralement selon le degré d'insaturation décroissant :

Les fractions 1 et 2 sont ainsi composées de triacylglycérols très insaturés.

Fraction 1	(123)	18 : 1	18 : 2	18 : 3
	(222)	18 : 2	18 : 2	18 : 2
Fraction 2	(122)	18 : 1	18 : 2	18 : 2
	(112)	16 : 1	18 : 1	18 : 2
Fraction 3	(033)	20 : 0	18 : 3	18 : 3
	(023)	18 : 0	18 : 2	18 : 3
	(113)	18 : 1	18 : 1	18 : 3
	(022)	16 : 0	18 : 2	18 : 2
	(012)	16 : 0	16 : 1	18 : 2



Dans la fraction 9, la décroissance du degré d'insaturation est plus marquée.

Fraction 9	(002)	16 : 0	18 : 0	18 : 2
	(001)	16 : 0	16 : 0	18 : 1
	(000)	16 : 0	16 : 0	16 : 0

Dans la dernière fraction 11, on obtient aussi :

(002)	18 : 0	18 : 0	18 : 2
(001)	16 : 0	18 : 0	18 : 1

Les trois chiffres caractérisent la classe d'insaturation correspondant au nombre de doubles liaisons des acides gras constitutifs : acide gras saturé (0), monoinsaturé (1), diinsaturé (2).

Par ailleurs, nous notons que les fractions les plus importantes (1, 2, 3, 5, 7, 8) contiennent les acides gras en proportion élevée : 18 : 0 (12,67 %), 18 : 1 (34,56 %) et 18 : 1 (37,96 %) (tableau IV).

Si nous nous reportons aux diagrammes de la répartition expérimentale et aléatoire des triacylglycérols représentés par les figures 8 et 9, nous remarquons un faible écart entre les deux valeurs (fig. 8) d'une part, et d'autre part les fractions les plus importantes sont encore les fractions 1, 2, 3, 4, 5, 8, et 9., mais les fractions 5 et 8 prédominent.

Sur la figure 9, (le nombre de carbone en fonction des pourcentages molaires), les triacylglycérols ayant 54 atomes de carbone donnent une distribution plus significative aussi bien expérimentale qu'aléatoire. Viennent en deuxième position les triacylglycérols ayant un nombre de carbone égal à 52, et en troisième position, ce sont les triacylglycérols à 50 atomes de carbone.

Les triacylglycérols dont le nombre de carbone est 48 sont moins importants. Ceux ayant un nombre de carbone égal à 56 le sont encore plus importants. De 48 à 54 atomes de carbone, les pourcentages des triacylglycérols augmentent rapidement, alors que pour 56 atomes de carbone, les pourcentages sont presque nuls. Néanmoins, les distributions expérimentales et aléatoires sont uniformes, il n'y a presque pas d'écart entre les valeurs.

V. 3. Les triacylglycérols de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*

Dans les mêmes conditions d'analyse, nous avons collecté 21 fractions à partir de l'huile de graine de *Parinari macrophylla*.

Dans les différentes fractions, nous sommes en présence de triacylglycérols composés d'acides gras particuliers comme l'acide α éléostéarique et d'autres acides gras non identifiés, X_1 et X_2 (dans les 17 premières fractions).

Dans les dernières fractions (18, 19, 20 et 21), nous constatons des triacylglycérols ne contenant pas d'acides gras particuliers signalés mais formés, des acides gras 16 : 0, 18 : 0, 18 : 1 et 18 : 2.

D'après le calcul théorique, les fractions les plus significatives sont : les fractions 7, 17, 10 et 4 où les TGs majoritaires sont respectivement 18 : 1 18 : 2 α él (9,58 %) 18 : 1 18 : 1 18 : 1 (5,69 %), 18 : 1 18 : 2 18 : 2, (5,05 %) et 18 : 1 α él α él (5,38 %).

Dans les tableaux XIII, nous donnons les résultats expérimentaux des triacylglycérols des 21 fractions. Dans la fraction 7, le triacylglycérol 18 : 1 18 : 2 α él prédomine avec 62,55 % ; dans la fraction 11, le triacylglycérol 18 : 1 18 : 1 α él est présent avec 75,48 %. Le triacylglycérol le plus important dans la fraction 17 est le trioléoylglycérol 18 : 1 18 : 1 18 : 1 (92,38 %). Le 18 : 1 18 : 2 18 : 2 (78,52 %) est majoritaire dans la fraction 10, alors que dans la fraction 4, le 18 : 1 α él α él (79,35 %) est plus abondant.

En comparant les résultats expérimentaux et théoriques nous remarquons qu'il n'y a pas de disparité entre les différentes valeurs.

La présence des triacylglycérols composés de l'acide α éléostéarique en forte proportion dans l'huile de *Parinari macrophylla*, montre la spécificité de la composition des triacylglycérols.

Mis à part cet acide gras particulier, dans les fractions 2, 4, 5, 7, 8, 9, 11, 12, 15, 16, 17, les triacylglycérols composés des acides gras X_1 et X_2 (inconnus) sont aussi présents, même en faible proportion. Parmi ceux-ci, le triacylglycérol qui a le pourcentage le plus important est le X_2 18 : 2 18 : 0 (1,51 %, concentration dans les TGs totaux).

L'ordre d'éluion des fractions (tableau XIII) se fait aussi selon le degré d'insaturation décroissant. Les premières fractions (2, 3, 4) sont relativement très insaturées.

Fraction 2	(233)	18 : 2	X_2	X_2
	(233)	18 : 2	α él	α él
	(123)	16 : 1	18 : 2	α é
Fraction 3 :	(223)	18 : 2	18 : 2	α él
Fraction 4 :	(223)	18 : 2	18 : 2	X_2
	(133)	18 : 1	α él	α él
	(133)	18 : 1	X_1	X_1
	(133)	18 : 1	X_2	X_2

A partir de la fraction 5, le degré d'insaturation diminue jusqu'à la fraction 9.

Fraction 9	(003)	16 : 0 16 : 0	X_1
	(023)	18 : 0 18 : 2	α él.

Mais, dans la fraction 11, nous notons une insaturation complète :

Fraction 11	(112)	16 : 1	18 : 1	18 : 2
	(113)	18 : 1	18 : 1	X_1 (X_2 , α él)

A partir de la fraction 12, la décroissance reprend :

Fraction 18	(011)	16 : 0	18 : 1	18 : 1
	(002)	16 : 0	18 : 0	18 : 2
Fraction 19	(012)	18 : 0	18 : 1	18 : 2
Fraction 20	(011)	18 : 0	18 : 1	18 : 1
	(002)	18 : 0	18 : 0	18 : 2
	(001)	18 : 0	18 : 0	16 : 1
Fraction 21	(222)	18 : 2	18 : 2	18 : 2
	(001)	16 : 0	18 : 0	18 : 1
	(000)	16 : 0	16 : 0	18 : 0

La figure 10 montre bien que les fractions les plus importantes sont les fractions 7 et 11 comme déjà constaté. En plus, pour ces dernières fractions ainsi que pour les fractions 8, 10, 12, 13, 14, 16, 19, nous remarquons un grand écart entre les valeurs théoriques et expérimentales :

Fraction 7 (20,67 % exp et 12,1 % théorique).

Fraction 11 (18,48 % exp et 11,1 % théorique).

Le profil de la figure 11 est le même que celui du *Balanites aegyptiaca* (Fig. 9), le pourcentage des triacylglycérols ayant 48 atomes de carbone est presque nul ainsi que celui des triacylglycérols ayant 56 atomes de carbone. La valeur expérimentale de la distribution des triacylglycérols à 50 atomes de carbone est de loin plus importante que la valeur aléatoire. Les triacylglycérols ayant un nombre de carbone égal à 52 sont aussi importants (17,56 % exp et 22,78 % th) avec un faible écart entre les valeurs théoriques et expérimentales (5,22 %). Les triacylglycérols (54 atomes de carbone) sont de loin plus significatifs (57,68 % (exp) et 73,86 % (théo)) mais l'écart entre les valeurs est encore beaucoup plus important que dans le cas des triacylglycérols à 52 carbone (16,23 %).

VI. CONCLUSION

Les résultats de cette étude montrent que l'huile de *Balanites aegyptiaca* est une huile classique dont les compositions en acides gras et en triacylglycérols se rapprochent de celles des huiles alimentaires à usage courant. Par contre, l'huile de *Parinari macrophylla* est complexe, en plus de l'acide gras α éléostérique (21 %) elle renferme d'autres acides gras atypiques X₁, X'₁ et X₂ indéterminés.

L'huile de *Parinari macrophylla* nécessite ainsi l'emploi d'autres techniques d'analyse pour compléter l'étude des triacylglycérols.

Chapitre III

IDENTIFICATION DES ACIDES GRAS DE L'HUILE DE *PARINARI MACROPHYLLA* PAR COUPLAGE C. P. G / S.M

I. INTRODUCTION.

La spectrométrie de masse couplée à la chromatographie liquide - gaz est une autre technique d'analyse choisie pour compléter l'étude des acides gras et éventuellement des triacylglycérols de l'huile de *Parinari macrophylla* au chapitre précédent. Par cette méthode, nous tentons de déterminer les structures des acides gras inconnus, X_1 , X'_1 et X_2 d'une part, et d'autre part de comparer les résultats obtenus avec ceux de la chromatographie liquide - gaz déjà trouvés.

II. PRINCIPE DE LA TECHNIQUE DE COUPLAGE CPG / MASSE

La technique de chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse est bien connue de nos jours et est largement utilisée dans la détermination de la composition en substances organiques des extraits naturels. En particulier, cette technique sert dans l'étude des huiles (composantes d'huiles essentielles, mélange, d'acides gras).

L'étude des acides gras par cette méthode nécessite leur transformation préalable en esters méthyliques d'acides gras (E.M.A.G). et / ou en N - acylpyrrolidides (pyrrolidides).

La chromatographie des E. M. A. G. ou des Pyrrolidides permet de déterminer la longueur de chaîne équivalente (L.C. E) en fonction de la colonne utilisée et du temps de rétention : il y a lieu de signaler que dans les mêmes conditions, le temps de rétention d'un pyrrolidide est plus important que le temps de rétention de l'E.M.A.G correspondant.

La spectrométrie de masse des pyrrolidides a fait l'objet d'une mise au point par ANDERSSON (1978) [7]. Elle conduit à une fragmentation selon un réarrangement de l'hydrogène en γ du groupement carbonyle de Mc Lafferty. Elle permet de localiser l'insaturation et la ramification, par le nombre d'unités de masse atomique (u.m.a) séparant les différents pics des fragments.

Un saut de 14. u. m. a. entre deux fragments voisins indique une saturation, alors qu'un saut de 12 u. m. a. ou de 10 u. m. a signale la présence d'une double liaison ou d'une triple liaison, respectivement (ANDERSON, 1978.) [7]

La présence d'un atome d'hydrogène en γ (position 4) correspond à celle du pic de base m/Z : 113. (voir schéma I).

III. MATERIEL ET METHODES :

L'analyse des spectres de masse a été effectuée au Laboratoire de Chimie Marine à l'Université de NANTES.

III. 1. Préparation des pyrrolidides

Aux esters méthyliques d'acides gras (EMAG : 28,4 mg) , on ajoute 3 ml de pyrrolidine, 0,3 ml d'acide acétique et on porte au reflux pendant 2h. La récupération se fait à l'hexane, puis on lave avec une solution diluée de HCl (5 %) et à l'eau, plusieurs fois. Après séchage par $MgSO_4$ de la solution organique, le produit est prêt pour analyse.

III. 2. Conditions d'analyse

II. 2. 1. Pyrrolidides des acides gras totaux

L'analyse a été réalisée dans les conditions suivantes :

- Chromatographie CPG

Chromatographe Hewlett-Packard HP - 5890, gaz vecteur hélium (0,5 bar, split 1/30).

Colonne non polaire HP - 1 (méthylsilicone), 30 m x 0,25 mm d. i. épaisseur de la phase 0,25 μm .

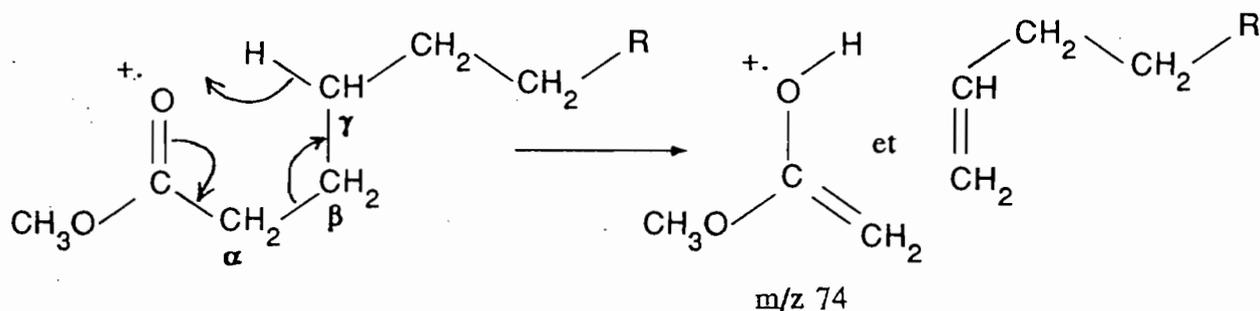
Température du Four.

130°C pendant les 4 premières minutes, puis programmée à 300°C à raison de 5°C / min.

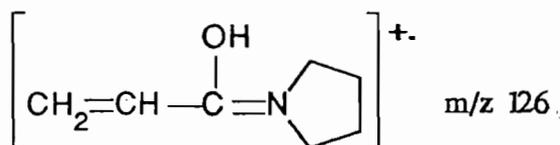
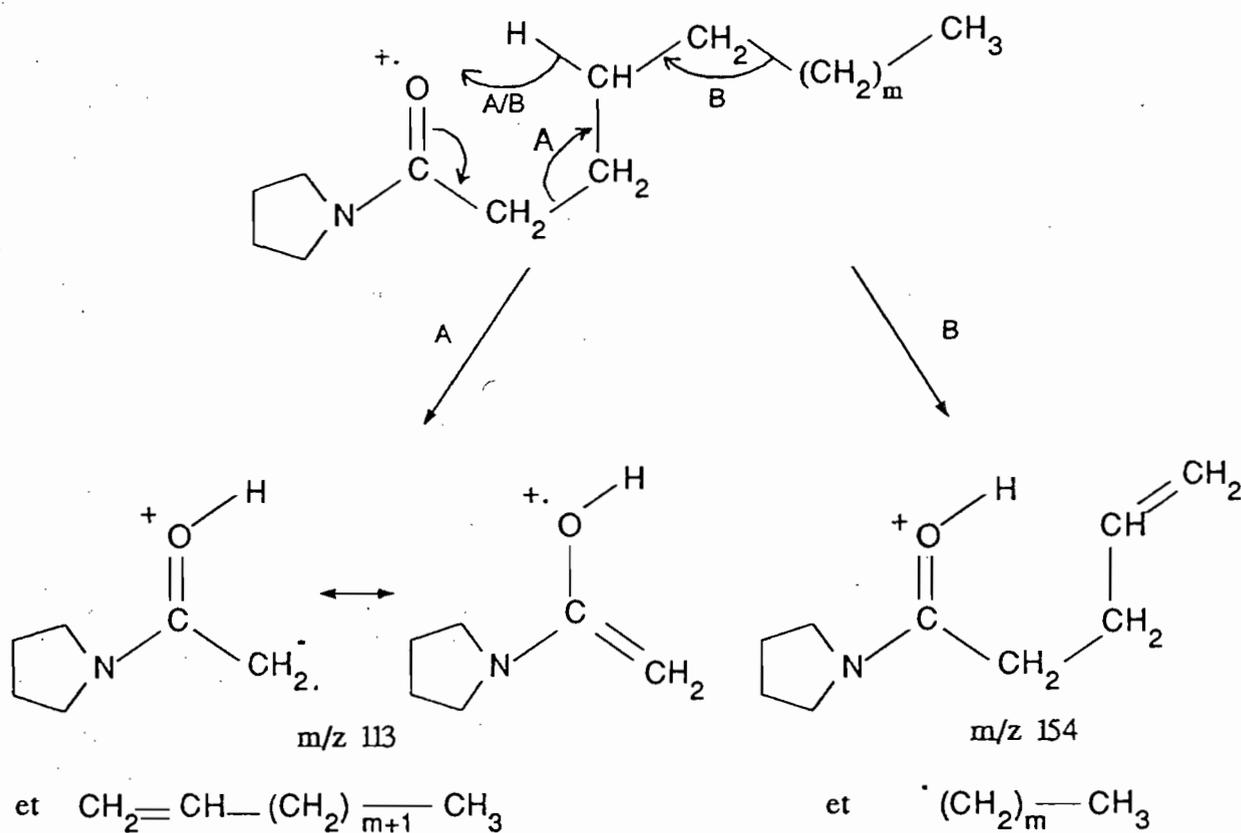
SCHEMA. I REARRANGEMENT DE MAC LAFFERTY

POUR LES ESTERS METHYLIQUES ET LES PYRROLIDIDES D'ACIDES GRAS.

* Mécanisme général (esters méthyliques).



* Fragmentations des pyrrolidides (d'après ANDERSSON, 1978).



- Spectrométrie de masse

Le chromatographe H.P. 5890 est couplé à un spectromètre de masse H.P. 5989 - A (impact électronique, 70 eV), équipé d'un intégrateur H.P. - 9000 / 34,5.

Source d'ions à 220°C

III.. 2. 2. Pyrrolidides et E. M. A. G. des acides gras des triacylglycérols

La température du four est fixée à 190°C pendant 2 '10", puis programmée jusqu'à 280°C à raison de 3°C/min.

Un décalage des temps de rétention est observé ; le pyrrolidide sort de la colonne environ 10 à 12 mn dans ces conditions après l'ester méthylique correspondant..

IV. RESULTATS ET DISCUSSION

La spectroscopie de masse couplée à la chromatographie liquide - gaz (CPG/SM), nous a permis d'identifier plus d'acides gras que lors de l'analyse (CPG) du précédent chapitre (Tableau I, obtenu à partir du diagramme, fig. 2). Le profil chromatographique des acides gras est représenté par la fig. 1.

IV.1. Les acides gras

IV.1. 1. Les acides gras saturés

En plus des acides gras saturés à longues chaînes, 16 : 0, 18 : 0, 20 : 0, 22 : 0 et 24 : 0 déjà signalés précédemment, l'analyse du chromatogramme et des spectres de masse des pyrrolidides fait apparaître l'acide myristique (14 : 0) et deux autres acides gras saturés à courtes chaînes, l'acide octanoïque (8 : 0) et l'acide nonanoïque (9 : 0), non observés auparavant dans l'huile de *Parinari macrophylla*. Ces acides gras, y sont cependant à l'état de traces, ce qui pourrait justifier leur non observation à partir des méthodes précédentes utilisées.

Fig. 1

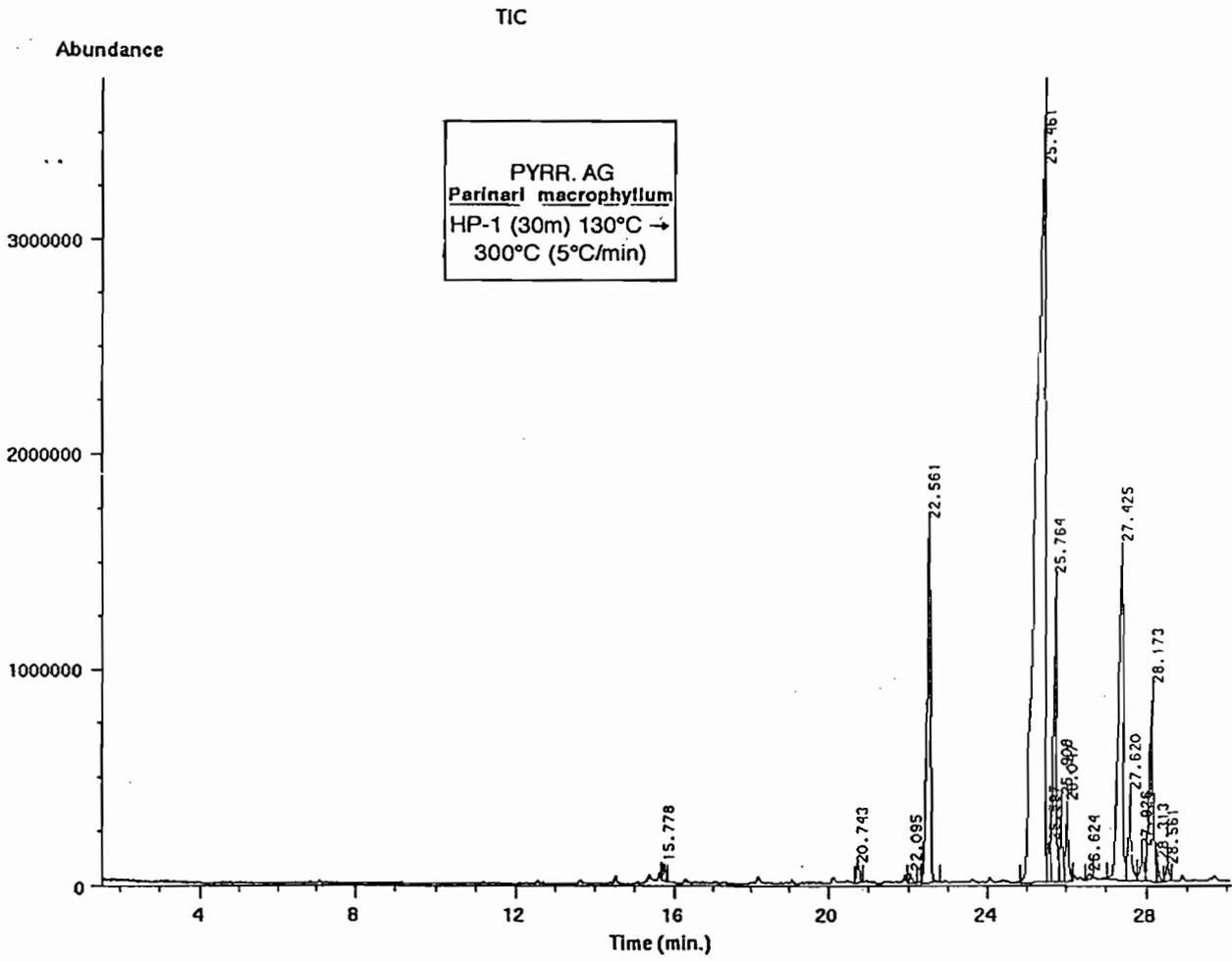


Fig. 2

TR = f(LCE) des pyrrolidides d'AGs totaux de
 l'huile de Parinari macrophylla

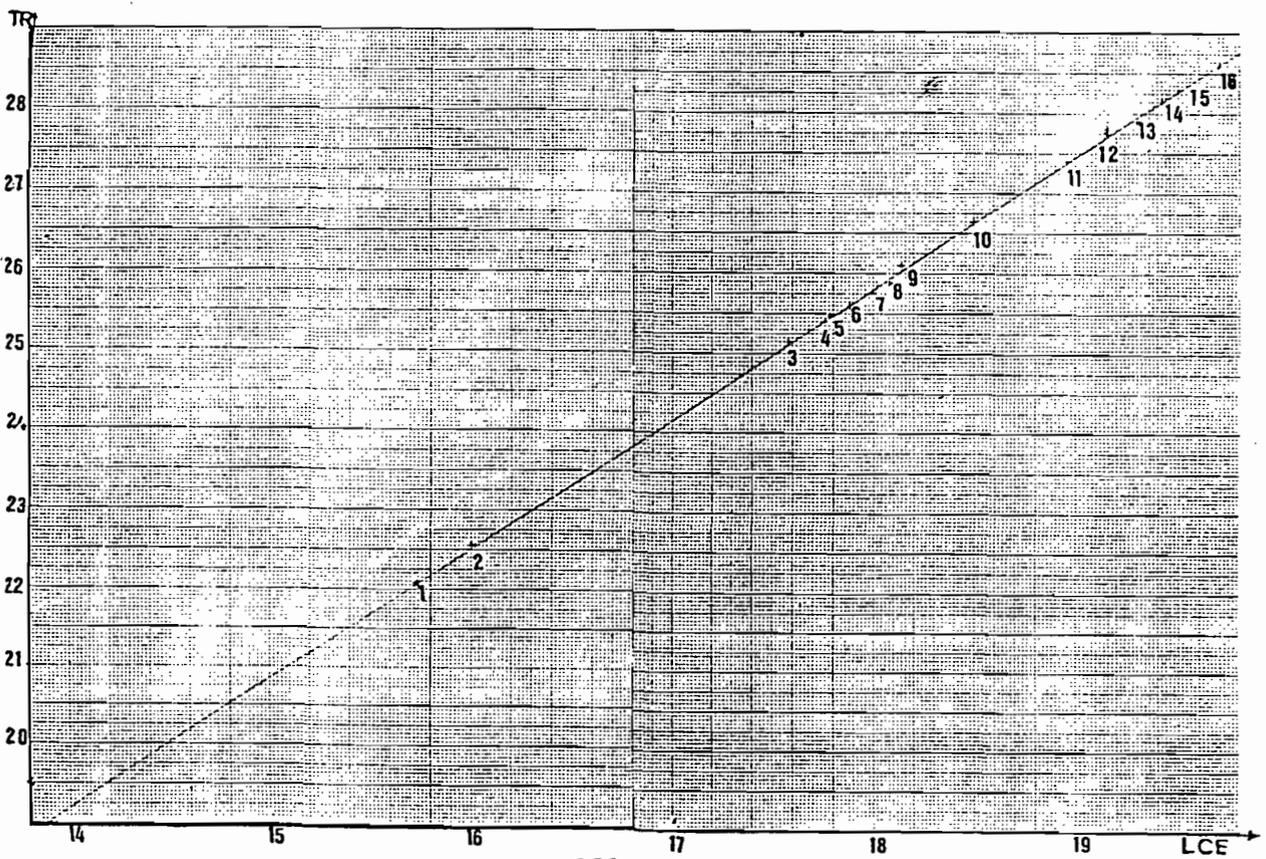


Tableau I : Les différents acides gras identifiés par couplage GPG / S.M dans l'huile de *Parinari macrophylla*

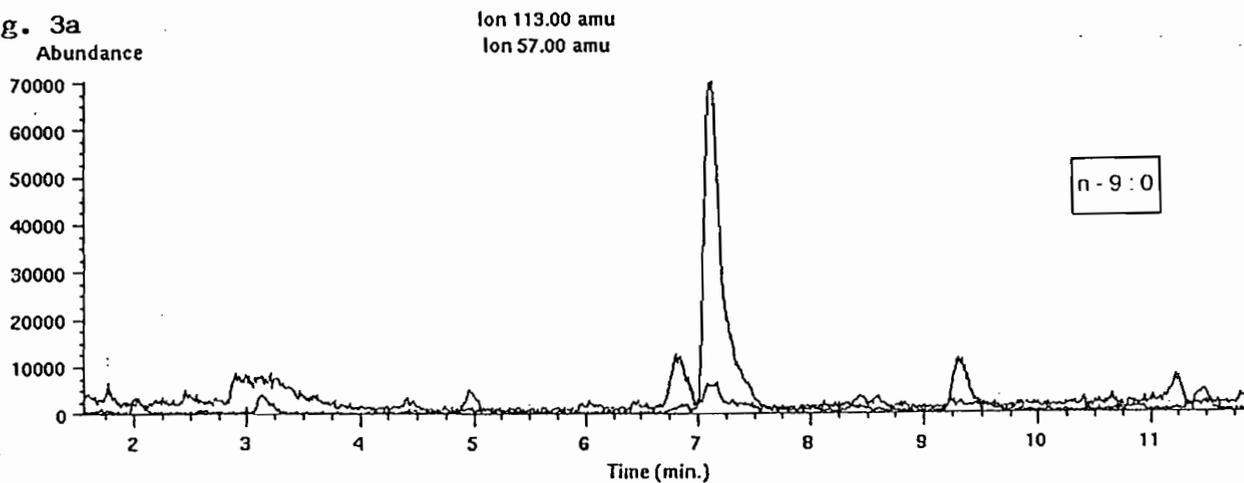
PYRRO - ACIDES GRAS			T. R. M	L C E HP1
N°	Abréviation	Noms chimiques		
-	8 : 0	octanoïque	7,137	-
-	9 : 0	nonanoïque	9,341	-
-	14 : 0	myristique	19,235	-
1	16 : 1	acide palmitoléique	22,090	15,66
2	16 : 0	palmitique	22,560	16,00
3	9,13 - 18 : 2	octadéca-9,13-diénoïque	25,132	17,58
4	9 - 18 : 1	Octadéca - 9 - énoïque	25,438	17,76
5	11 - 18 : 1	Octadéca - 11 - énoïque	25,493	17,78
6	18 : 4	?	25,593	17,88
7	18 : 0	stéarique	25,741	18,00
8	9,12 18 : 2	octadéca-9,12- diénoïque	25,926	18,06
9	9,11 - 18 : 2	octadéca-9,11- diénoïque	26,058	18,14
10	9,11,13- 18 : 3	octadéca-9,11,13- triénoïque	27,384	18,96
11	18 : 3	isomère	27,623	19,18
12	18 : 3	isomère	27,931	19,28
13	18 : 3	isomère	28,152	19,41
14	20 : 0	arachidique	28,310	19,50
15	22 : 0	béhénique	30,827	19,72
16	24 : 0	lignocérique	31,905	-

Exemples de spectres de masse

Les figures 3a et 3b représentent respectivement les spectres de masse des pyrrolidides des acides gras 8 : 0 et 9 : 0 (voir page suivante). Les pics (9 : 0) sortent à $m/Z = 211 (M^+)$; 196, 182, 154, 140, 126, 113, 98 (Le pic de base est à $m/Z : 113$). Les différents fragments sont séparés par 14 u.m.a. confirmant l'existence d'une chaîne saturée non ramifiée.

Les figures 4a, 4b et 5 représentent respectivement le spectre de masse de l'EMAG et du pyrrolidide de l'acide gras 18 : 0 et celui du pyrrolidide de l'acide gras 24 : 0 Les principaux pics (24 : 0) sortent à $m/Z : 421, 378, 362, 350, 336, 322, 308, \dots 266, 254, \dots 126, 113, 98 \dots$

Fig. 3a



Average of 9.284 to 9.399 min.

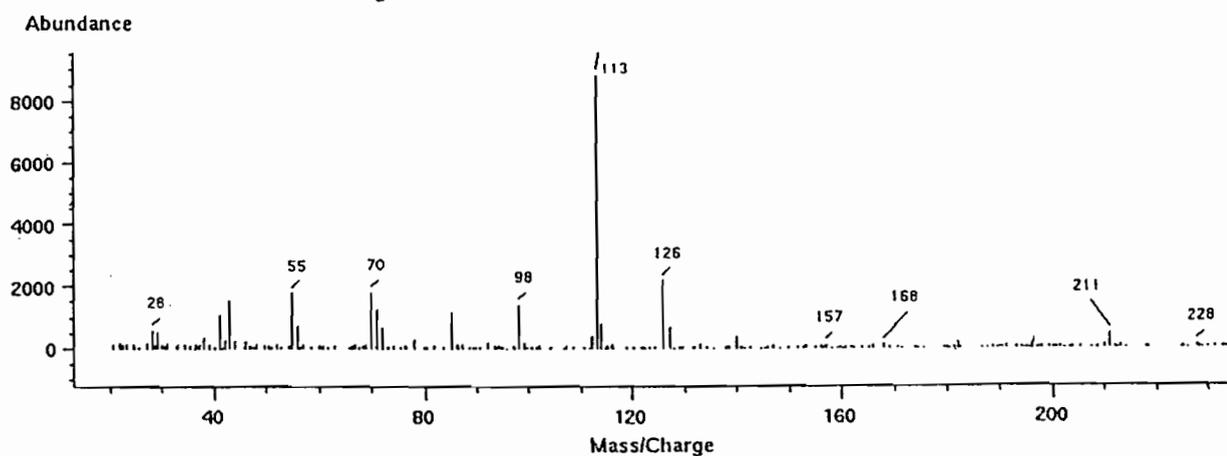
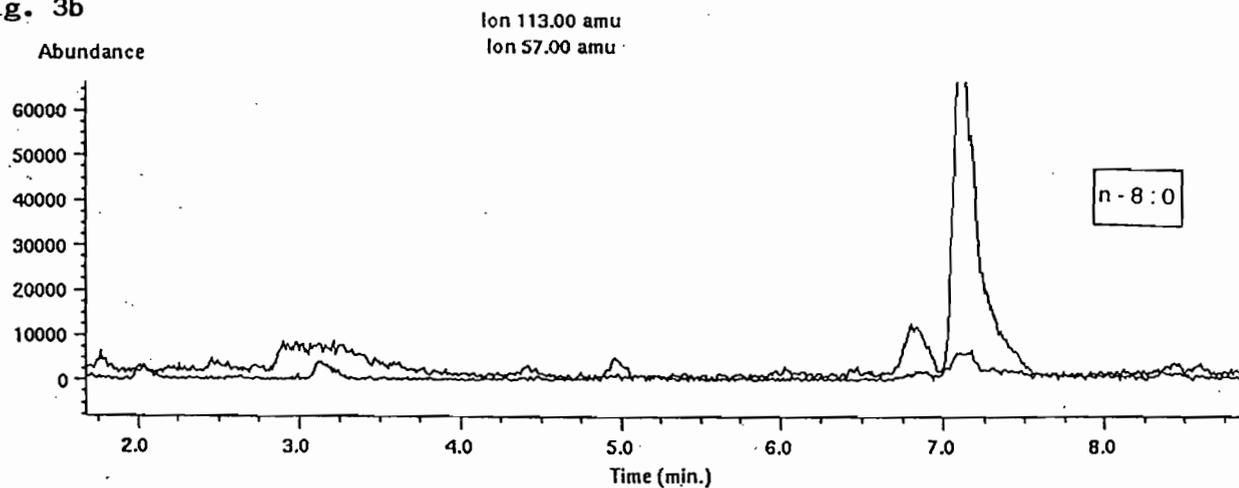


Fig. 3b



Average of 7.107 to 7.168 min.

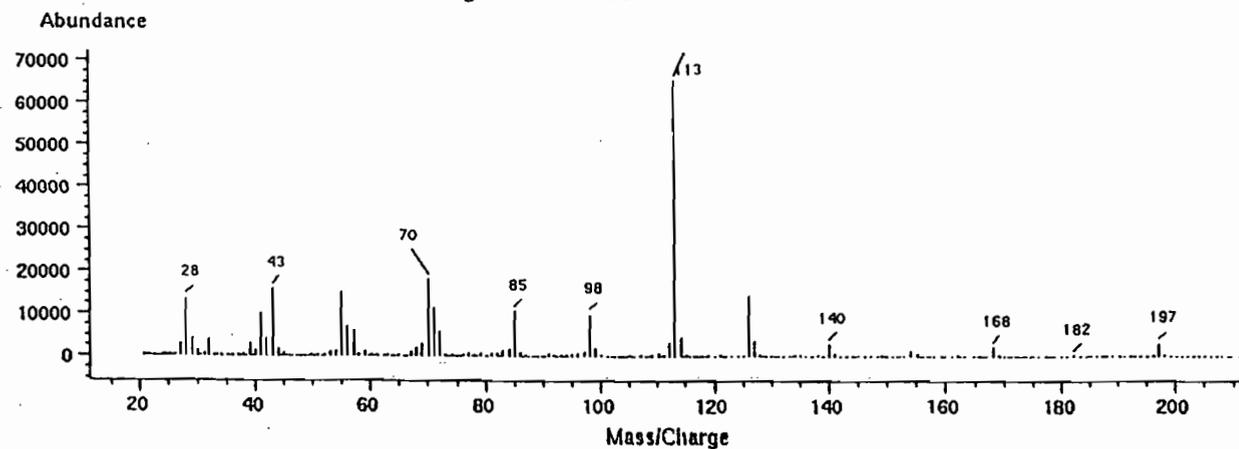


Fig. 4a EMAG

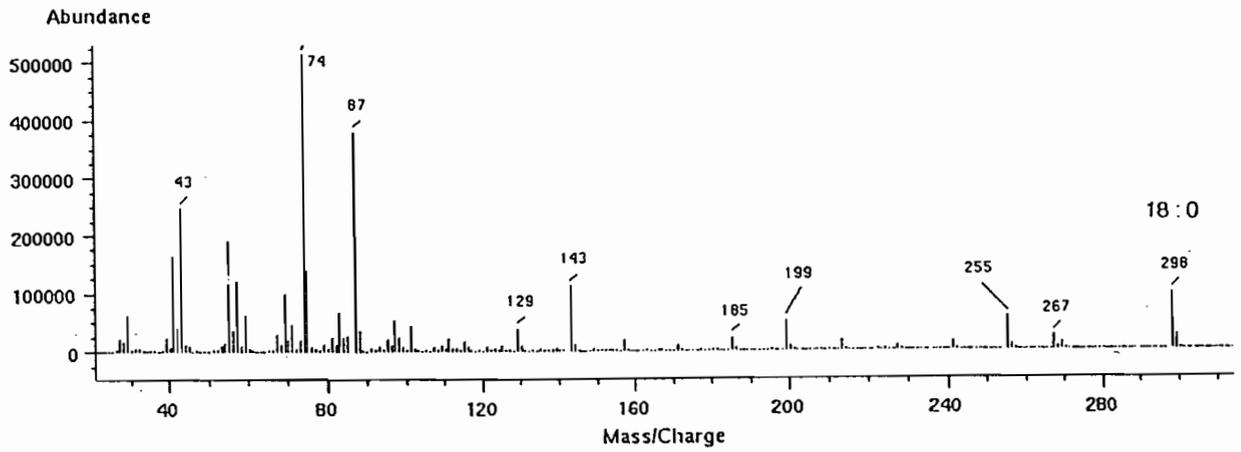
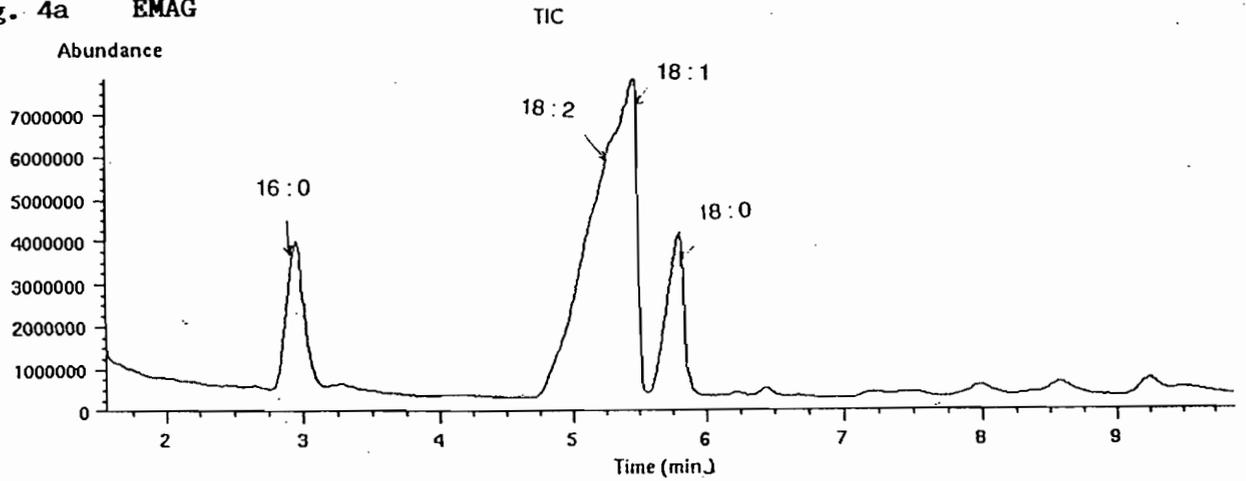
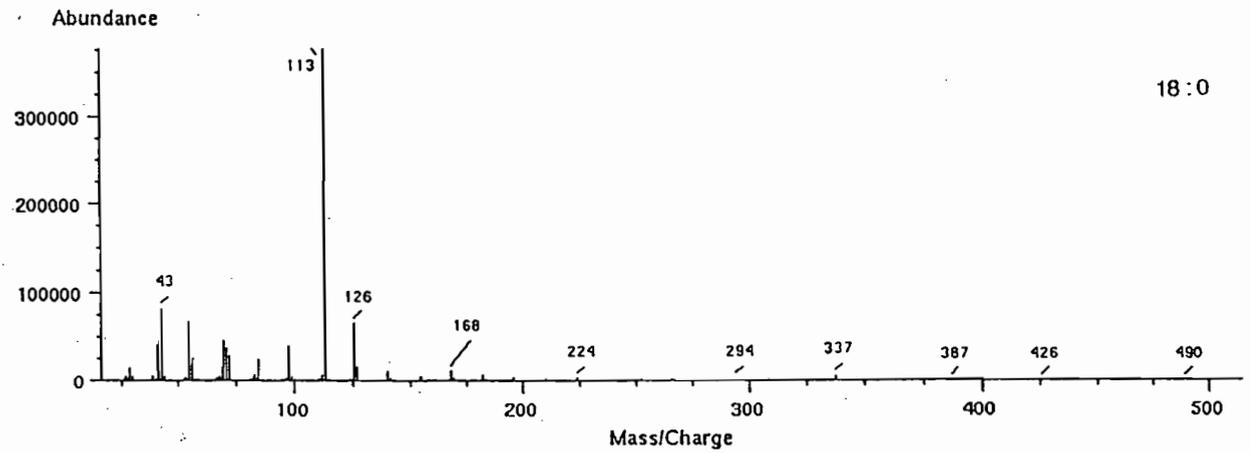
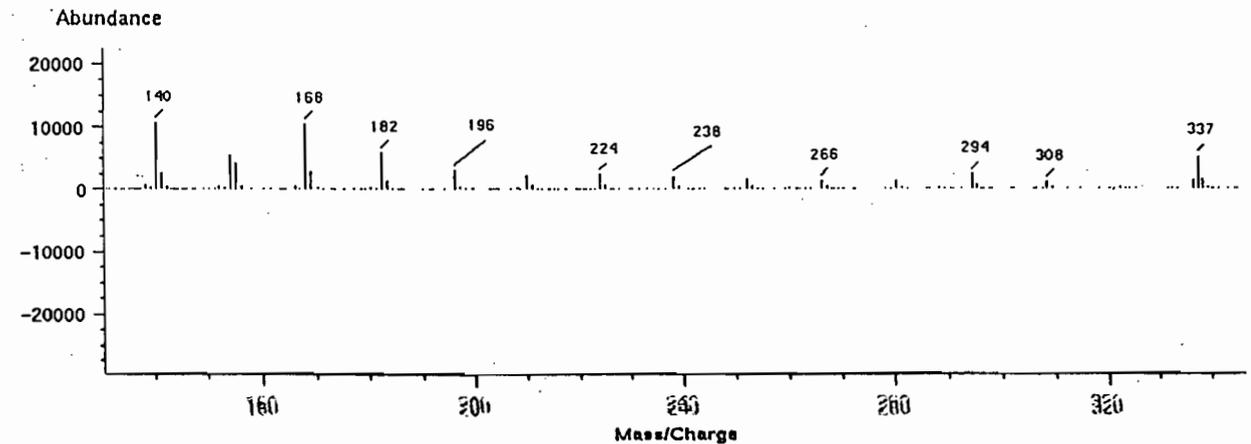


Fig. 4b PYRRO-AG.

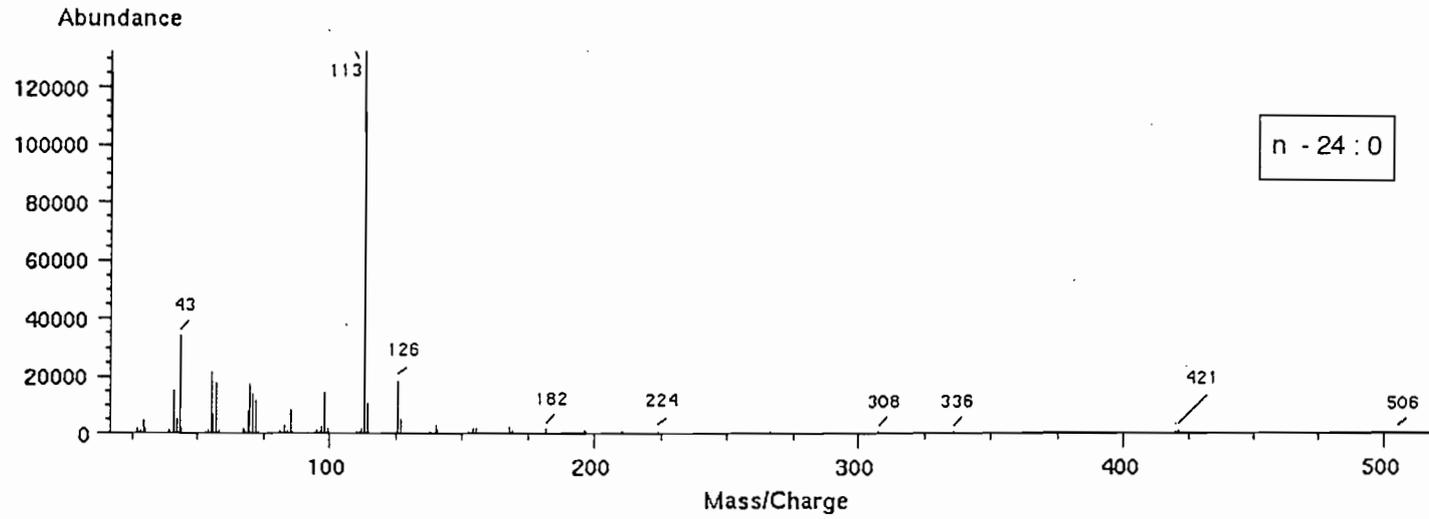
Average of 25.723 to 25.760 min.



Average of 25.723 to 25.760 min.



Average of 31.872 to 31.938 min.



Average of 31.872 to 31.938 min.

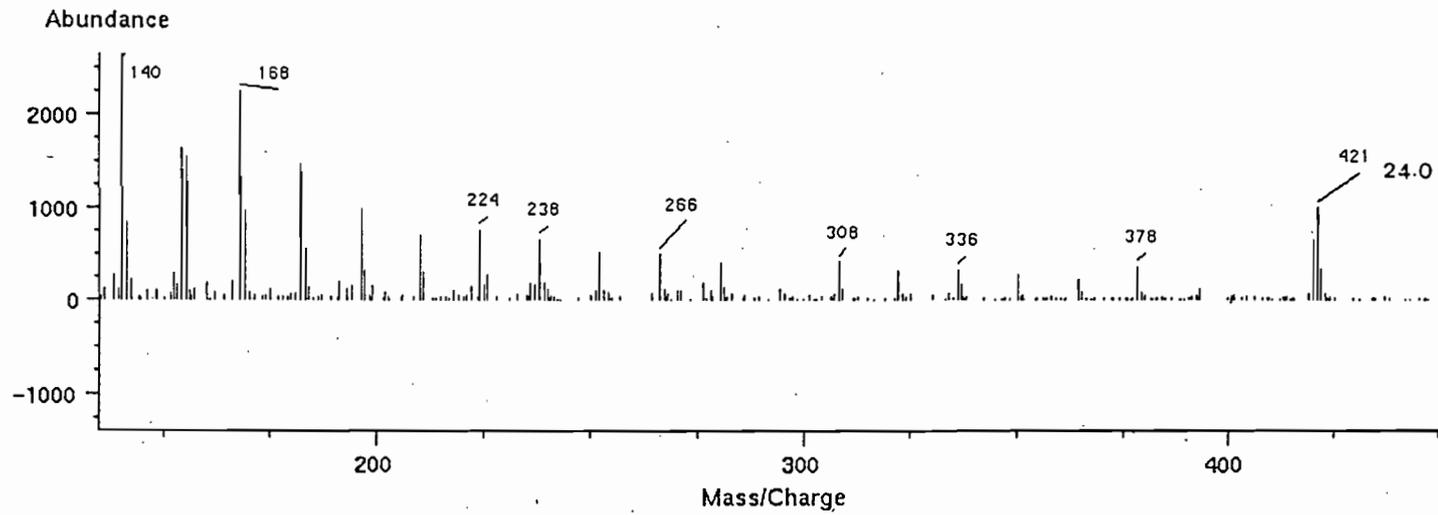


Fig. 5

IV.1.2. Les acides gras monoinsaturés

Dans le chapitre II, l'acide gras majoritaire est l'acide oléique (9 - 18 : 1).

En observant le profil chromatographique (fig. 1), dans la zone des temps de rétention correspondant aux acides gras à 18 atomes de carbone on constate l'existence d'un pic très important centré à 25,435 min qui, en réalité est un mélange de plusieurs insaturés. Un étalement du pic montre qu'il s'agit de deux monoinsaturés sortant respectivement à 25,438 min.. (LCE = 17,76) et à 25,493 min. (LCE = 17,78) et d'un diinsaturé sortant à 25,132 min. (LCE = 17,58). Pour les monoinsaturés, les fig 6 et 7 correspondent respectivement à leurs spectres de masse. Dans chacun des cas on observe un saut de 12 u.m.a.

Pour le premier, le saut de 12 u. m. a. apparaît entre les fragments à m/Z : 196 et 208 indiquant la double liaison à la position 9 tandis que, pour le deuxième, le saut de 12 u.m.a. se situe entre les fragments à m/Z : 210 et 222 prouvant que la double liaison est dans ce cas à la position 11.

Le pourcentage élevé observé jusqu'à présent de la fraction d'acide monoinsaturé est dû sûrement à l'existence, en plus de l'acide oléique, de son isomère l'octadéca-11-énoïque, jamais remarqué auparavant dans cette huile de *Parinari macrophylla*.

Remarque

Le spectre de masse, fig 8 des EMAG montre un seul acide gras 18 :1 (acide oléique) comme au précédent chapitre.

IV.1.3. Les acides gras polyinsaturés

Les polyinsaturés sont élués dans un ordre différent puisque l'acide gras 9,13 - 18 : 2 (octadéca - 9,13 - diénoïque, LCE : 17,58) sort avant le 18 : 0 (acide stéarique, LCE = 18), alors que tous les autres acides gras diinsaturés sortent après le 18 : 0. Il en est de même de tous les autres acides gras polyinsaturés observés sauf un acide 18 : 4 (LCE = 17,88). Cette observation semble être liée à la nature de la colonne.

Fig. 6

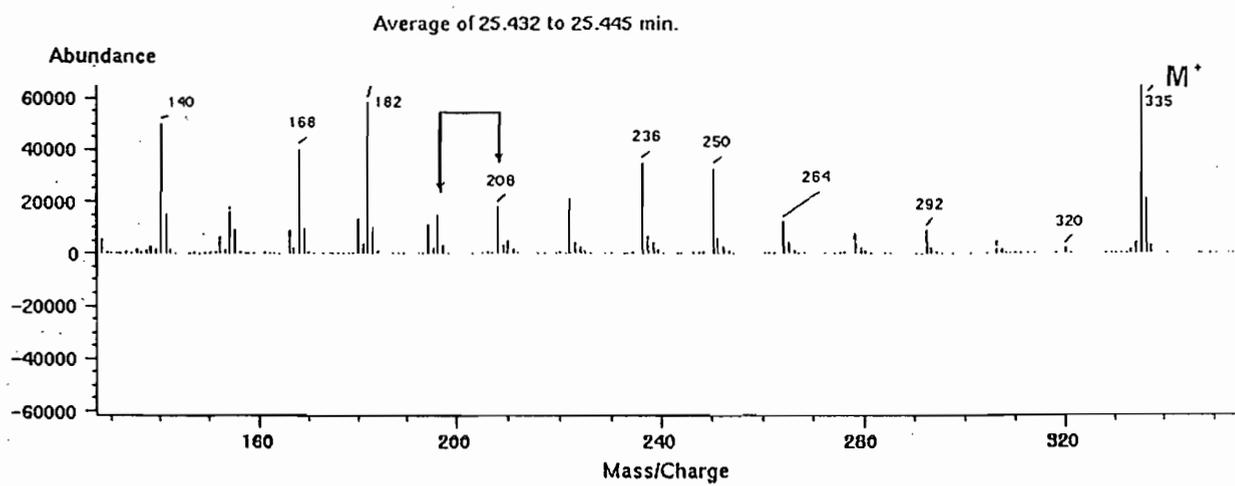
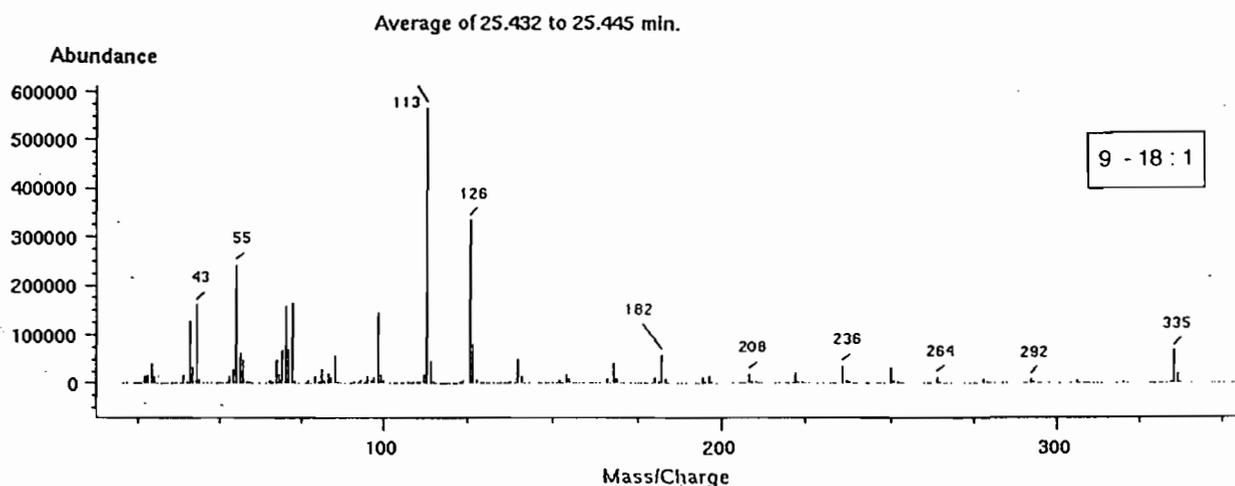
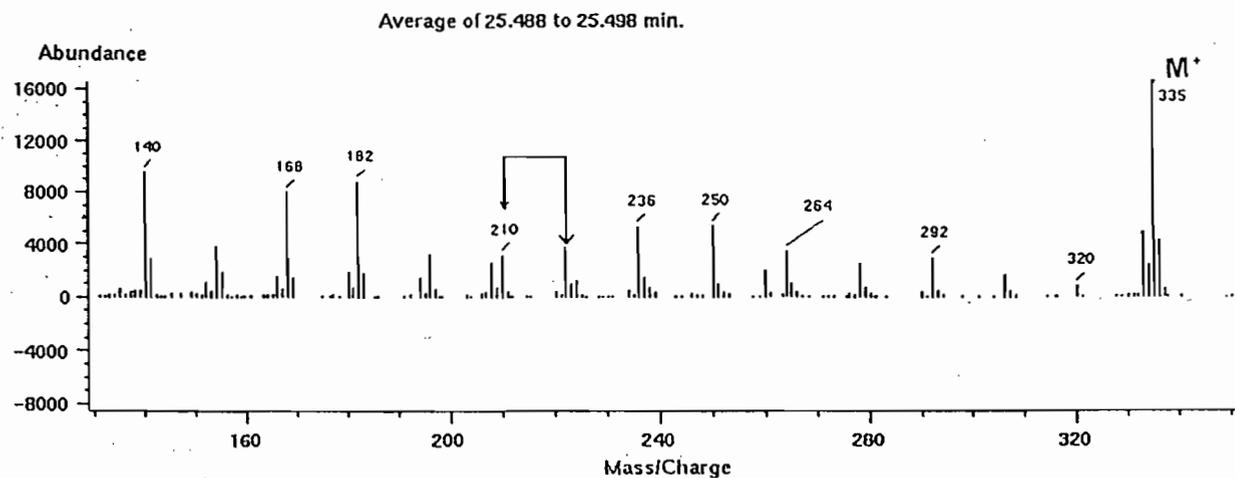
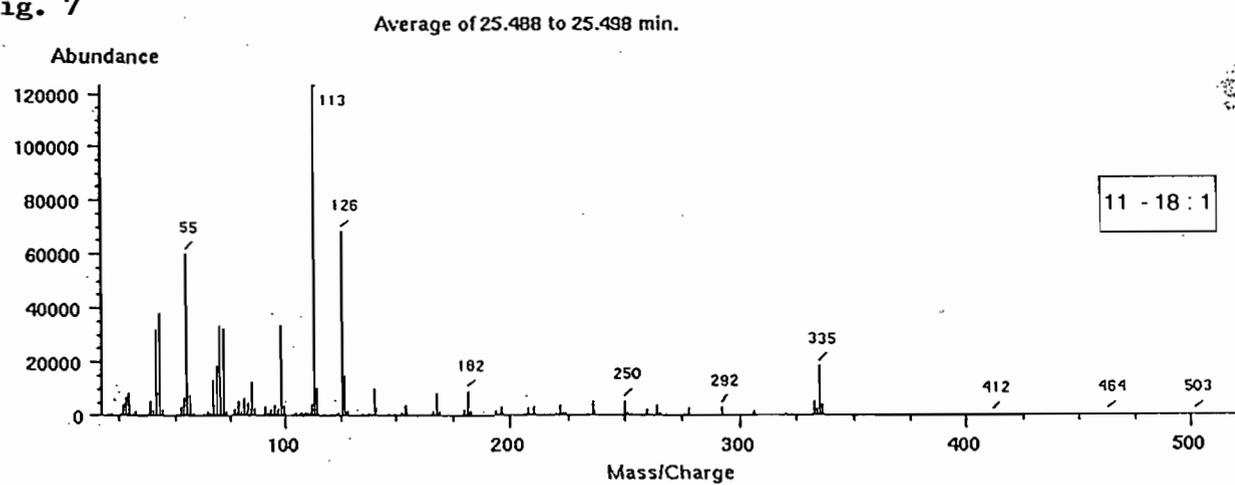
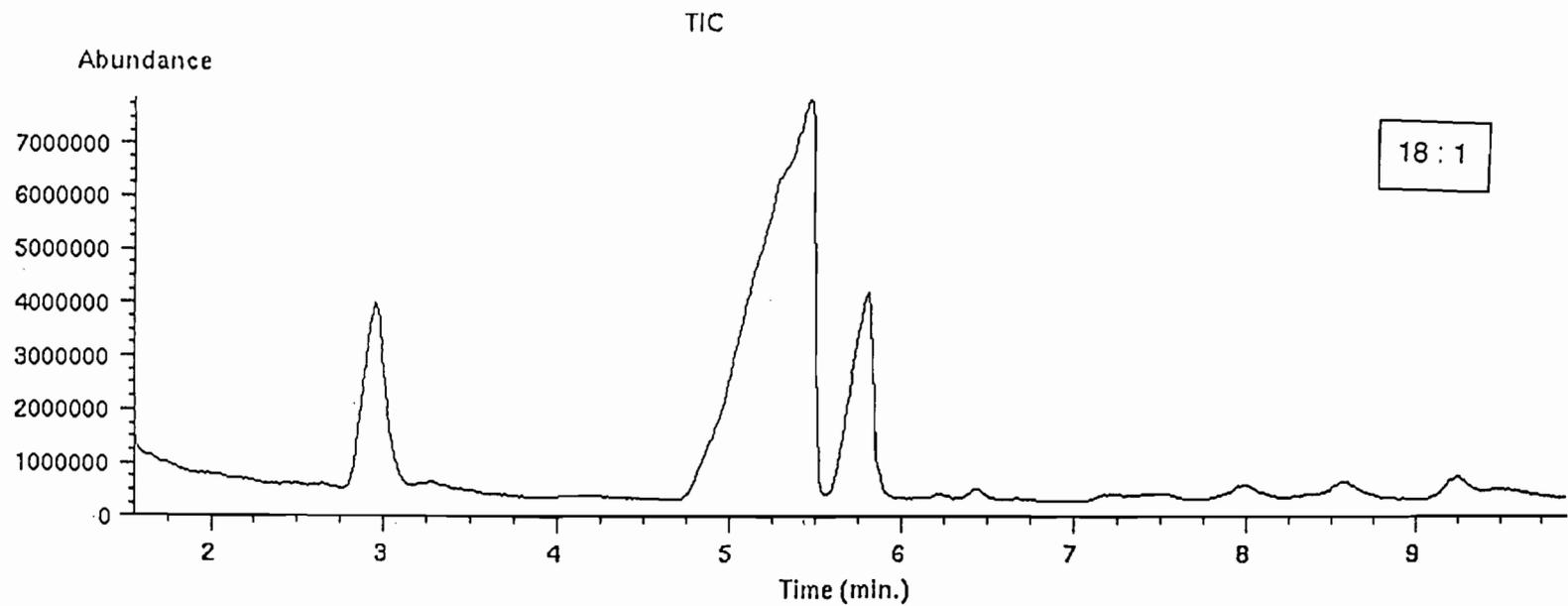


Fig. 7





Average of 5.438 to 5.510 min. from epm2e.d

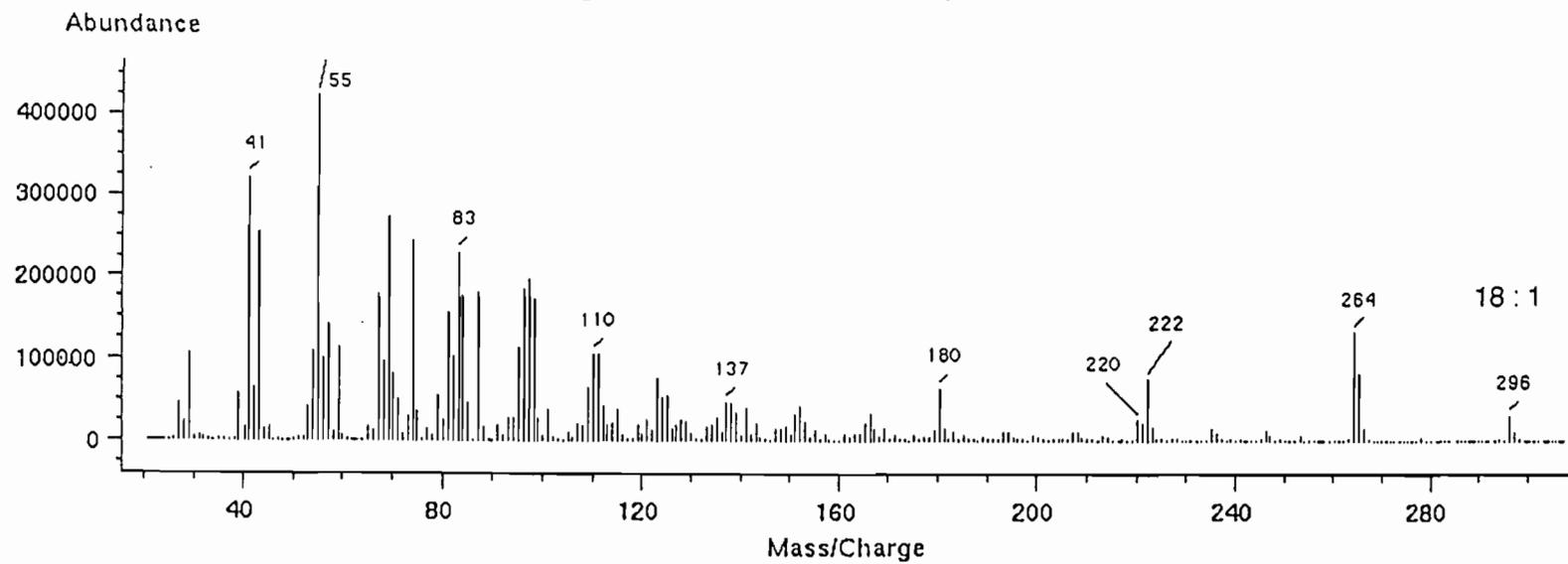


Fig. 8

Le diinsaturé sortant avant le 18 : 0 est bien identifié par son spectre de masse comme étant l'acide gras octadéca - 9,13-diénoïque (9,13 - 18 : 2, LCE = 17,58). Cependant, il est accompagné de deux isomères sortant respectivement à 25,926 (LCE : 18,06) et à 26,058 (LCE = 18,14).

En ce qui concerne l'isomère sortant à 26,058 (LCE = 18,06), le spectre de masse (fig. 11a) semble indiquer en tenant compte de la théorie d'ANDERSSON et contre toute attente les doubles liaisons en positions 9 et 10. La présence d'un acide gras allénique n'a jamais été indiquée auparavant dans l'huile de *Parinari macrophylla*. Nous nous attendions à trouver les doubles liaisons en position 9 et 11. C'est ainsi que, dans les mêmes conditions de couplage CPG/S M, les spectres de masse d'un échantillon commercial (SIGMA) constitué d'un mélange de 9,11 - 18 : 2 et de 9,12 - 18 : 2 ont été pris (fig. 9, 10, 10a, 10b, 10c, 10d en Annexe III).

Le phénomène de fragmentation observé dans le spectre précédent (fig 11a) se retrouve. En effet, on remarque deux sauts consécutifs de 12 u.m.a., entre $m/Z = 196$ et $m/Z = 208$ et entre $m/Z = 208$ et $m/Z = 220$. Cela pourrait signifier que l'isomère sortant à 26,058 min (LCE = 18,06) est contaminé par un autre et que dans ces conditions, on n'observe pas sur les spectres les positions réelles des doubles liaisons. On peut donc en conclure que l'isomère sortant à 26,058 min est bien le 9,11 - 18 : 2. Ce qui reste cohérent avec la présence de 9,13 - 18 : 2 (fig. 11b) et de l'acide α éléostéarique que nous allons identifier.

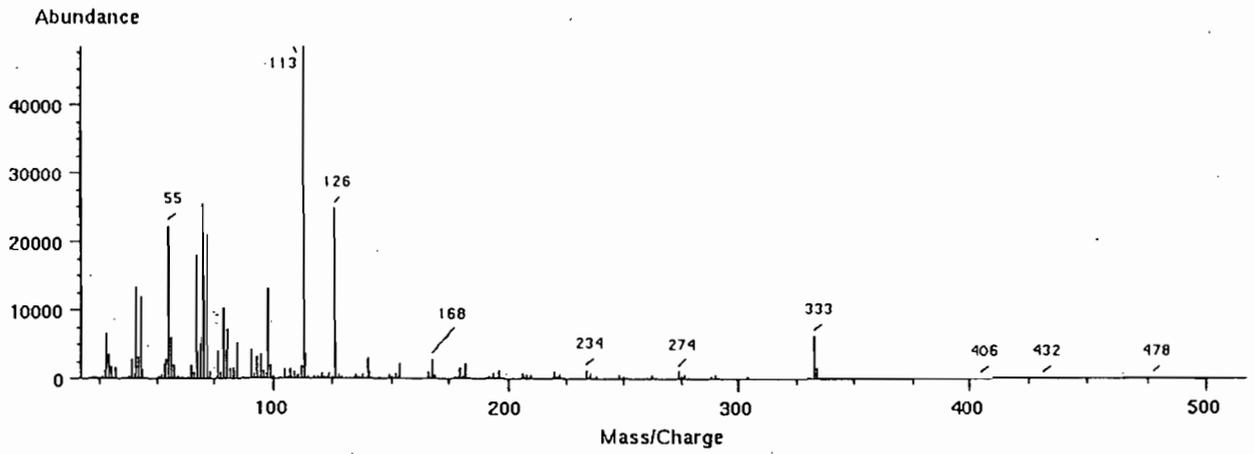
Le deuxième isomère a un spectre de masse (fig. 12a) comportant deux sauts de 12 u.m.a. situés entre $m/Z = 196$ et 208 d'une part et entre $m/Z = 250$ et 262, d'autre part. A cet isomère, nous pensons à l'acide gras 9,12 - 18 : 2. Les figures 12b et 12c correspondent aux EMAG de l'acide 18:2.

Viennent ensuite les acides gras dont les LCE sont voisines de 19 et qui sont des triinsaturés sortant respectivement à 27,384 min. (LCE = 18,96), 27,623 min. (LCE = 19,18), 27,931 min. (LCE = 19,28) et 28,152 min. (LCE = 19,41).

Les spectres de masse correspondant sont ceux des figures 13a, 13b, 13c et 13. Dans tous les cas, on ne peut affirmer sur la base de la seule théorie d'ANDERSSON qu'il y a un acide gras 9,11, 13 - 18 : 3 ; alors qu'il a été montré que l'acide α éléostéarique est bien présent dans l'huile de *Parinari macrophylla*.

Fig. 11a

Average of 26.035 to 26.082 min.



Average of 26.035 to 26.082 min.

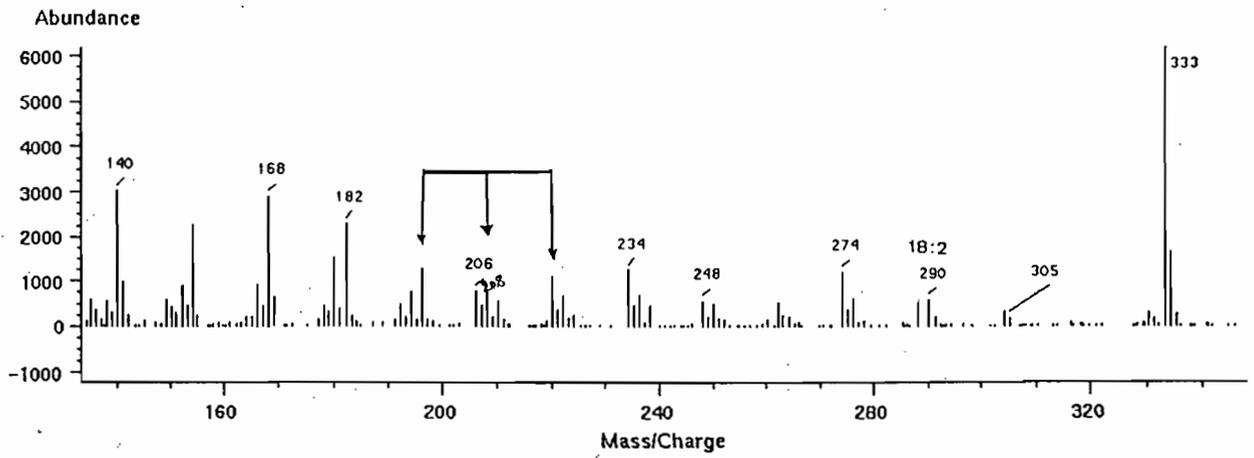
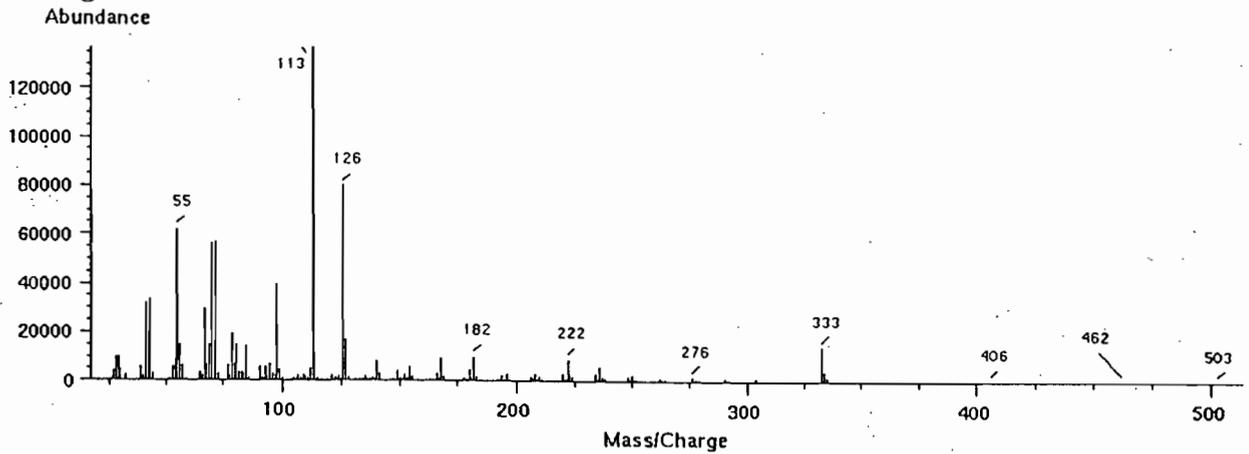


Fig. 11b

Average of 25.113 to 25.152 min.



Average of 25.113 to 25.152 min. from paripy2e.d

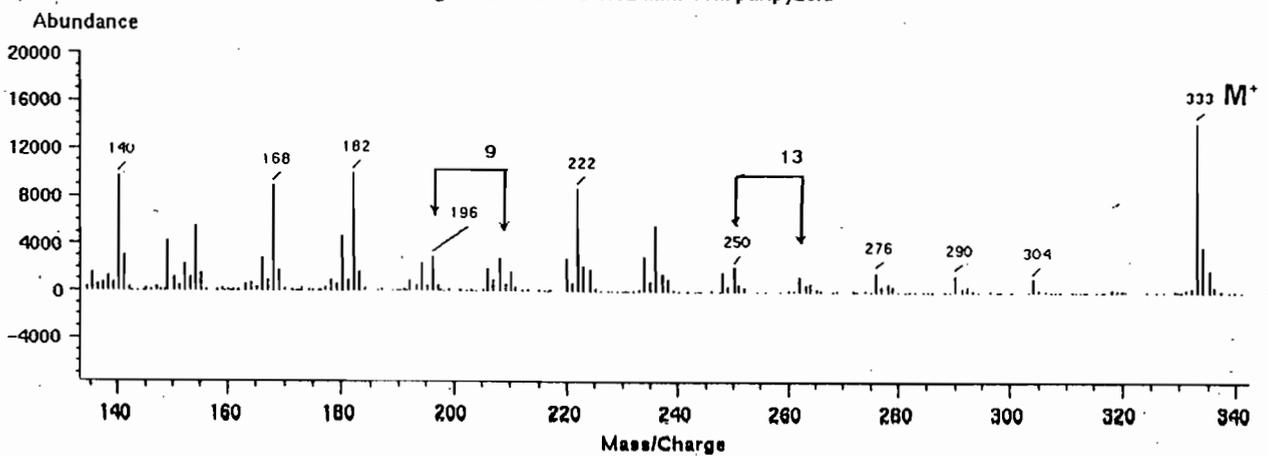


Fig. 12a

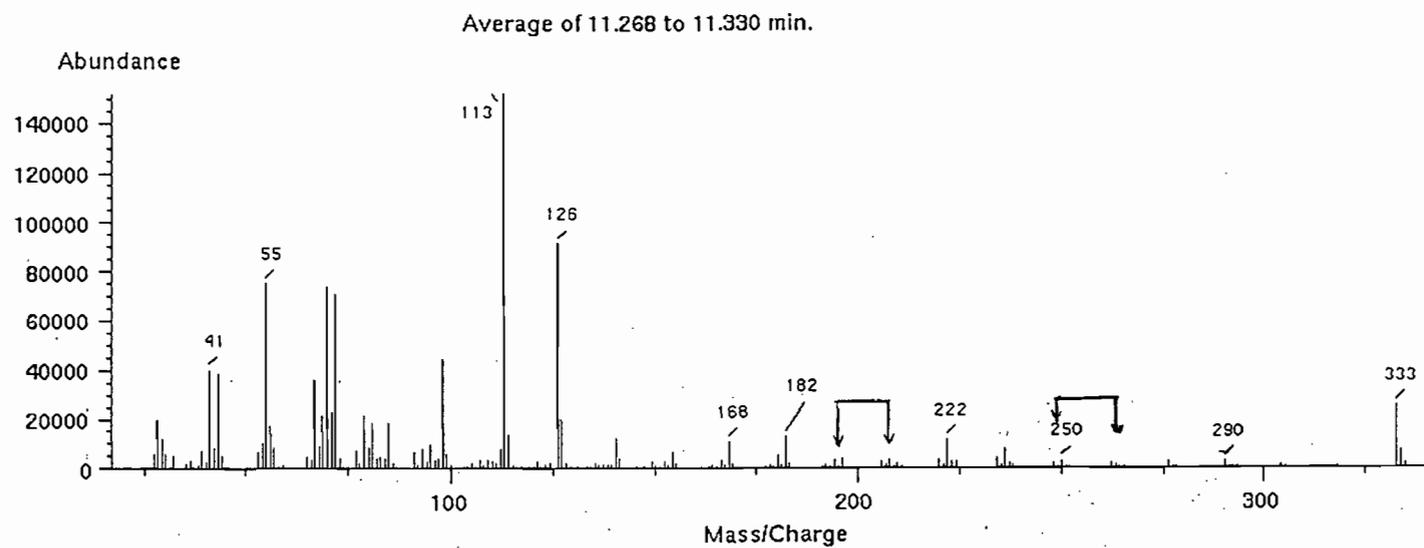
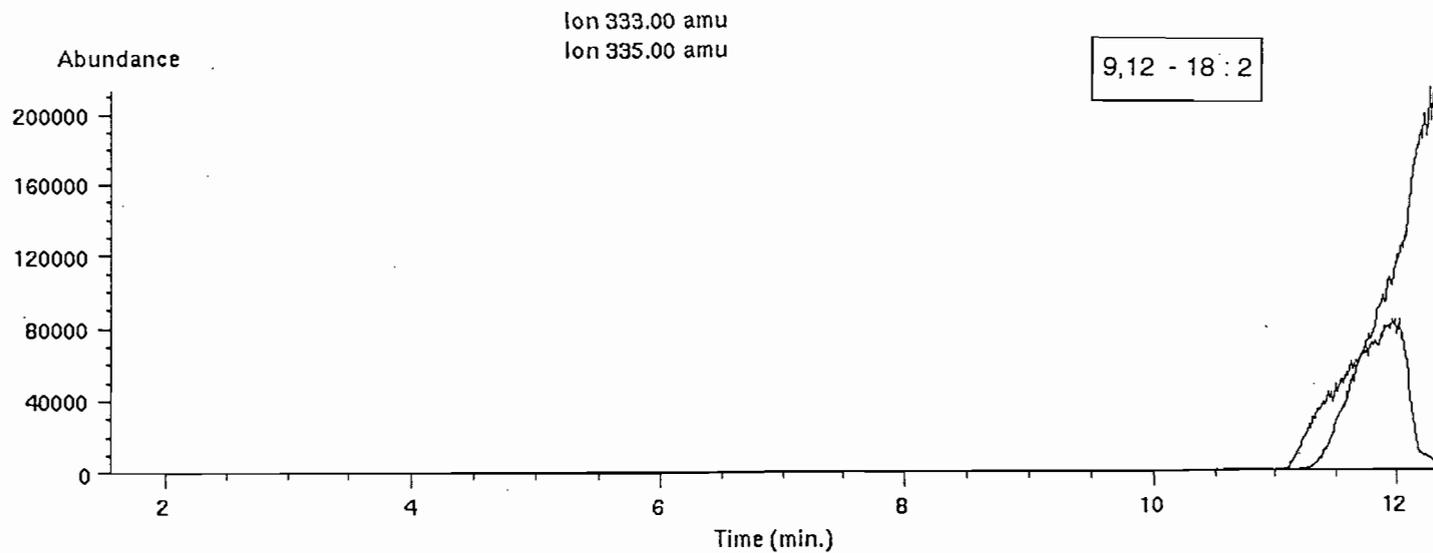
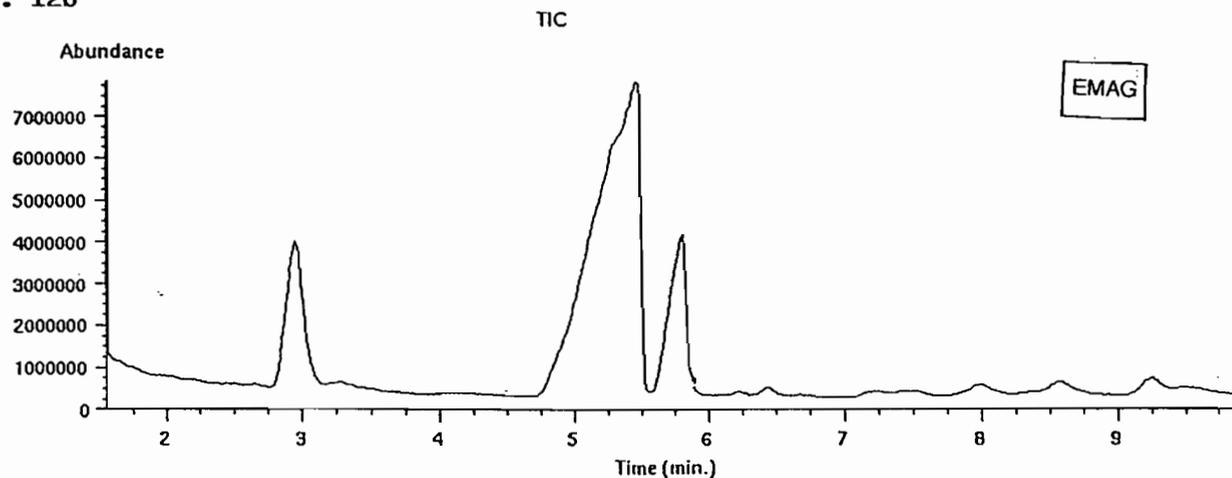


Fig. 12b



Average of 4.863 to 4.935 min.

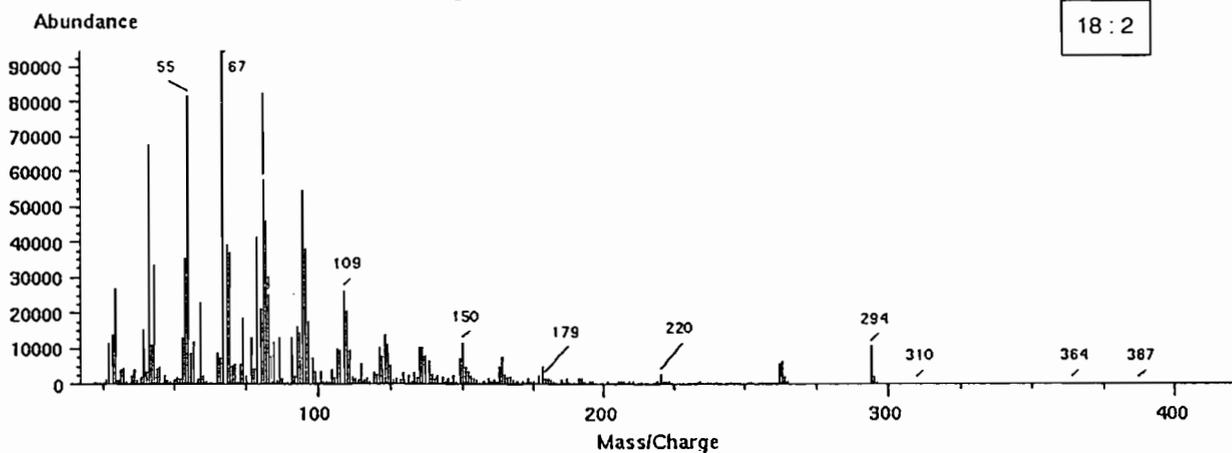
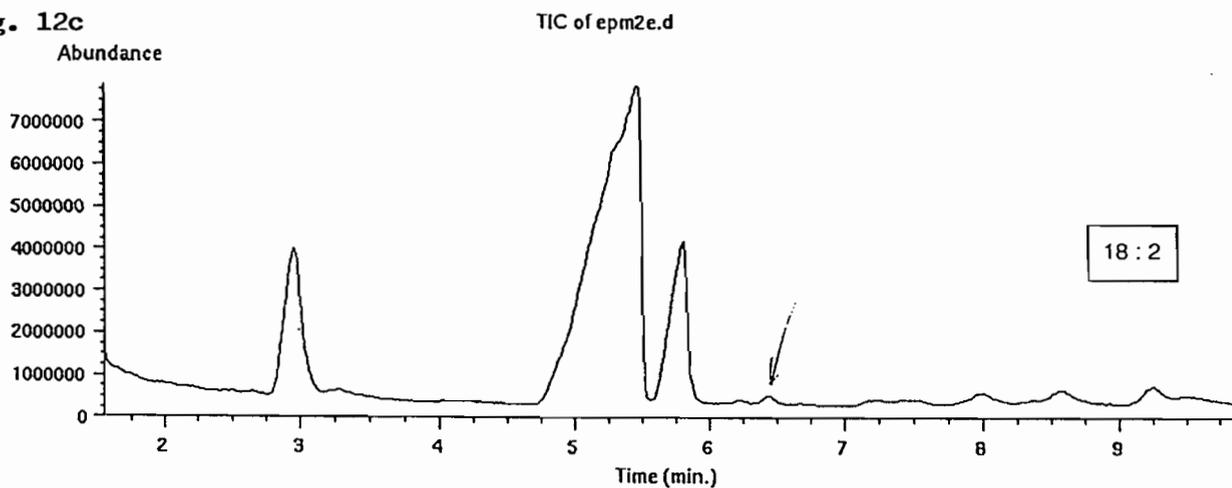


Fig. 12c



Average of 6.421 to 6.481 min.

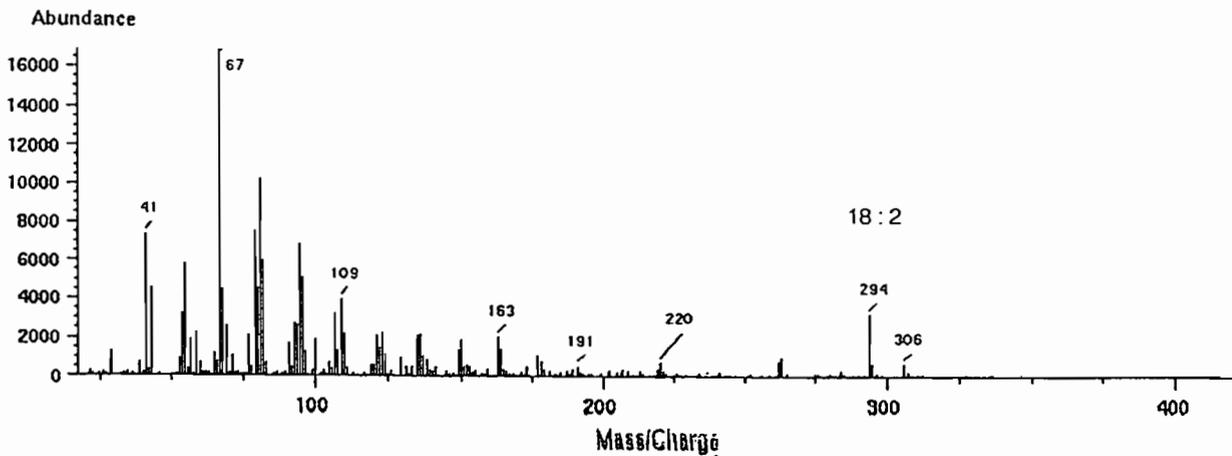


Fig. 13a

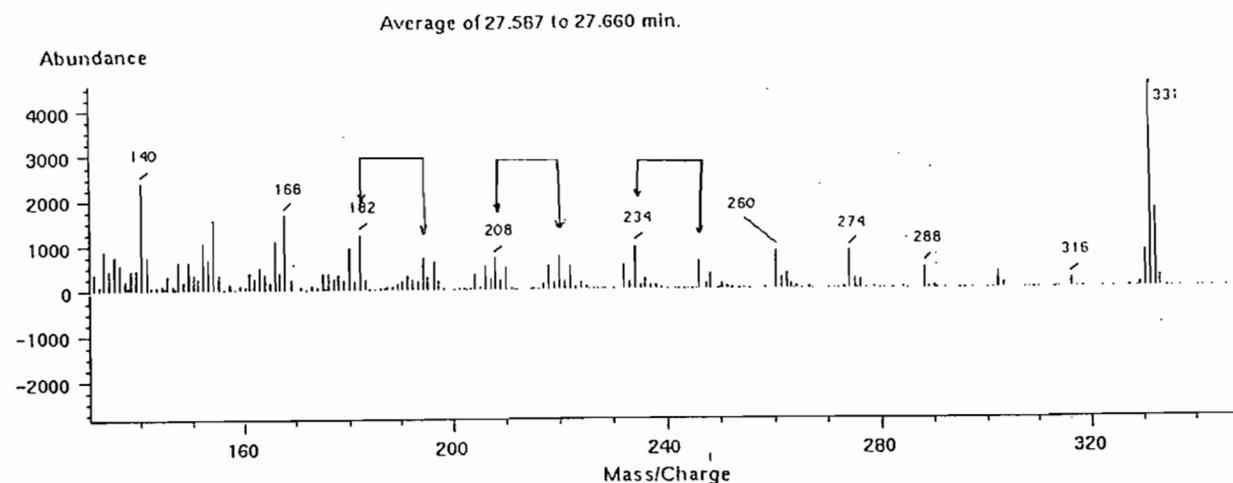
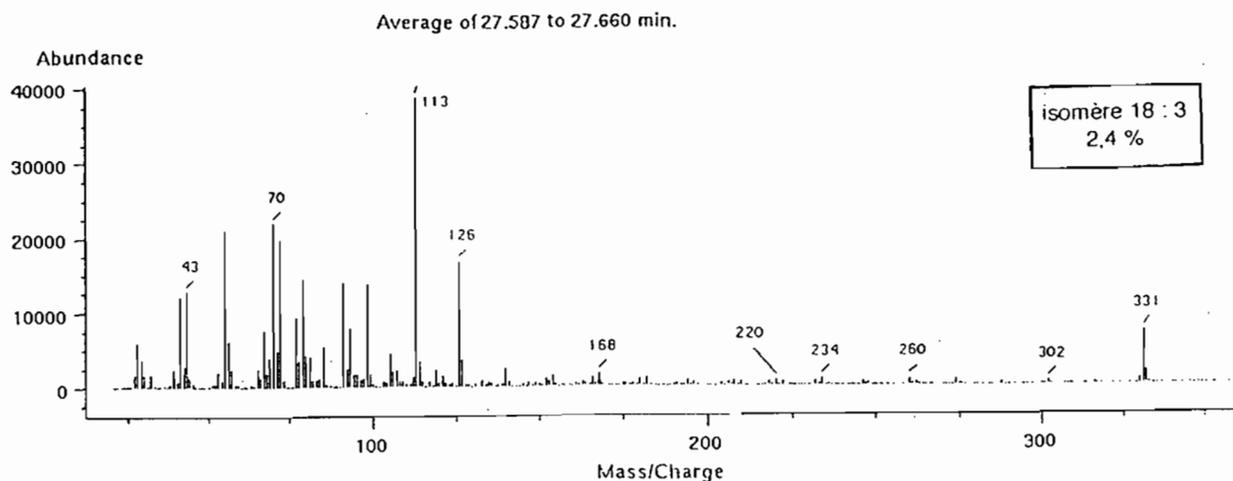


Fig. 13b

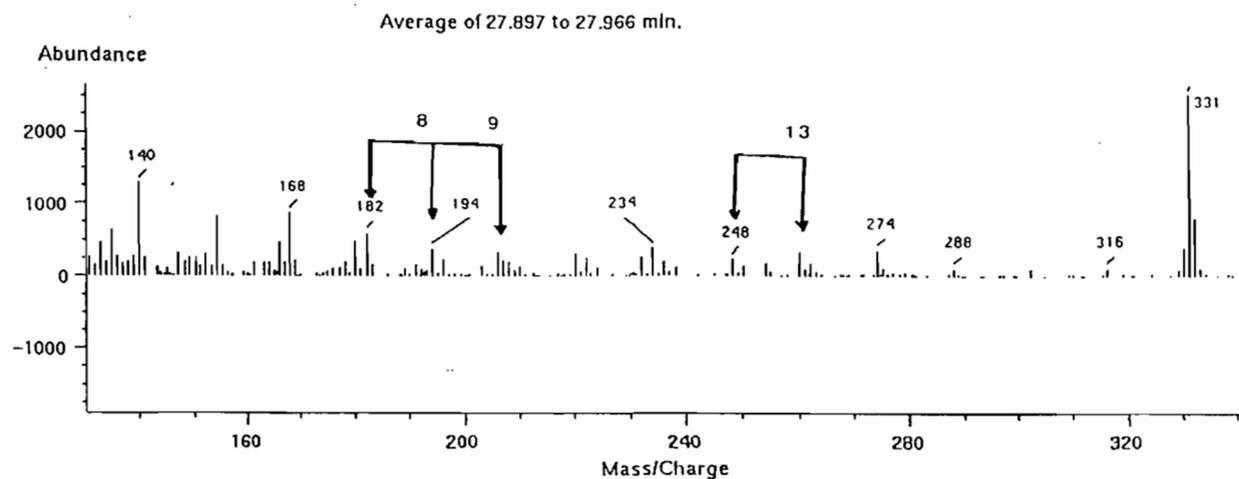
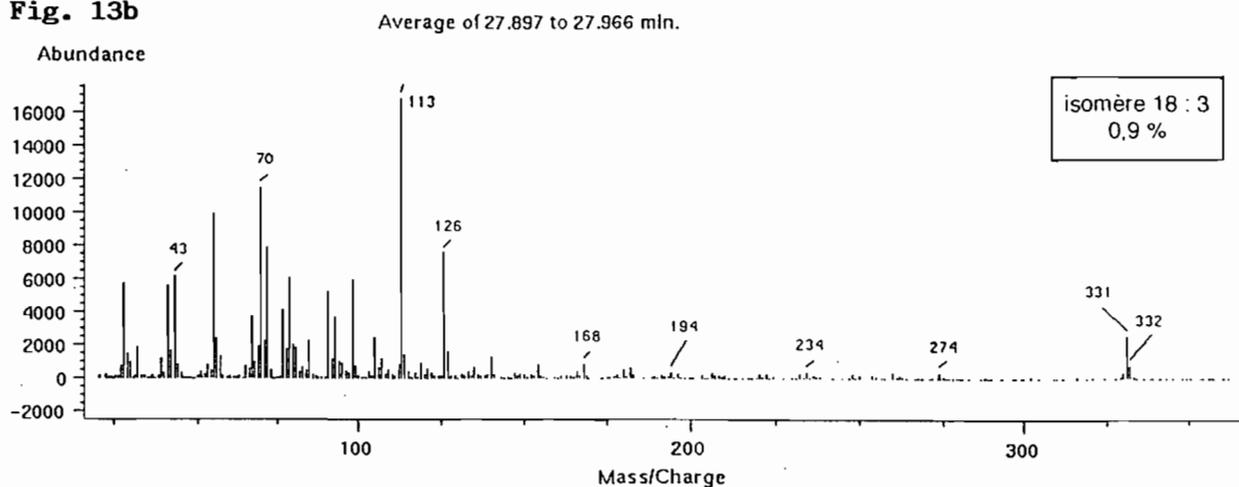


Fig. 13c

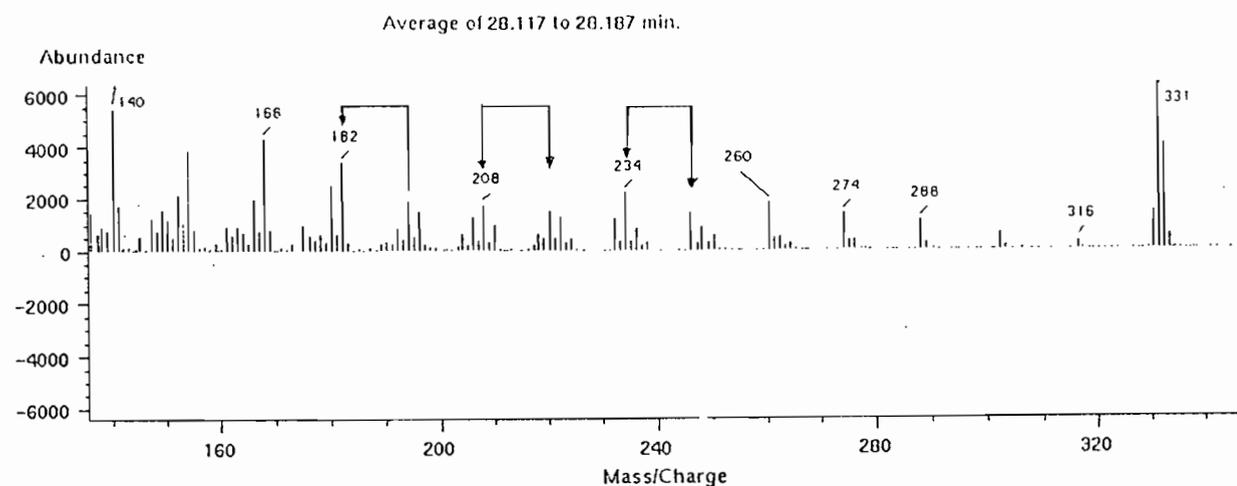
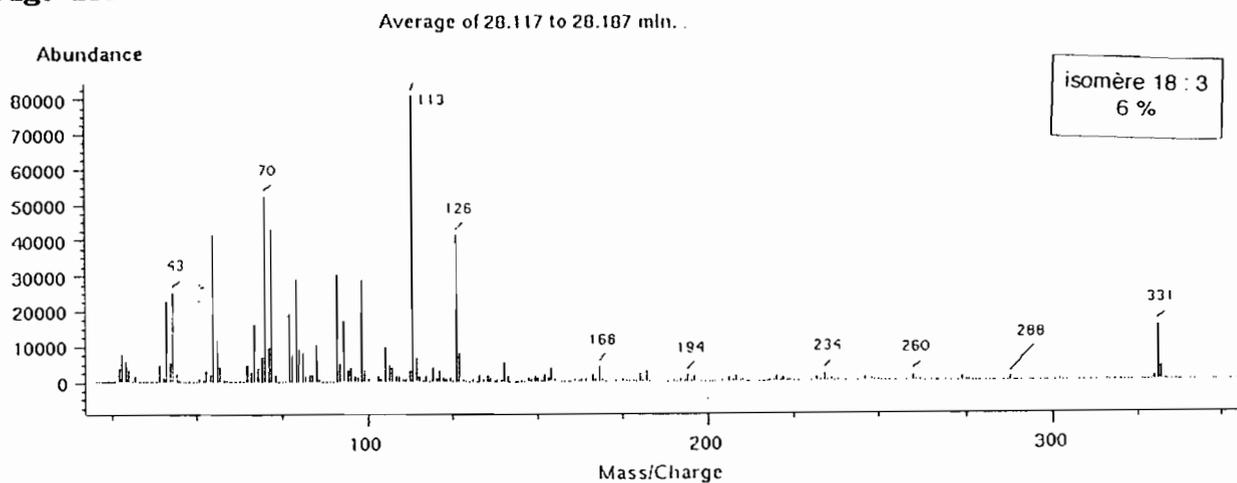
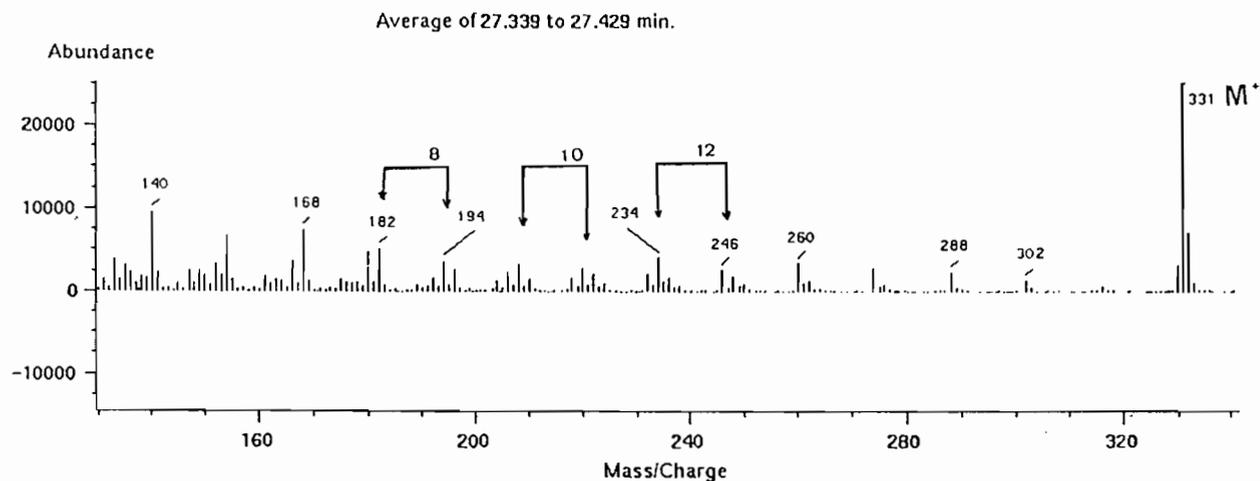
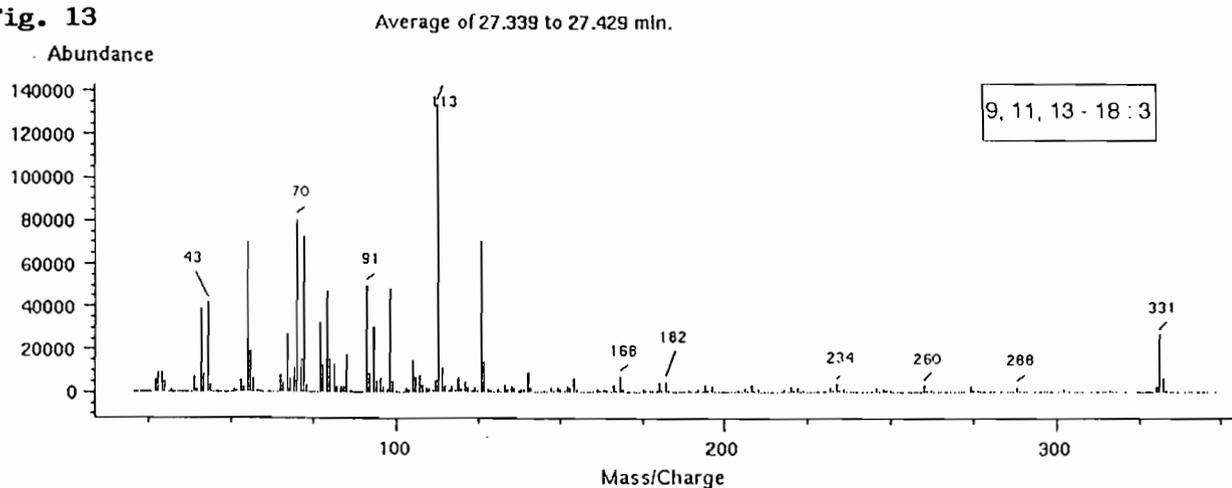


Fig. 13

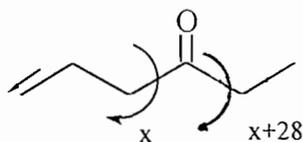


(MIRALLES, 1994) [94]. Ceci nous fait croire que l'impact électronique sur les triinsaturés entraîne une isomérisation.

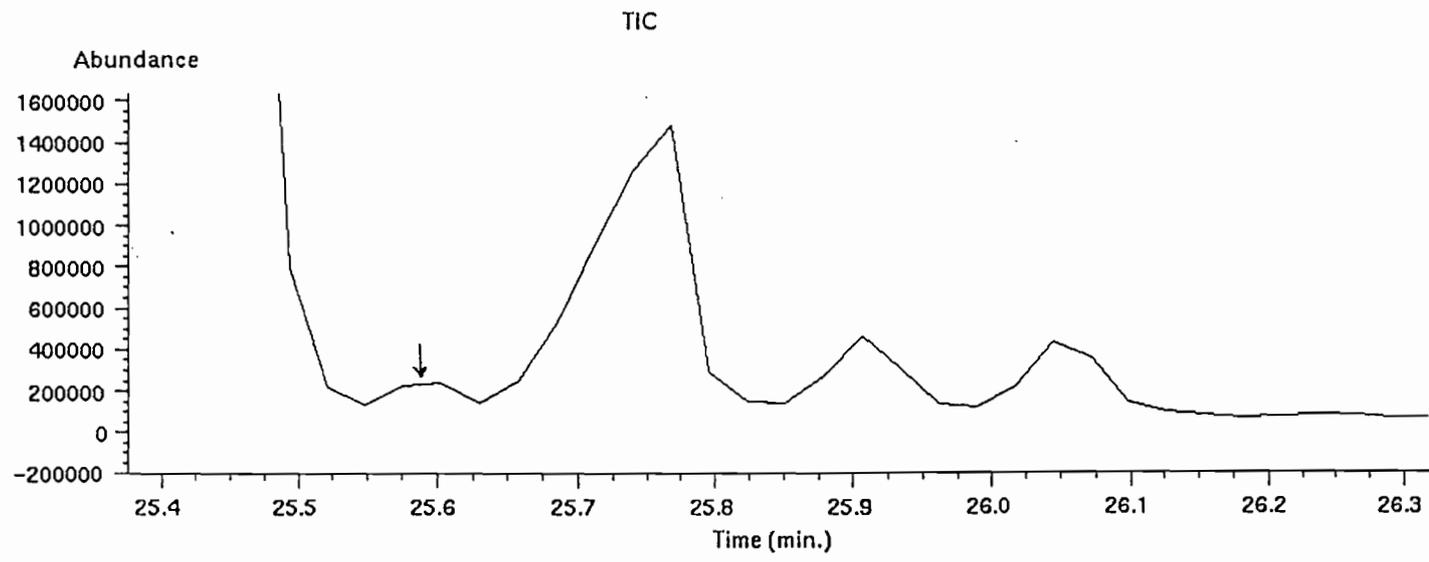
Les spectres comportant des sauts de 12 u.m.a. entre $m/Z = 182$ et 190 , entre $m/Z = 208$ et 220 et entre $m/Z = 234$ et 246 qui devaient correspondre, selon ANDERSSON à 8,10, 12 - 18:3 peuvent bien s'agir dans ce cas-ci à l' α éléostéarique 9,11, 13 - 18 : 3 et ses isomères.

Compte tenu des pourcentages trouvés, les structures inconnues X_1 , X'_1 et X_2 (0,92 , 0,76, et 8,02 %) respectives (Cf. tableau V et fig 3 p. 88 et p. 90 au chap.précédent) pourraient bien s'identifier à ces trois isomères de l'acide α éléostéarique (fig. 13) d'autant plus qu'aucun d'entre eux ne peut s'agir de l'acide licanique, un acide céto -4 -octadéca 9 -11 -13 -triénoïque, généralement présent dans les plantes appartenant à la famille des *ROSACEAE*. Pourtant l'acide licanique a été trouvé dans l'huile de *Parinari macrophylla* du Sénégal par HEINTZ (1965) [66](4 %). Sur les spectres des pyrrolidides de tels acides, il ne devrait pas y avoir de pic de M_c LAFFERTY à m/Z 113 prédominant puisqu'il n ' y a pas d'hydrogène en γ transférable.

La présence d'un carbonyle indiquerait sur le spectre de masse deux pics nets à $m/Z = x$ et à $m/Z = x + 28$, avec la séquence normale des CH_2 (14. u. m. a.). (Un carbonyle dans une chaîne de pyrrolidides d'acides gras est indiqué de cette manière).



Nous avons aussi observé le spectre de masse (fig. 14) (LCE = 17,88). Le pic majeur et à m/Z : 274 correspondant au fragment [14 : 3]. Il pourrait résulter d'une coupure en position doublement allylique comme c'est le cas du m/Z : 180 des acides $\Delta^{5,9}$ des éponges (BARNATHAN et al. 1993, 1996) [15 et 16].



Average of 25.587 to 25.600 min. from paripy2e.d

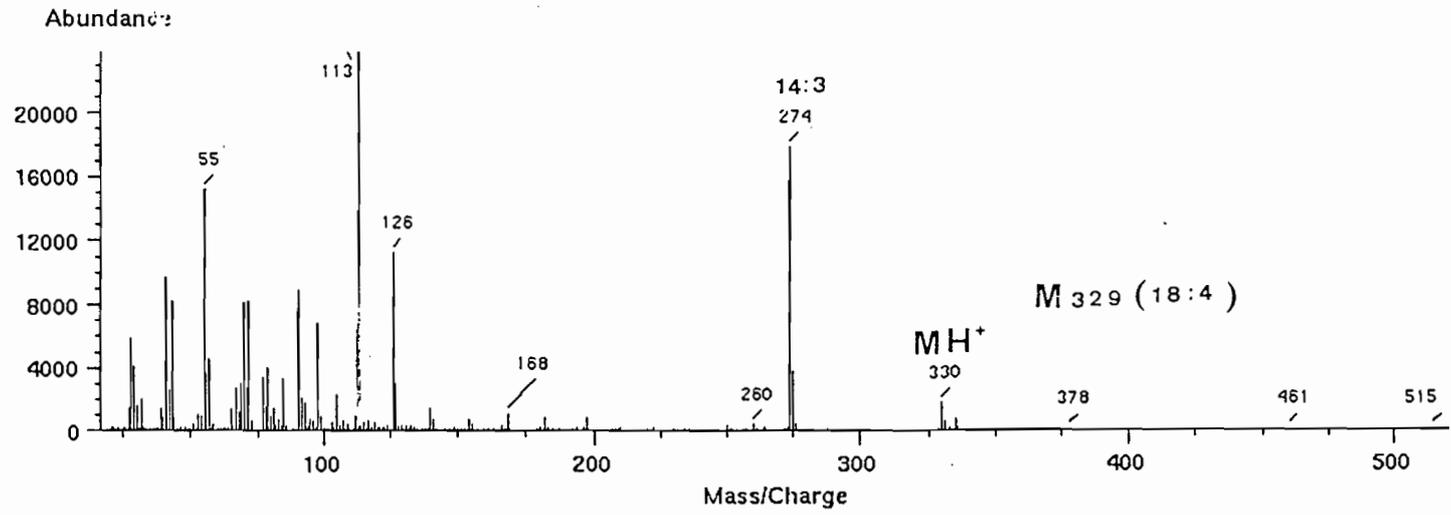
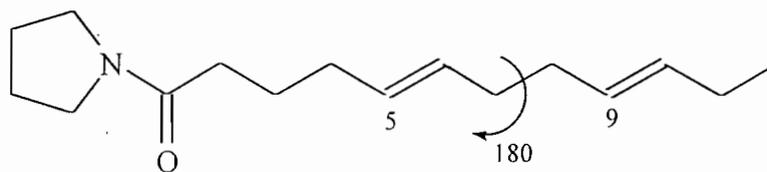


Fig. 14



Mais dans le cas de *Parinari macrophylla* il y a, en plus la conjugaison qui augmente l'intensité du m/Z 274 et le temps de rétention. (17,20 environ pour 18 : 3 non conjugué à 17,88). MH^+ : 330 ou M299 caractérise une autre double liaison (fig. 15). Il n'est pas donc exclu que l'acide gras résultant soit un isomère de l'acide parinarique (octadéca - 9, 11, 13, 15 tétraénoïque) formé par isomérisation sous impact électronique.

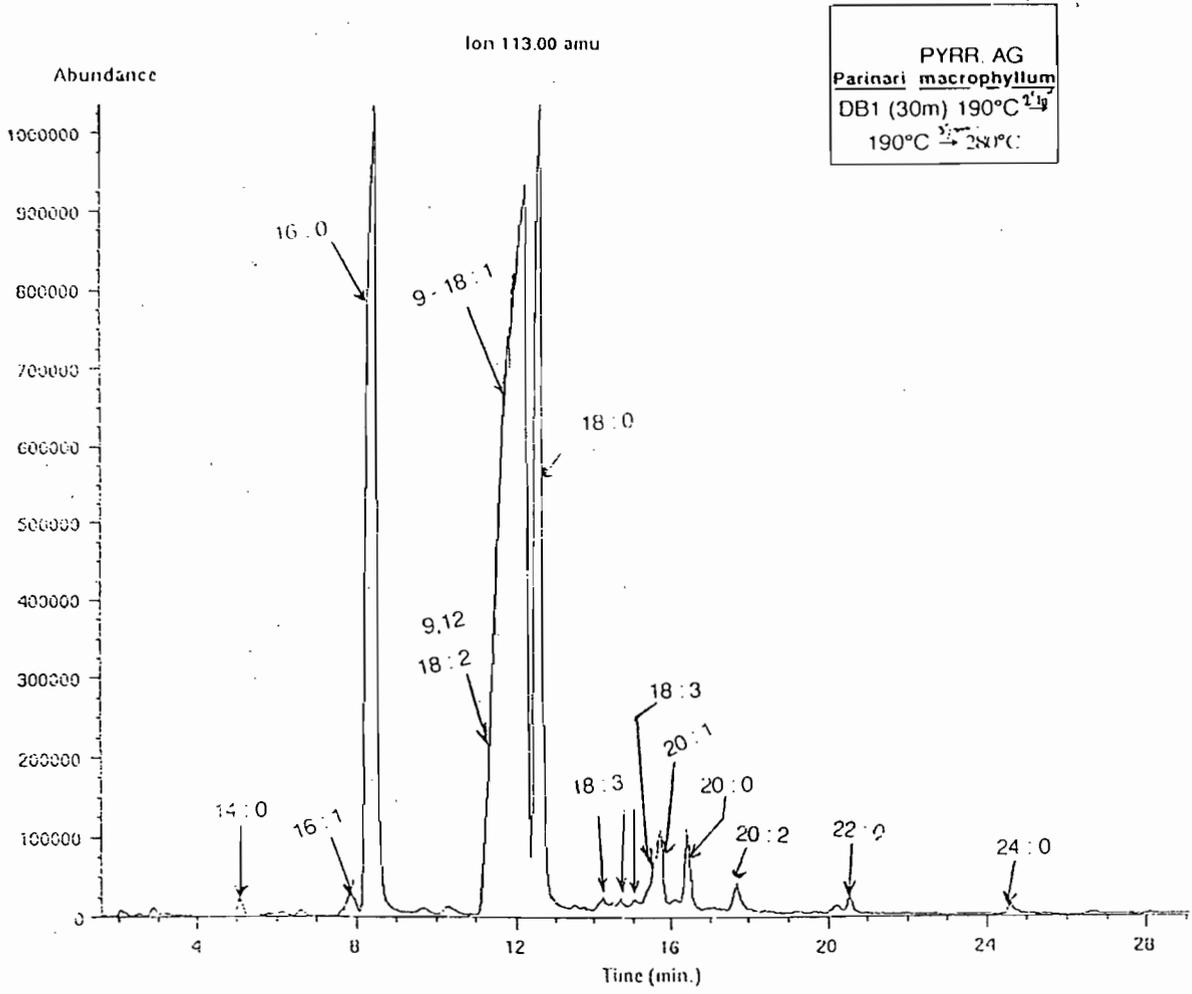
L'acide parinarique a été signalé en 1955 par FARMER et SUNDERLAND [55] dans l'huile de *Parinari laurium*. En 1938 KAUFMANN, BALTES et FUNK [82] confirmèrent la structure en montrant que le spectre U.V présentait les deux maxima d'absorption à 300 et 315 $m\mu$ caractéristiques des tétraènes conjugués. En 1950, cet acide gras fut retrouvé par GRINDLEY [59] dans l'huile de *Parinari curatellifolia* (espèce originaire du Soudan).

Une nouvelle analyse avec une autre colonne polaire sur des pyrrolidides des acides gras donne le chromatogramme (fig. 15) indiquant la présence des acides gras, 20 : 1 et 20 : 2. L'acide gras 20 : 1 doit être sûrement ramifié pour être élué avant le 20 : 2. Il peut être observé sur les spectres de masse, fig 16a et 16b. L'acide gras 20 : 2 est indiqué sur le spectre fig. 17a et 17b. Il est en mélange avec l'acide 20 : 0 dans le premier cas et avec un acide 18 : 3 dans le second.

IV. 2. Les acides gras des triacylglycérols

Les acides gras des triacylglycérols de l'huile de *Parinari macrophylla* ont été transformés en pyrrolidides et en EMAGs et analysés dans les mêmes conditions que précédemment (fig. 18a et 18 b ; 19a et 19b).

Fig. 15



TR = f(LCE) des pyrrolidides d'AGs totaux de
 l'huile de Parinari macrophylla

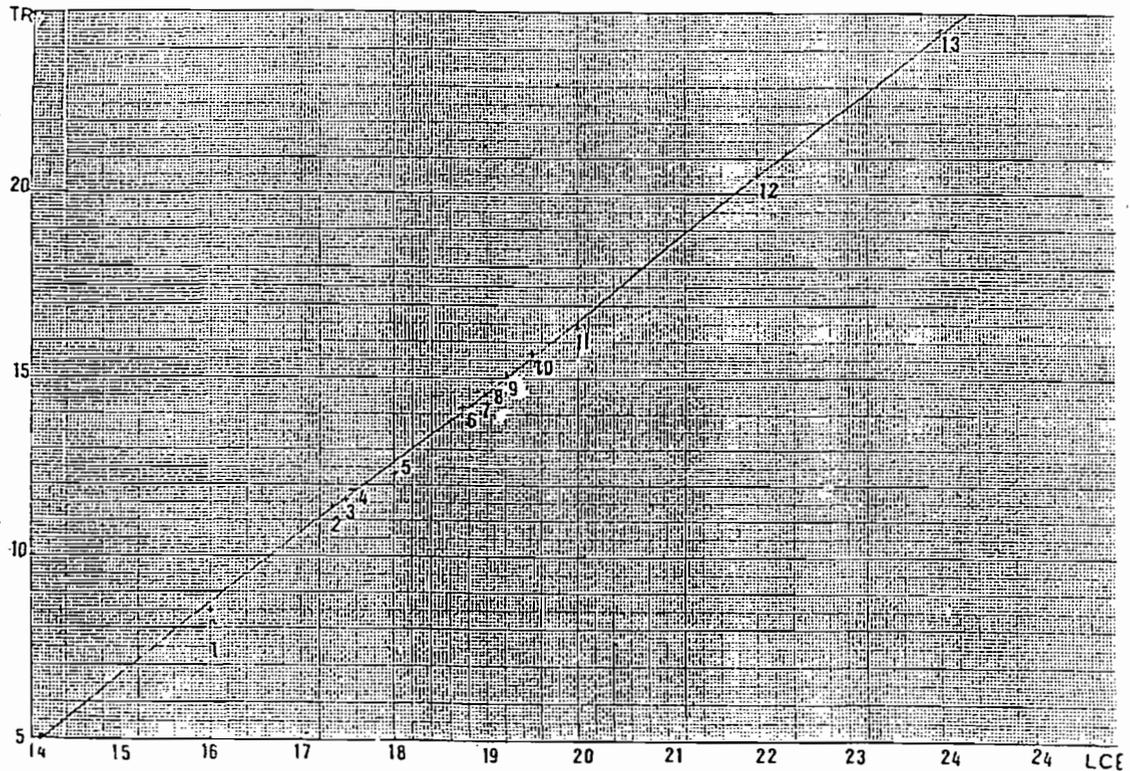


Fig. 16a

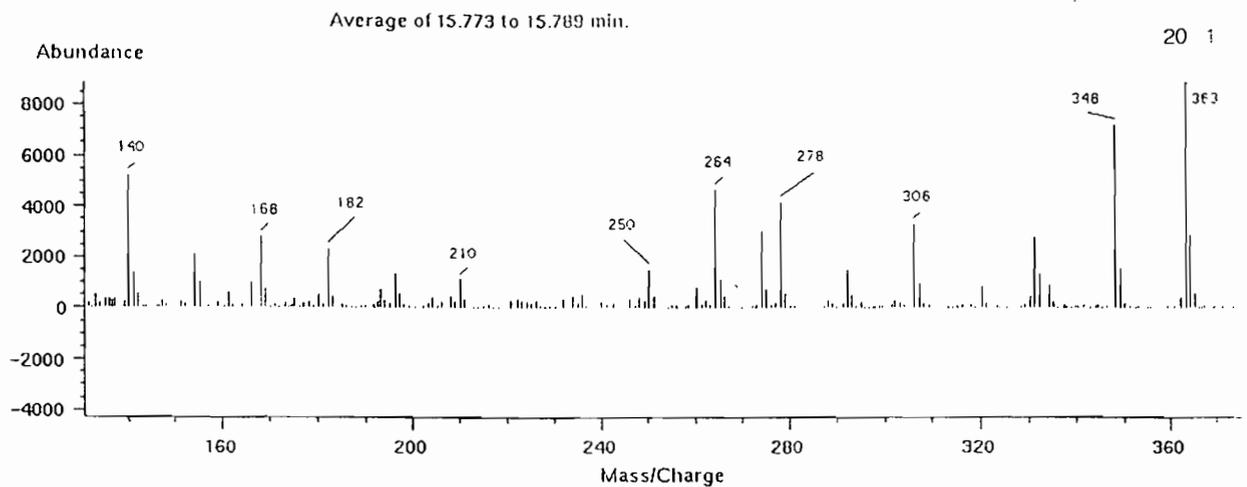
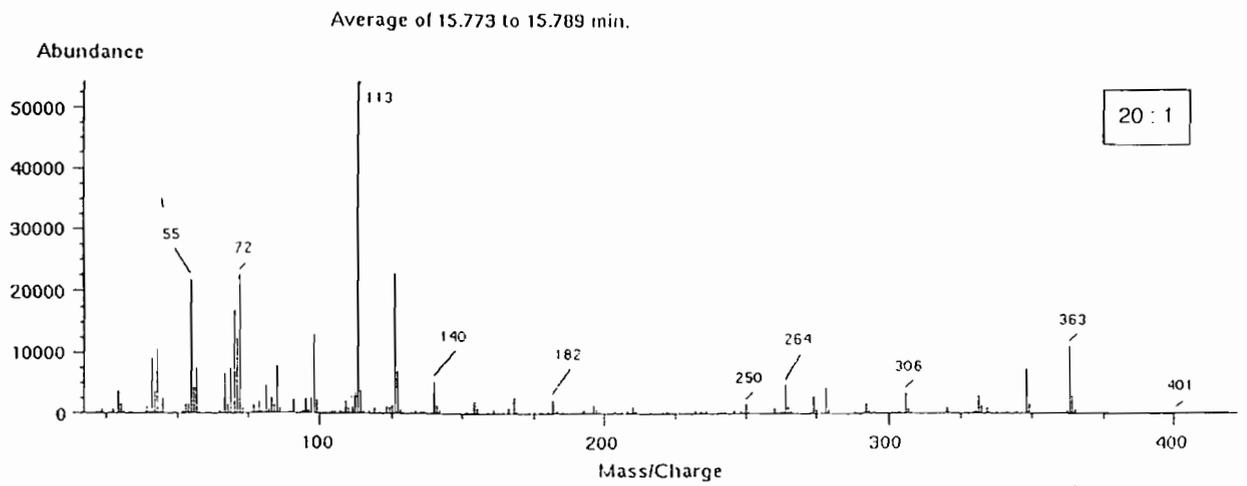


Fig. 16b

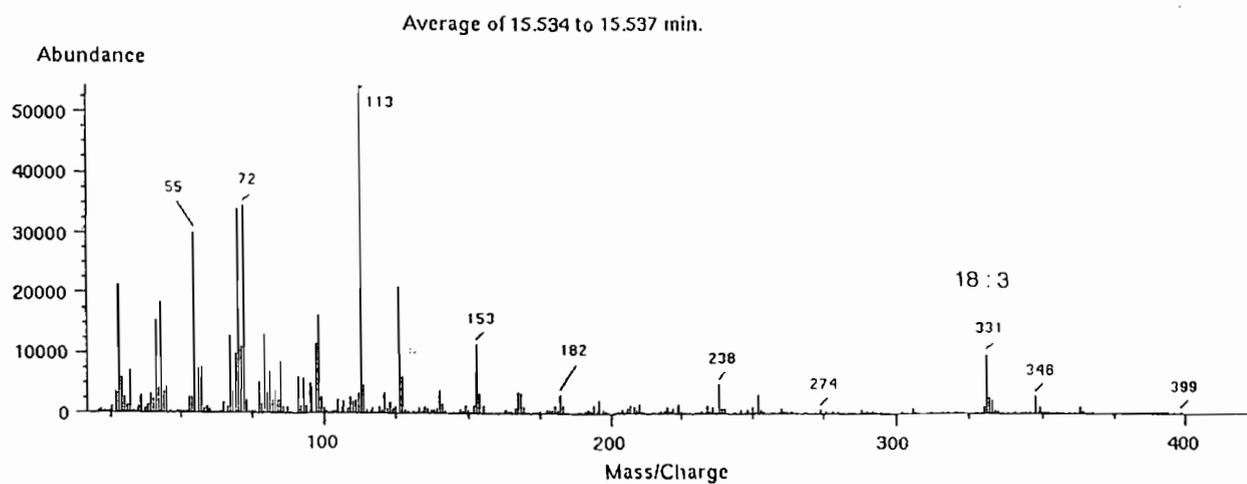
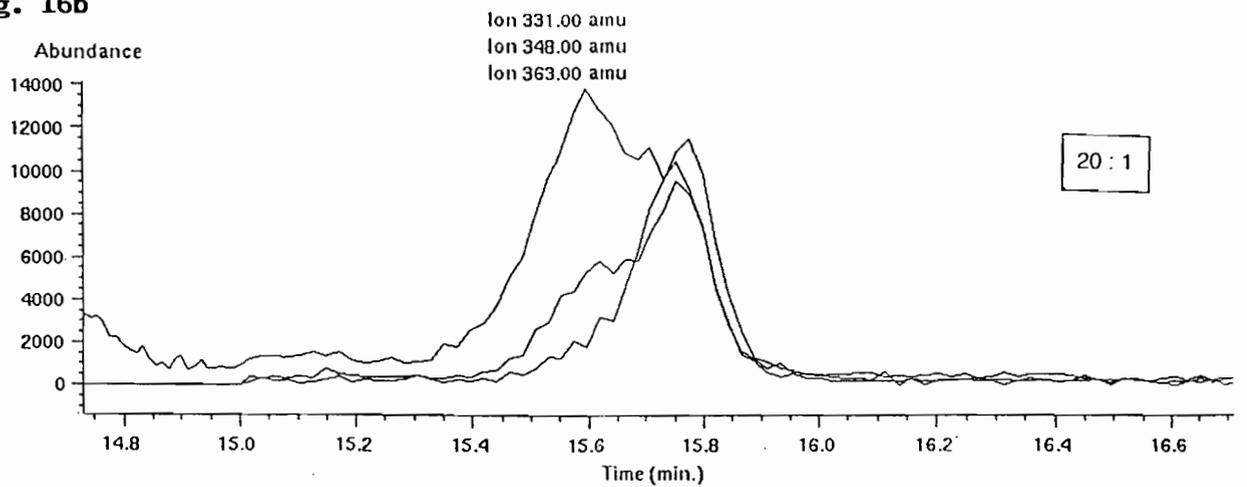


Fig. 17a

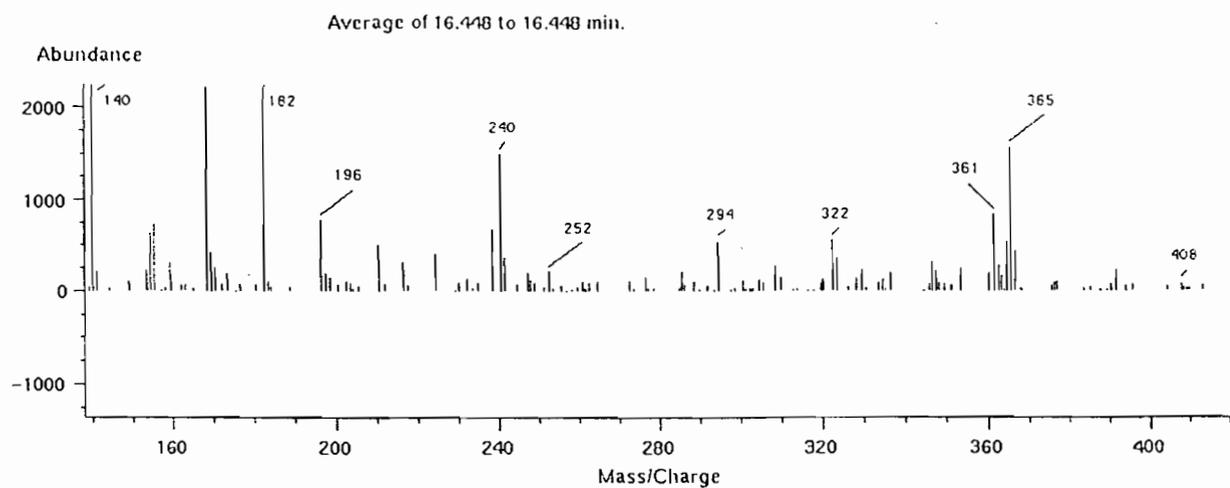
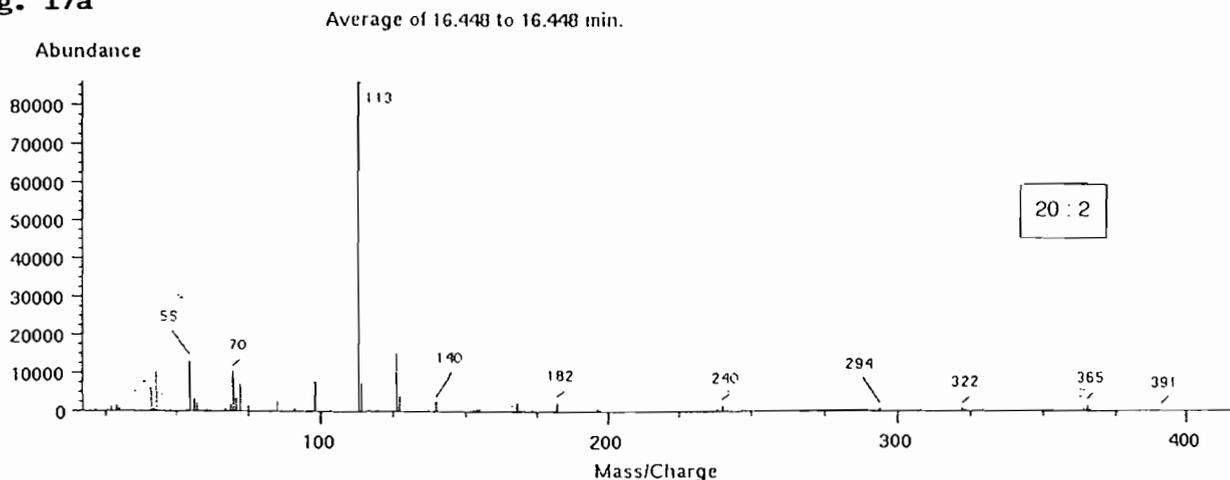


Fig. 17b

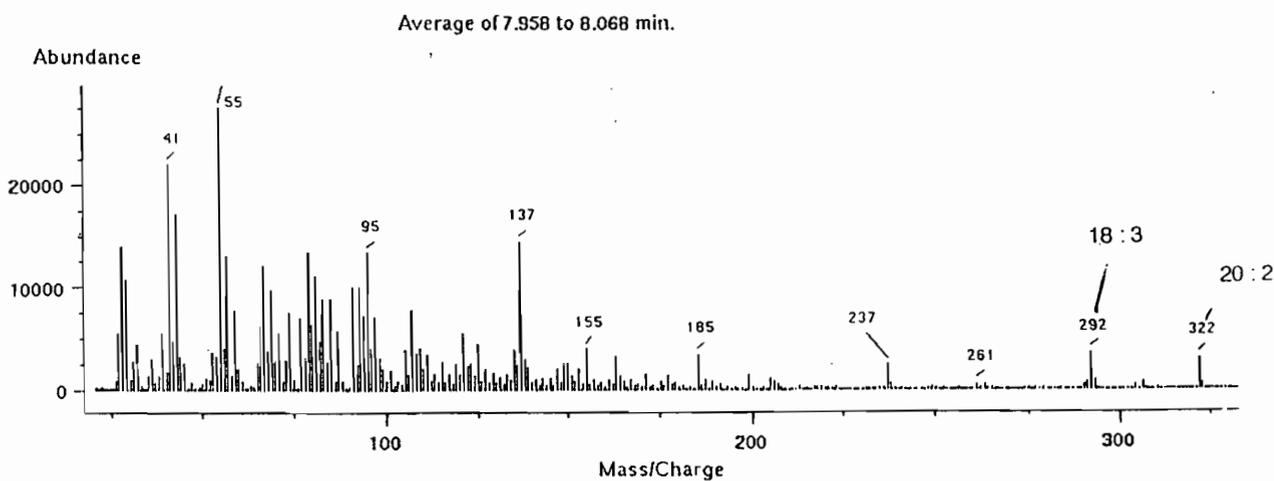
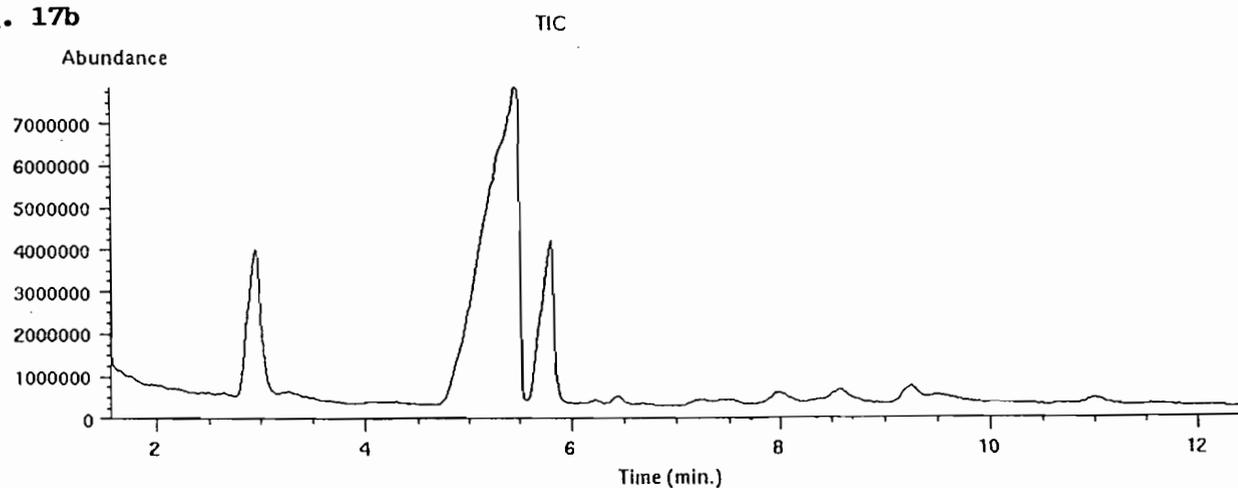


Fig. 18a

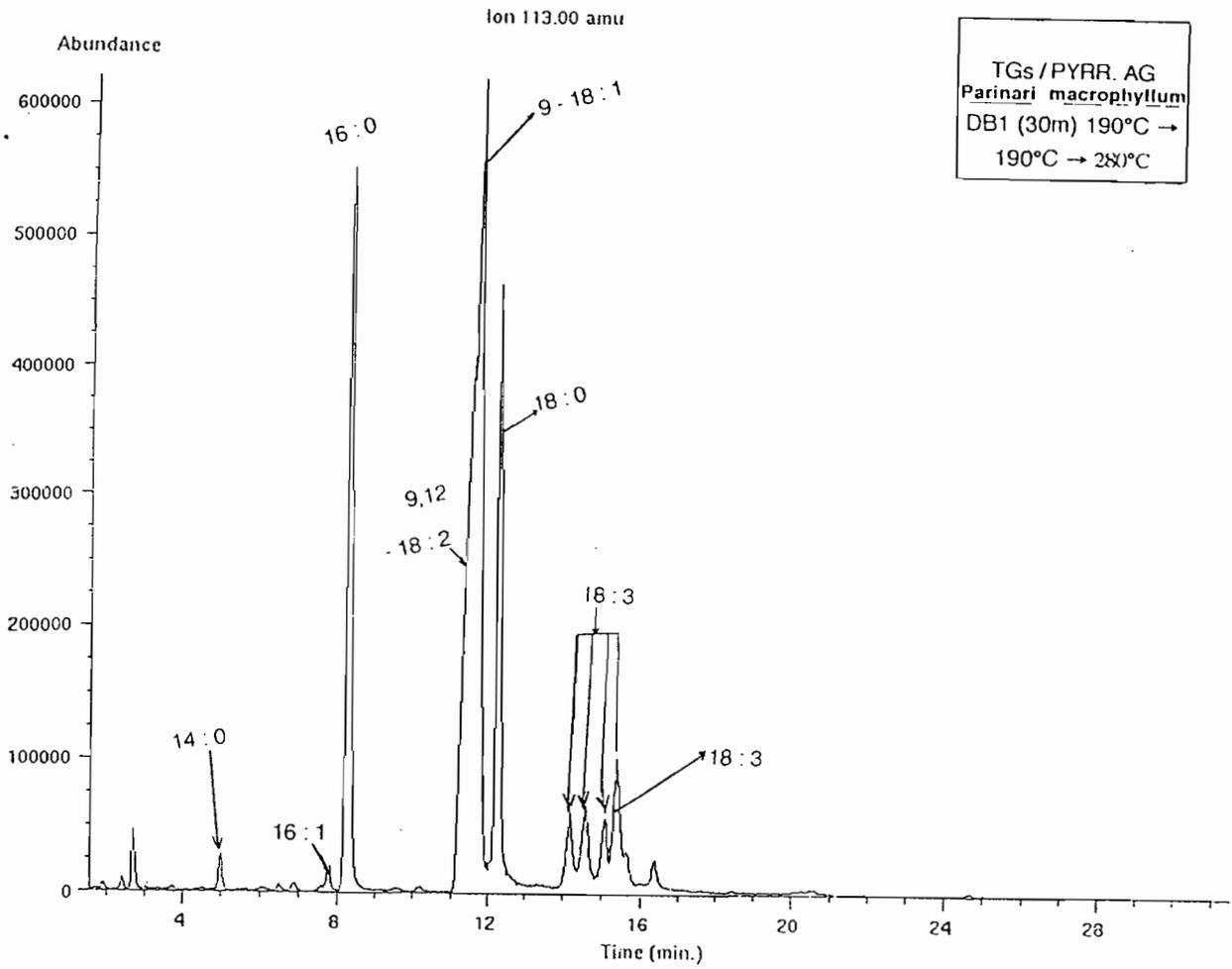


Fig. 18b

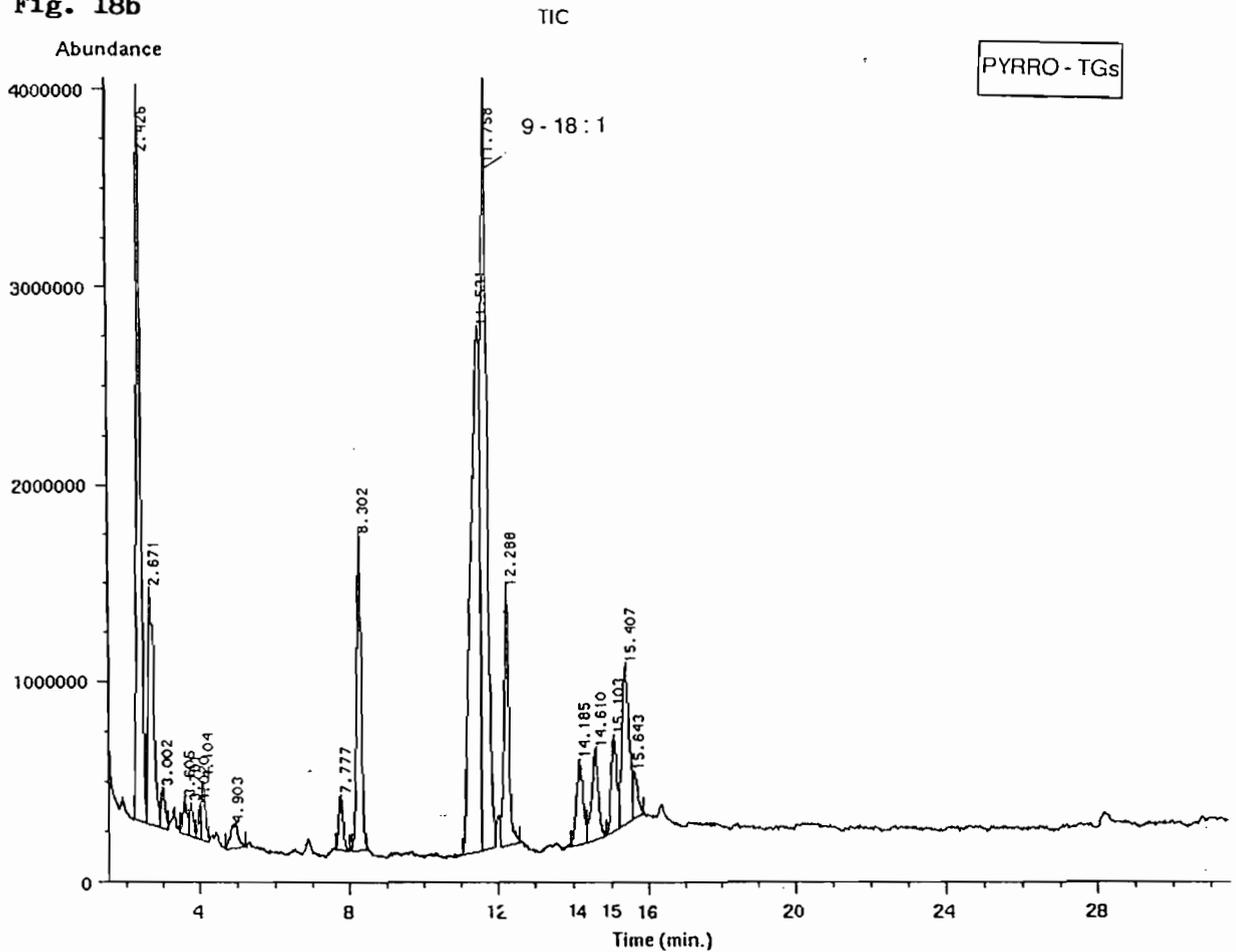


Fig. 19a

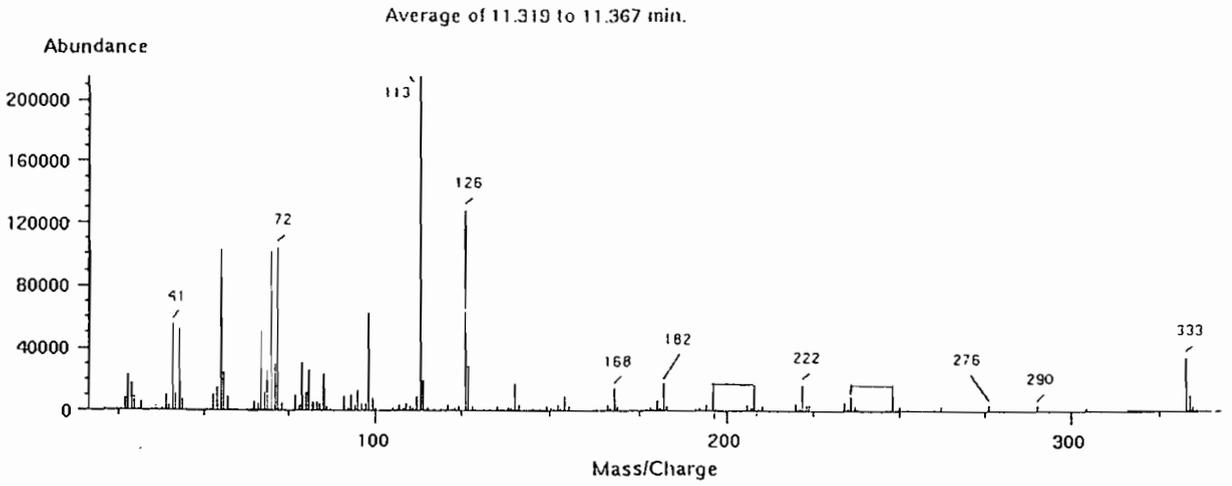
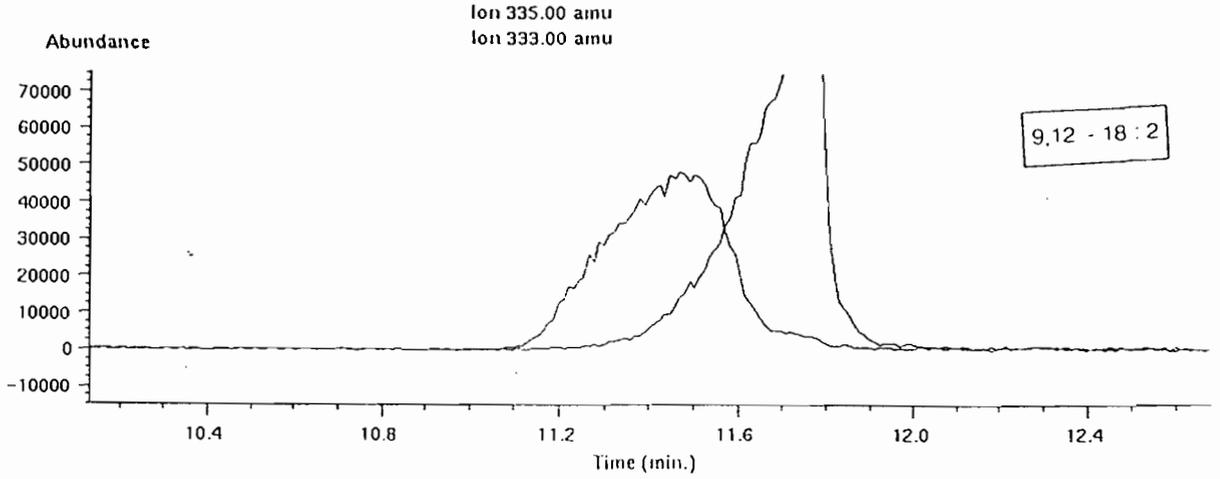
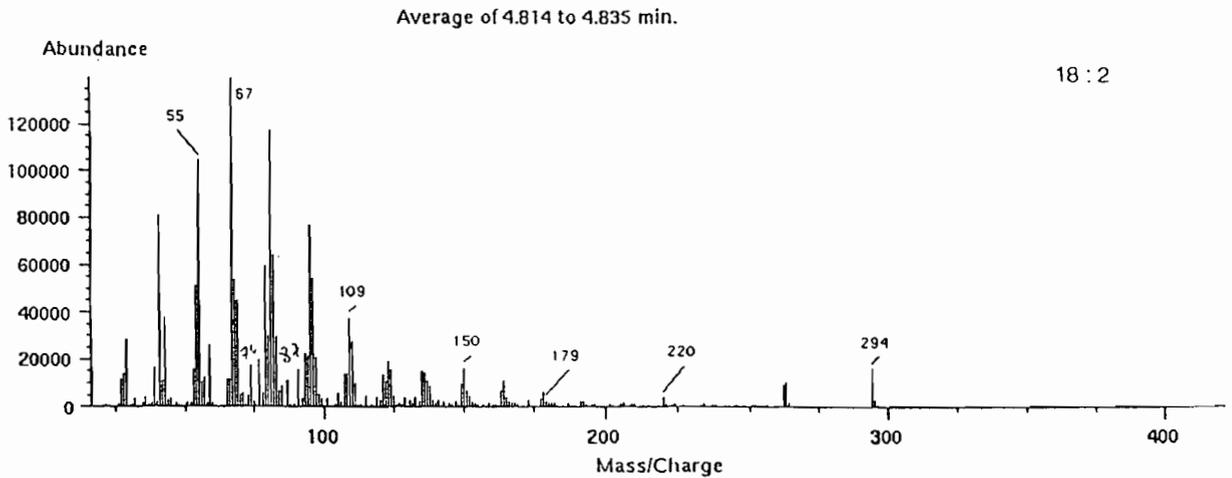
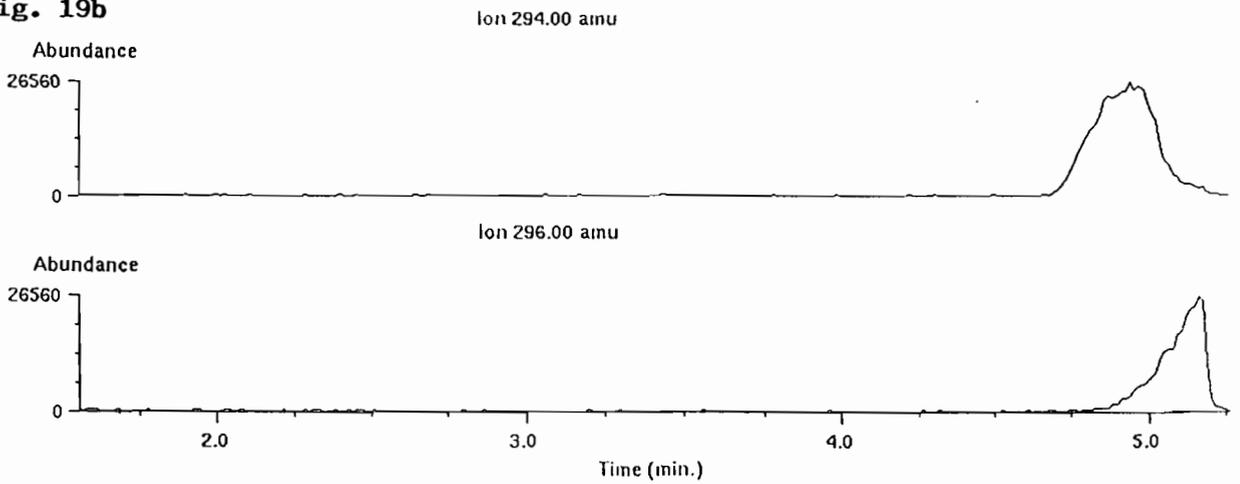


Fig. 19b



Tous les acides observés dans l'huile sont présents dans les triacylglycérols à des teneurs inférieures. C'est le cas de l'acide α éléostéarique et de ses isomères (l'un des isomères a un pourcentage inférieur à 0,3 %).

La figure 20a représente le spectre de masse de l'acide α éléostéarique (11 %). La présence de l'acide en question a été confirmée par le spectre de masse de son EMAG. (fig. 20b).

Les isomères de l'acide α éléostéarique ont été déterminés sur la base de deux analyses (pyrrolidides des acides gras).

La première analyse indique que les isomères de l'acide α éléostéarique sortent à des temps de rétention compris entre 9,206 et 9,262 min. ; 9,564 et 9,625 min. et 10,927 et 10,972 min. ; alors que dans la deuxième analyse, les temps de rétention de ces mêmes isomères sont compris entre 14,195 et 14,224 min., 14,595 et 14,633 min. et 15,085 et 15,099 min.. Les spectres de masse correspondant sont indiqués sur les fig. 21 a, 21 b, 21c (première analyse) et fig. 22a, 22b, 22c. (deuxième analyse) alors que les fig. 23 a, 23b, 23c constituent les spectres de masse des EMAG de ces mêmes isomères .

V. CONCLUSION

Le couplage CPG/SM des pyrrolidides et des EMAG nous a permis d'identifier dans l'huile de *Parinari macrophylla* des acides gras à courtes chaînes , même à l'état de traces, le 8:0 et en particulier le 9 : 0, (non fréquent dans le règne végétal). Les acides gras inconnus au chapitre précédent, X₁, X'₁ et X₂ pourraient bien être les trois isomères A, B, C de l'acide α éléostéarique. Il a été décelé également l'isomère de l'acide oléique (11 - 18 : 1), des isomères diinsaturés de l'acide linoléique , le 9, 13 - 18 : 2 et le 9, 11 - 18 : 2 ainsi que les acides gras 20 : 1 et 20:2 , auparavant non identifiés. Un acide gras à quatre doubles liaisons a été suspecté, sûrement, un isomère de l'acide parinarique (acide octadéca 9 , 11, 13, 15 - tétraénoïque).

La composition en acides gras des triacylglycérols est presque la même que celle de l'huile. (même technique CPG/SM et mêmes conditions d'analyse). L'acide α éléostéarique et ses trois isomères sont observés mais à des proportions différentes.

Fig. 20a PYRRO-AG.

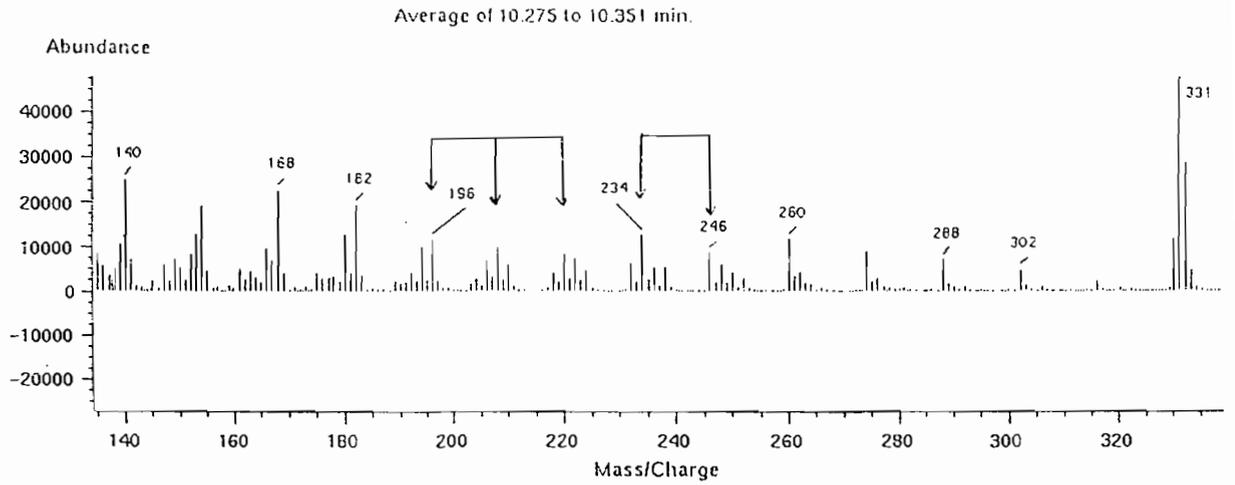
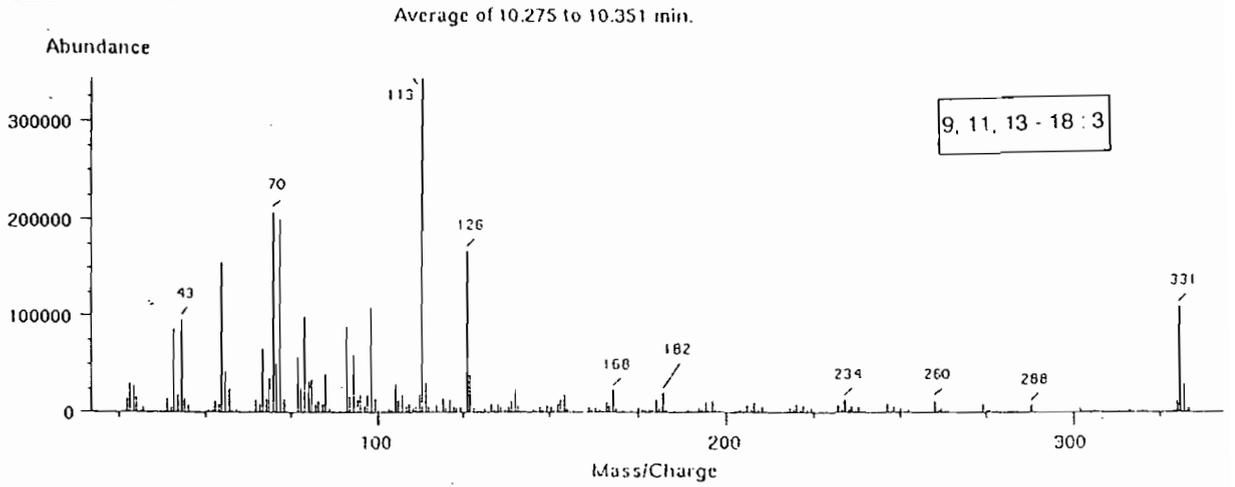


Fig. 20b EMAG.

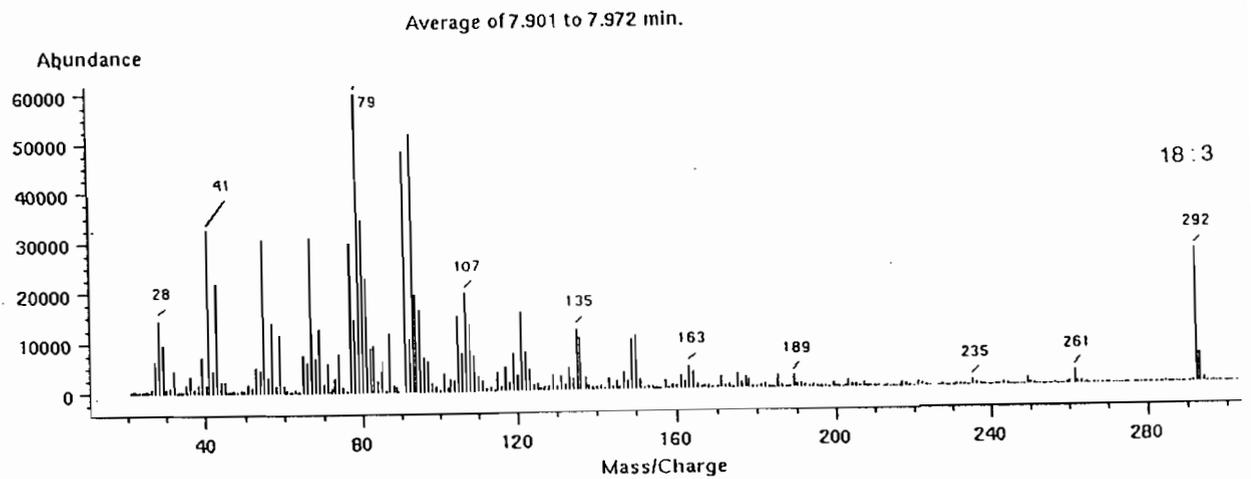
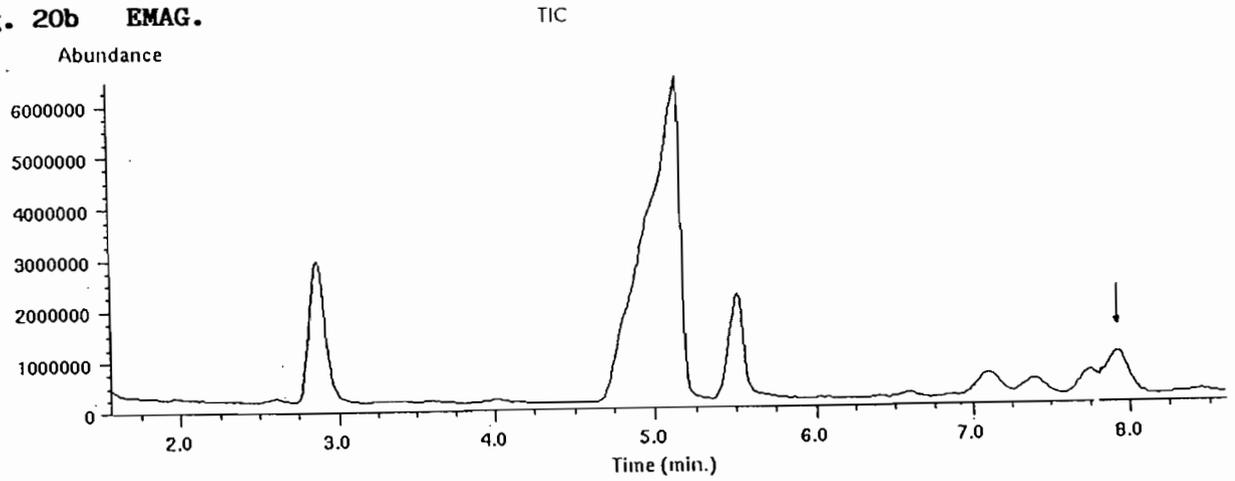


Fig. 21a

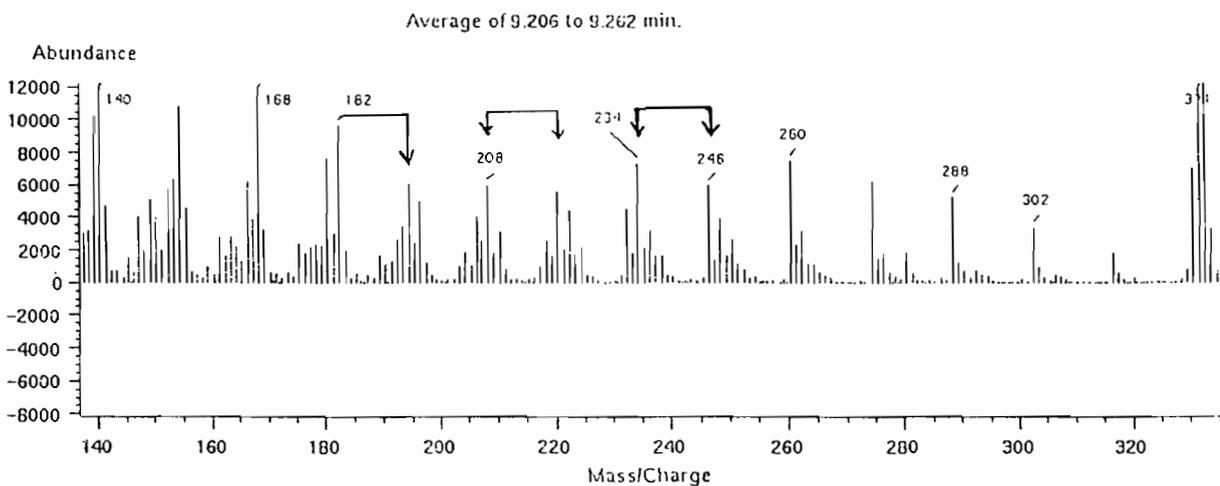
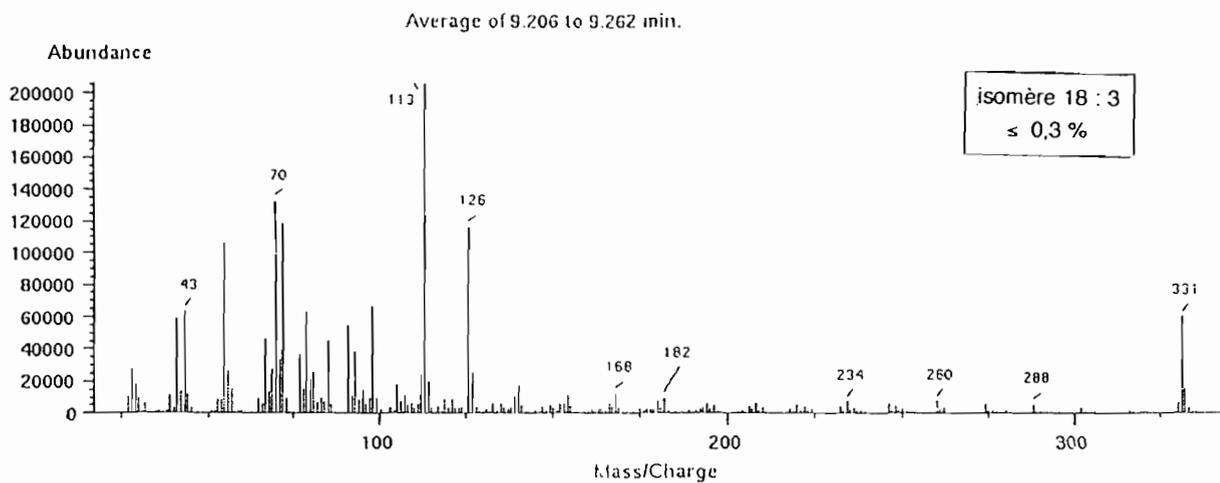


Fig. 21b

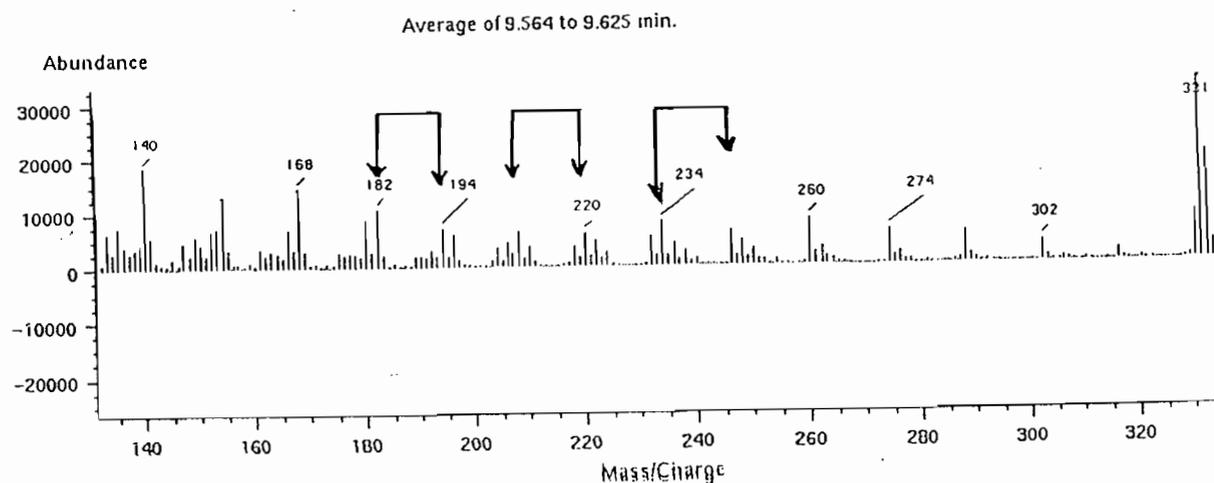
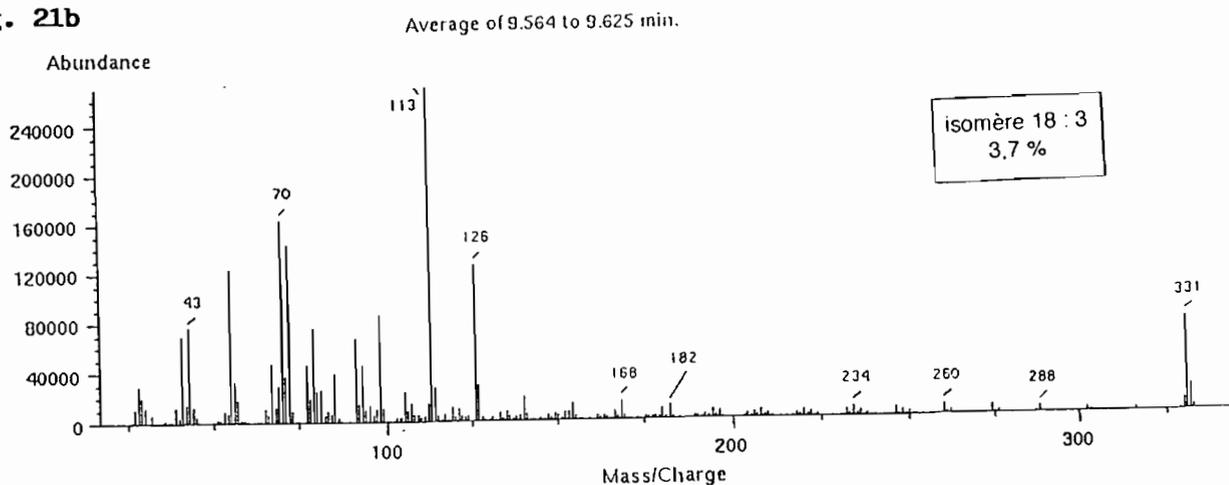


Fig. 21c

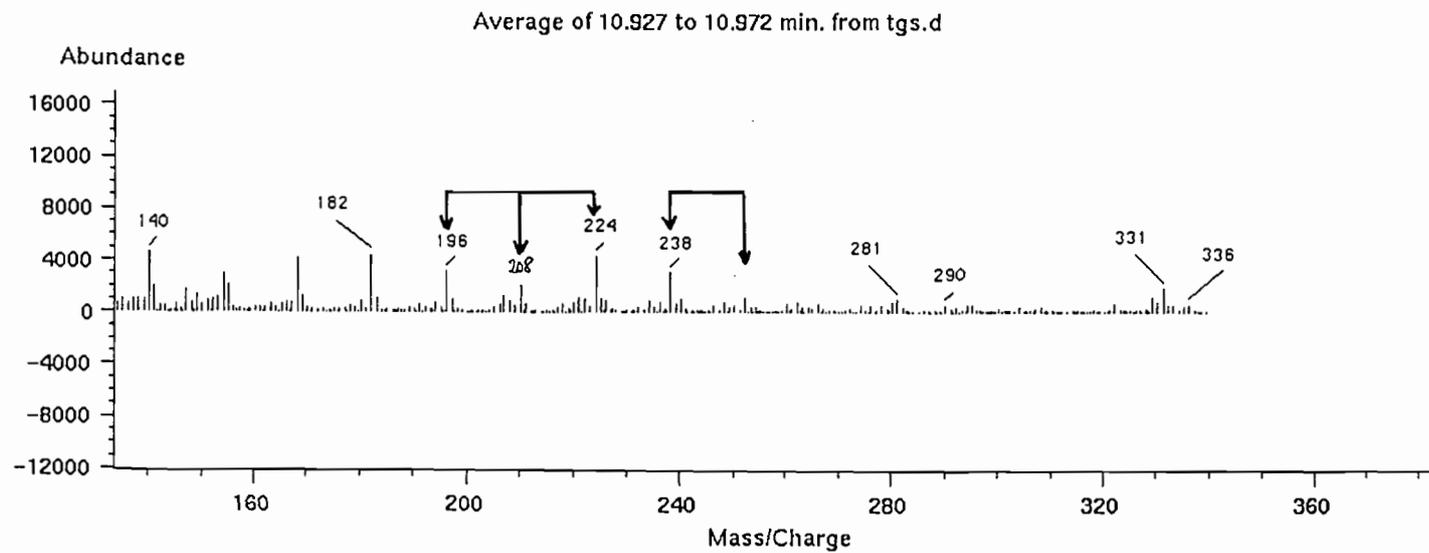
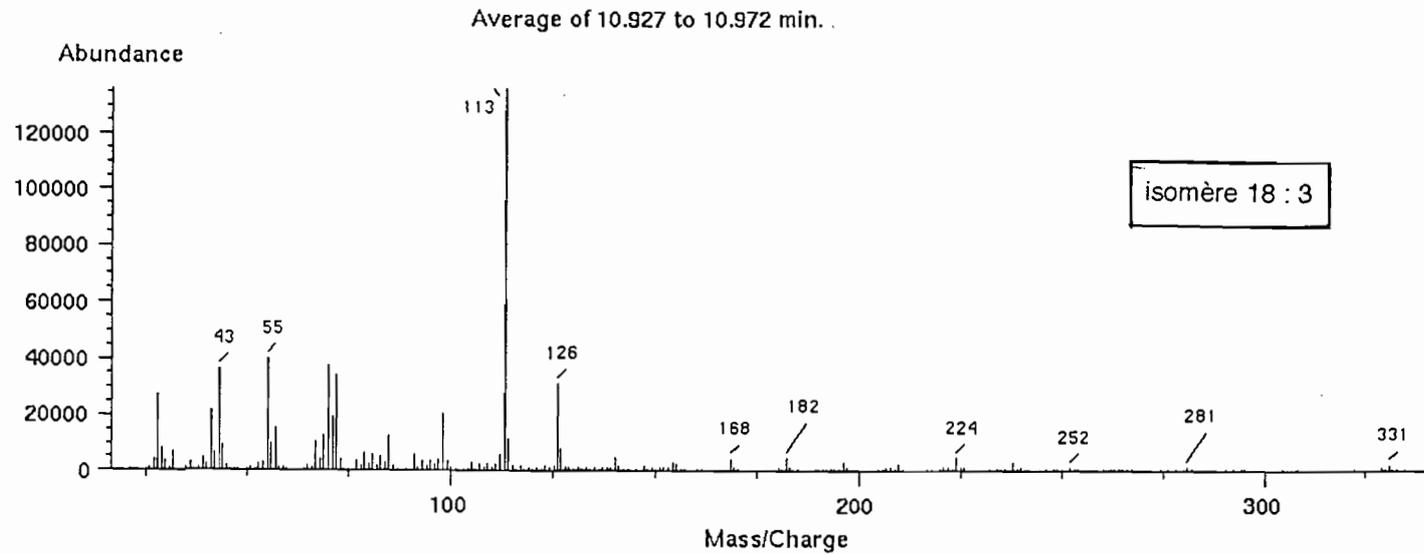
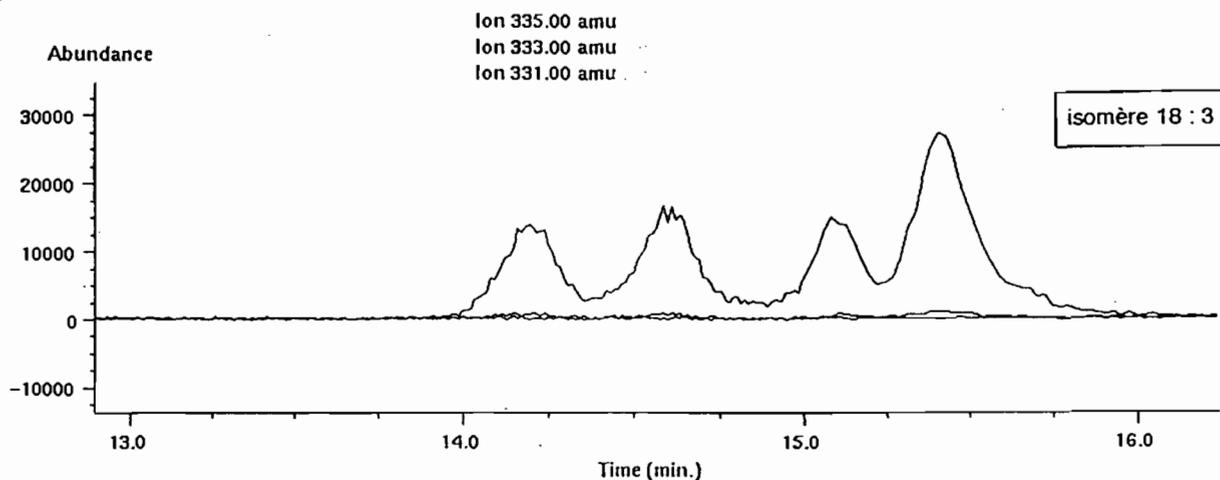


Fig. 22a



Average of 14.195 to 14.224 min.

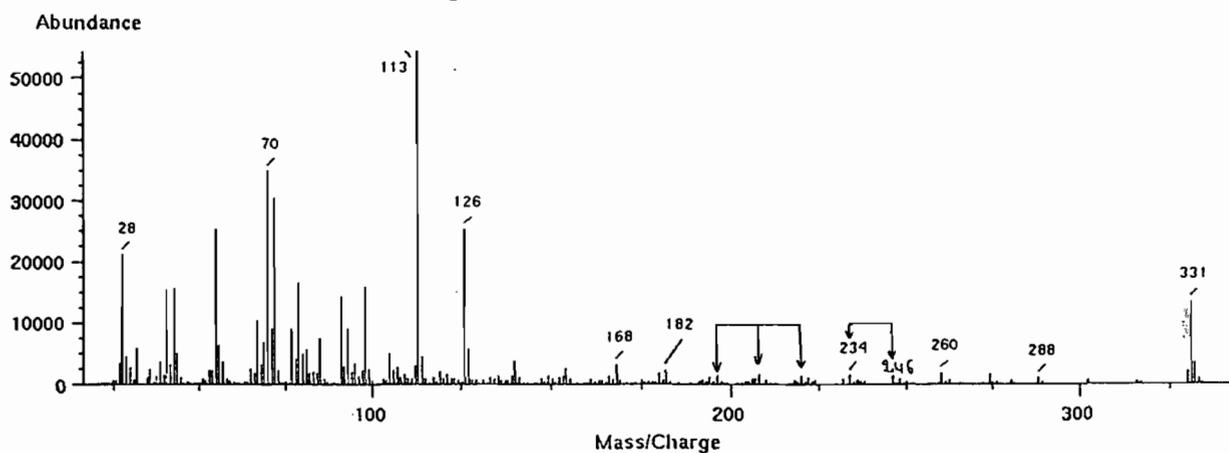
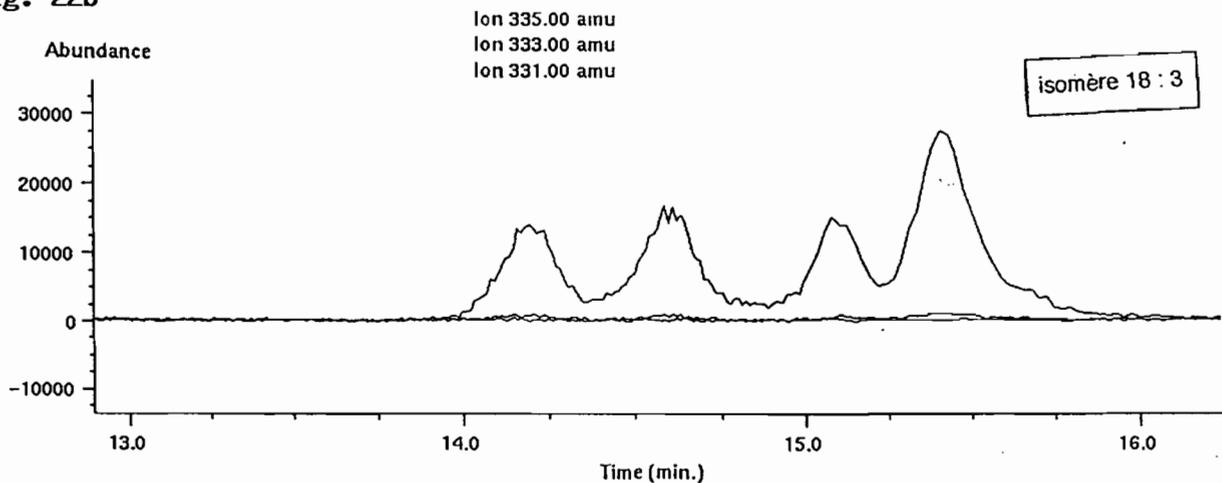
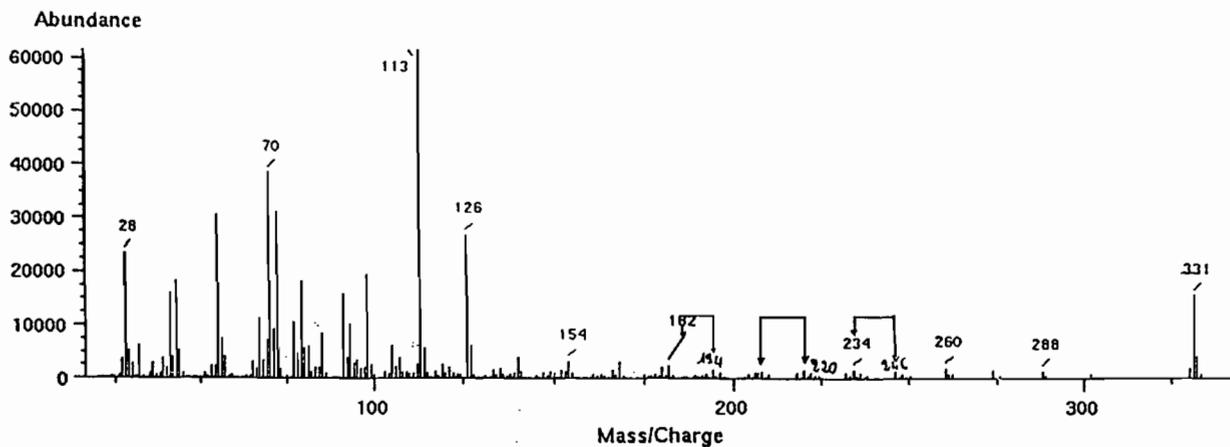


Fig. 22b



Average of 14.595 to 14.633 min.



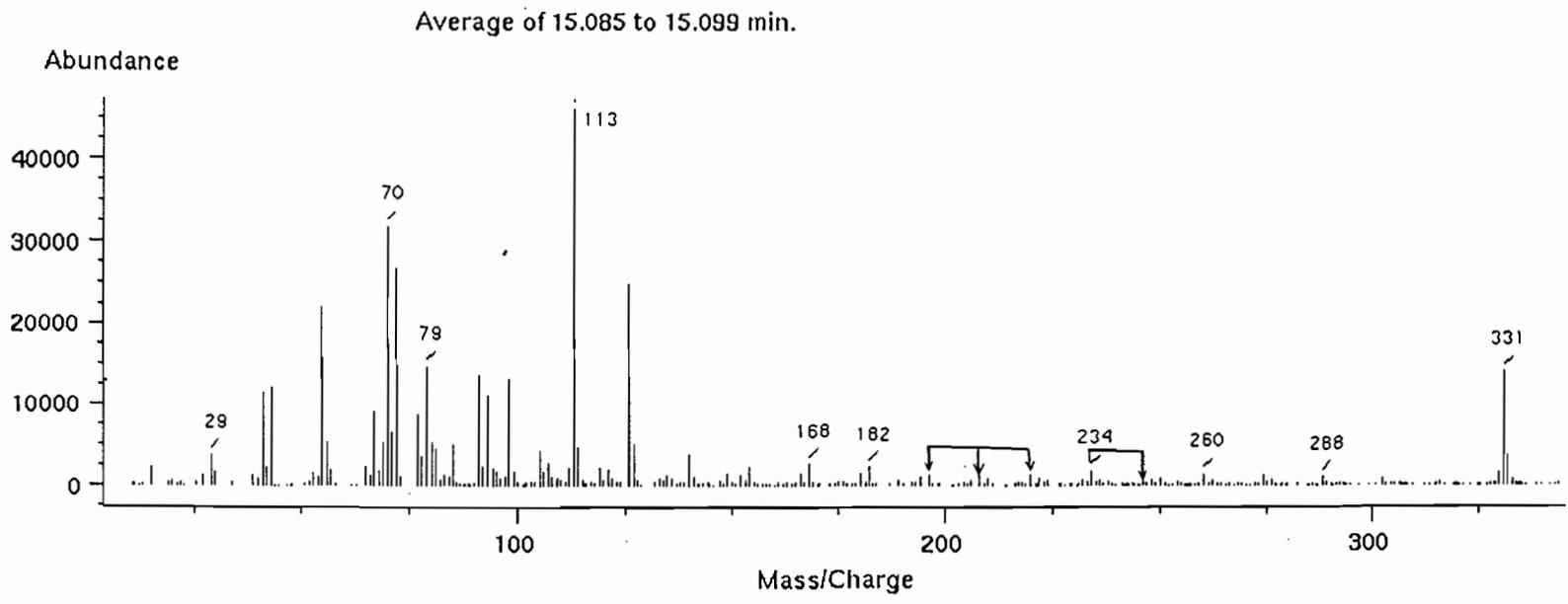
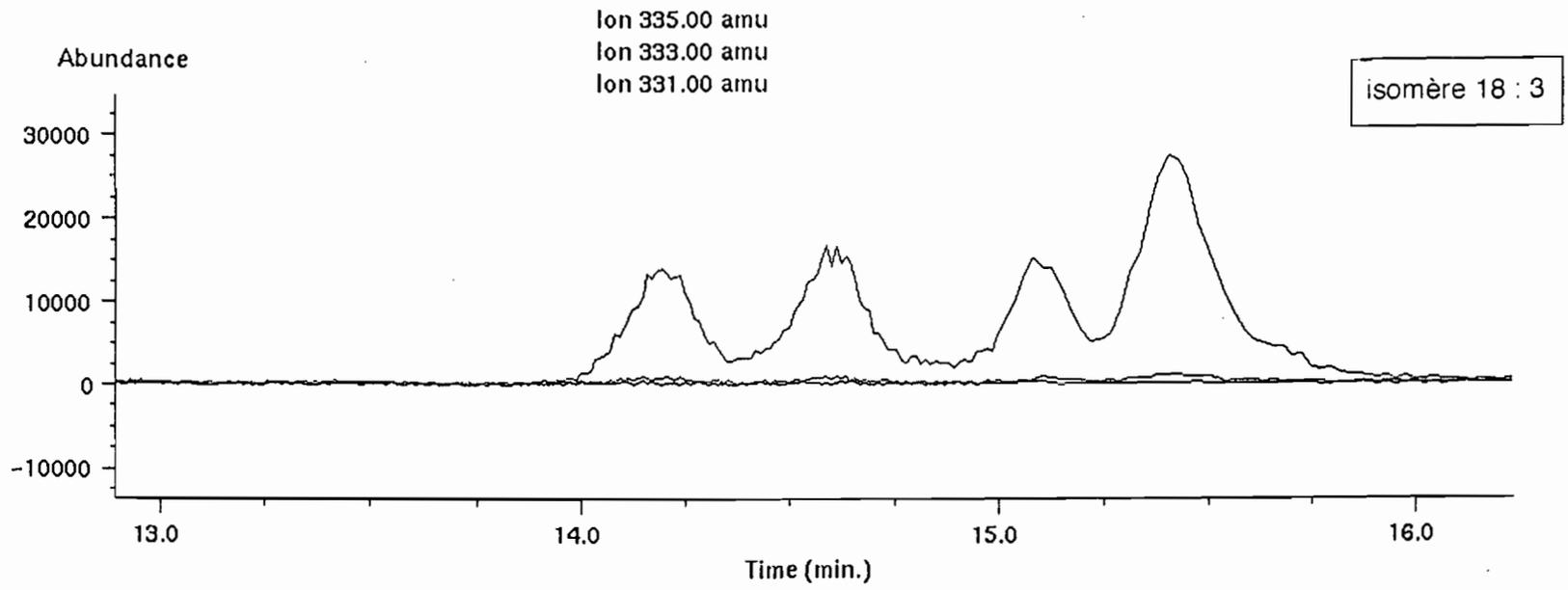


Fig. 22c

Fig. 23a

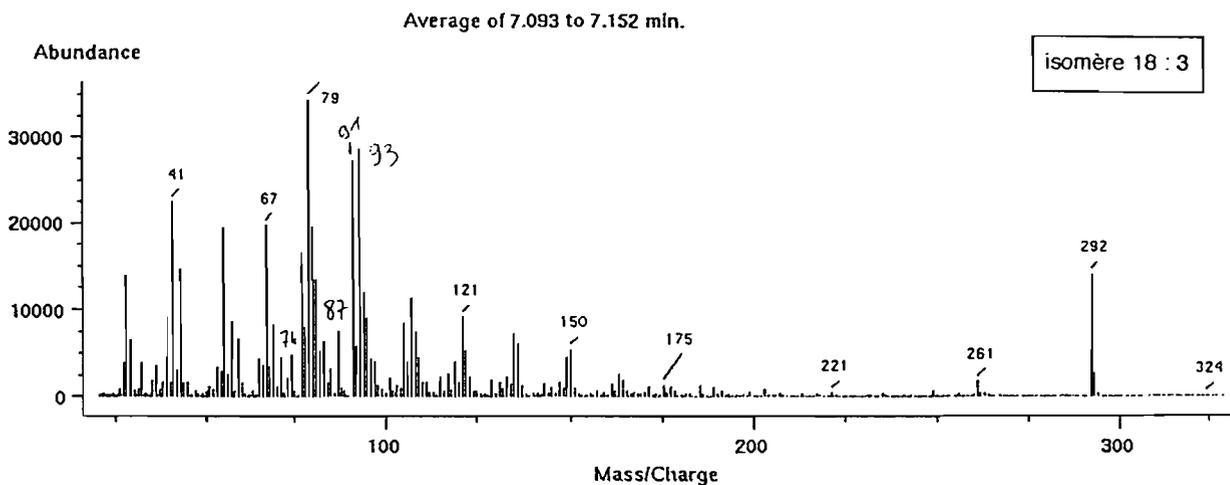
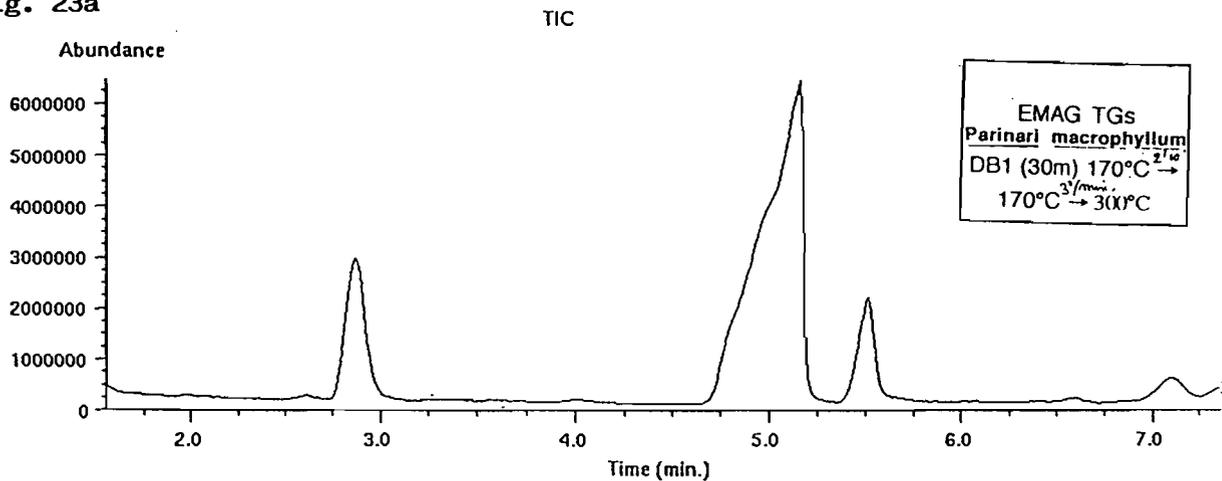
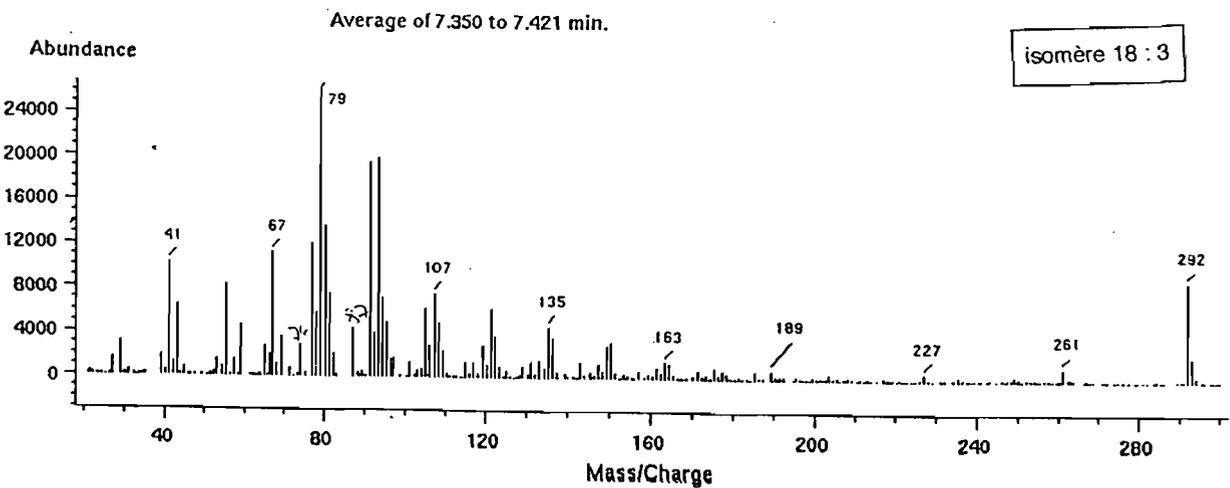
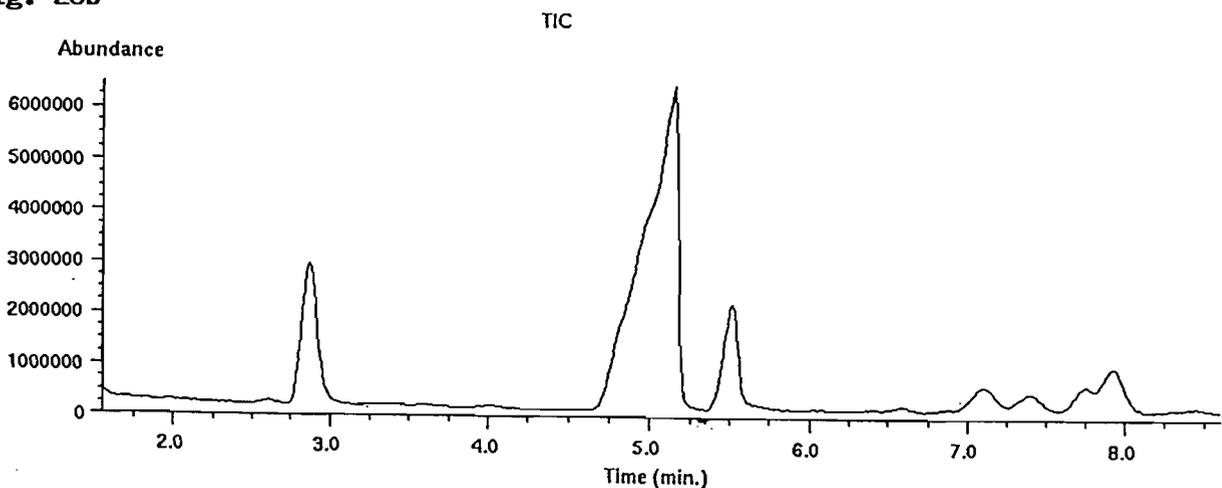
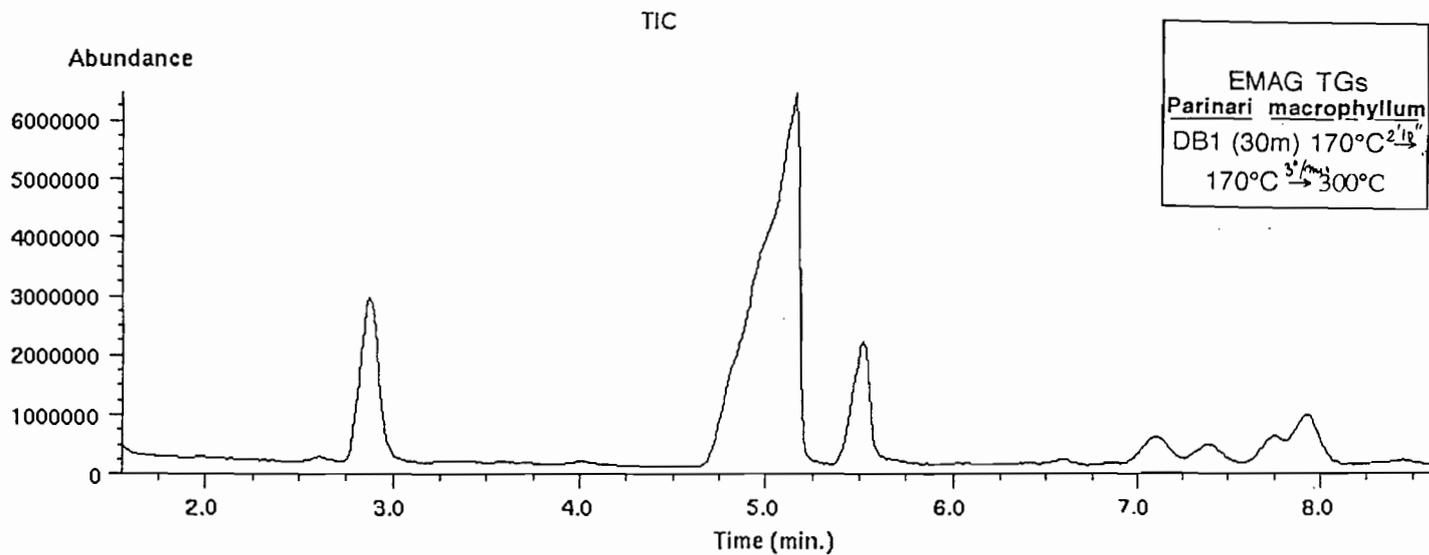


Fig. 23b





Average of 7.727 to 7.789 min.

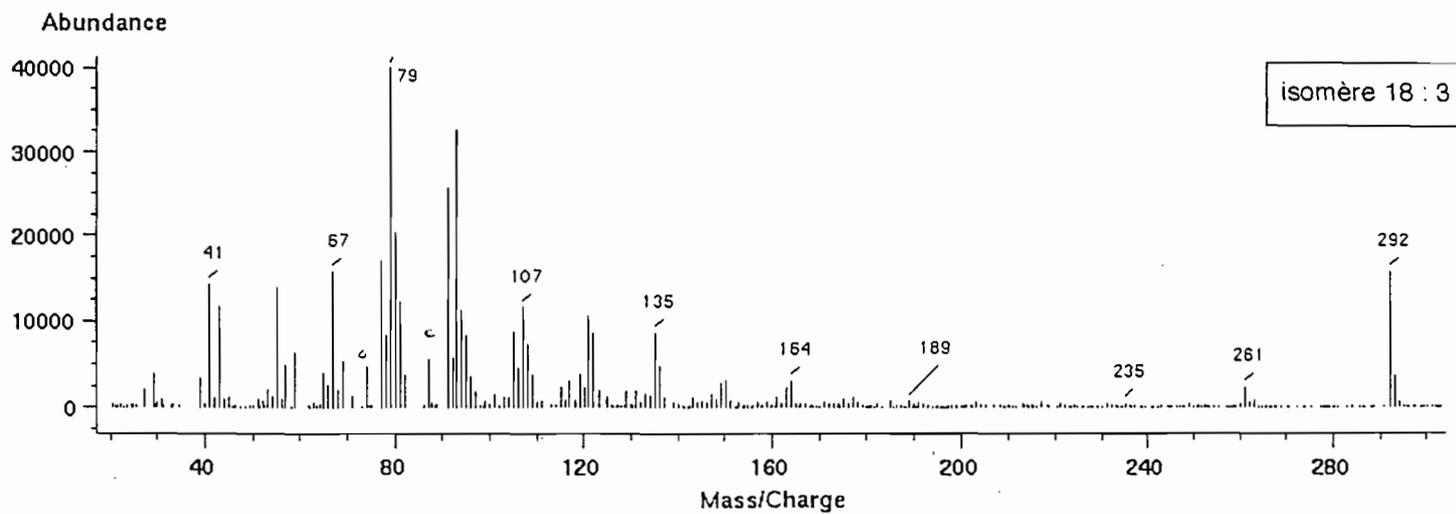


Fig. 23c

Chapitre IV

INHIBITION DE LA $\Delta 6$ DESATURATION DE L'ACIDE LINOLEIQUE (18 : 2n-6) PAR L'ACIDE α ELEOSTEARIQUE CHEZ LE RAT

I. INTRODUCTION

L'acide α éléostéarique (acide $\Delta 9$ cis 11 trans 13 trans octadécatriénoïque), isomère de l'acide α linoléique ($\Delta 9$ cis, 12 cis, 15 cis octadécatriénoïque = 18 : 3 n - 3) avec deux doubles liaisons conjuguées de configuration trans est un constituant majeur de l'huile de *Parinari macrophylla* dont le taux est comparable à celui de l'acide linoléique (acide $\Delta 9$ cis, 12 cis octadécadiénoïque = 18 : 2 n - 6), tandis que l'acide linoléique est absent de l'huile.

Compte tenu de la présence de doubles liaisons trans-conjuguées par rapport à la double liaison $\Delta 9$ cis, on peut penser que cet acide α éléostéarique peut inhiber chez l'animal *in vivo* ou *in vitro* la biosynthèse des acides gras polyinsaturés essentiels à partir de l'acide gras indispensable 18 : 2 n - 6.

Avant de réaliser des expériences nutritionnelles, il nous a paru intéressant d'étudier l'inhibition *in vitro* de la première étape de la biosynthèse des acides gras polyinsaturés en n - 6 c'est à dire la $\Delta 6$ désaturation de l'acide 18 : 2 n - 6 en acide 18 : 3 n - 6 (= acide γ linoléique = acide $\Delta 6$ cis 9 cis 12 cis octadécatriénoïque) par les microsomes hépatiques de rat. Cette étude a été réalisée dans le cadre d'expériences portant sur l'inhibition de cette réaction par des acides gras atypiques (CAO et al., 1993) [38] et par des acides isomères géométriques de 18:2 n-6 (BERDEAUX et al 1994) [20].

II. BIOSYNTHESE DES ACIDES GRAS POLYINSATURES

Les acides gras de la même famille sont souvent issus d'un processus de transformation du précurseur. La transformation des acides gras peut se faire selon trois voies principales: l'élongation, la rétroconversion et la désaturation. Les deux précurseurs des familles n-6 et n-3 sont respectivement, l'acide linoléique C18 : 2n - 6 et l'acide linoléique C18 : 3n - 3.

II. 1. L'élongation

La réaction d'élongation correspond à l'addition d'un chaînon à deux atomes de carbone sur une chaîne carbonée d'un acide gras au niveau de la fonction carboxylique de la molécule. Elle nécessite plusieurs enzymes (MÉTAIS, 1982) [92] et s'effectue au niveau des mitochondries et au niveau du réticulum endoplasmique.

Dans les mitochondries, les acides gras saturés sont de bons substrats alors que dans le réticulum endoplasmique, ce sont les acides gras insaturés. Plus l'acide gras sera insaturé, plus il sera facilement allongé (SPRECHER, 1977) [124].

Le mécanisme de l'élongation (mitochondriale - microsomale) d'Après METAIS 1982 [88] est représenté par la figure 1 (annexe III)

II. 2. La rétroconversion

La rétroconversion est une réaction de dégradation partielle qui transforme un acide gras polyinsaturé à très longue chaîne en un acide gras plus court de deux atomes de carbone. Elle intervient surtout au niveau des acides gras polyinsaturés à 22 carbones en n-6 et en n-3 qui sont convertis en acides gras polyinsaturés à 20 atomes dans les tissus animaux. Le mécanisme de transformation est proche de celui de la β oxydation mitochondriale (SCHLENK et al , 1967) [116]; (STOFFEL et al, 1970) [127].

II. 3. La désaturation

La réaction fait apparaître une double liaison dans la chaîne carbonée. Les différentes étapes se passent généralement dans les microsomes et dans les mitochondries de souris obèses (HUGUES et YORK, 1985) [69].

Parmi les principales désaturases nous notons la $\Delta 9$ et la $\Delta 6$ désaturase.

II. 3. 1. La $\Delta 9$ désaturase

Elle est présente dans tous les mammifères mais elle n'intervient pas dans la biosynthèse des acides gras essentiels. Elle est active dans le foie de rat et surtout dans le foie de poulet. (WAHLE, 1974) [141]. Elle convertit l'acide palmitique (16 : 0) en acide palmitoléique (16:1 n-7) pour la famille des acides gras en n-7 et l'acide stéarique (18 : 0) en acide oléique (18 : 1 n-9) pour la famille en n-9.

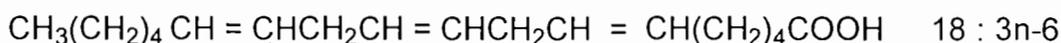
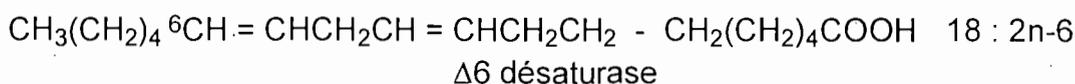
II. 3. 2. La $\Delta 5$ désaturase

Cette enzyme intervient dans la conversion des acides gras des familles n-6, n-3. Après élongation des acides γ linoléique (18:3n-6) et stéaridonique (18:4n-3) en acides dihomogamma-linoléique (20 : 3n-6) et trans eicosatétraénoïque (20 : 4n - 3), respectivement, ces derniers sont transformés par la $\Delta 5$ désaturase en acides arachidonique (20:4n-6) et eicosapentaénoïque (20:5n-3, E. P. A) ; respectivement.

II. 3. 3. La $\Delta 6$ désaturase :

La $\Delta 6$ désaturase est la première enzyme de conversion de l'acide linoléique (18 : 2n-6) et l'acide γ - linoléique (18:3n-3) alimentaires en acides- linoléique (18:3 n-6) et stéarique (18 : 4n - 3), respectivement.

Exemple



La $\Delta 6$ Désaturation est une réaction limitante dans la biosynthèse des acides gras qui en dérivent . Elle exige un substrat possédant une double liaison cis en position $\Delta 9$ (JAMES, 1977) [75]. Par ailleurs, pour une longueur de chaîne donnée, la vitesse de désaturation est augmentée par la présence d'une double liaison en $\Delta 12$ (18 : 2n - 6) et plus particulièrement d'une troisième double liaison en position $\Delta 15$ (18 : 3n - 3) (BRENNER, 1971, 1977) [30], [31]. En cas d'absence ou de carence des deux acides gras indispensables , la $\Delta 6$ désaturase peut néanmoins désaturer les acides gras oléique et palmitoléique mais son affinité pour ces deux substrats est faible (BRENNER, 1977) [31]. Elle fut isolée à partir des microsomes hépatiques de rat et purifiée en 1981 par OKAYASU [100].

Contrairement à la $\Delta 6$ désaturase les activités ne sont pas identiques dans les différents organes ou tissus. Si la capacité est considérée égale à 100 dans le foie, on remarque que celle dans les divers organes est de: 142 dans les surrénales, 45 dans les testicules, 8 dans le coeur, 12 dans les reins, 14 dans le cerveau. Dans les poumons et les graisses épидидymaires cette activité est non mesurable (BRENNER, 1971) [30].

III. MATERIEL ET METHODES

III. 1. Matériel

III. 1. 1. Substrat radioactif - Produits biochimiques

Le produit radioactif utilisé est l'acide linoléique (18 : 2 n - 6) ^{14}C , de pureté radiochimique égale à 99 % et dont l'activité spécifique est de 50 mci / mmole. Il provient de NEN (Dupont de Nemours, France), et est dilué avec l'acide gras correspondant non radioactif dans l'éthanol de manière à obtenir une activité spécifique de 10 mci / mmole. Les substances chimiques et biochimiques proviennent de Sigma (Saint Louis, USA) et de Merck (Darmstad - Allemagne). Les acides gras radioactifs ou non et les produits biochimiques sont conservés à +4°C.

III. 1. 2 Appareillage

L'appareillage utilisé comprend :

*** Une pompe CLHP**

SP 88 10 Spectra Physics

Débit : 1 ml / min

Phase mobile : Acétonitrile / eau (95 : 5) (V / V)

*** Colonne**

Hibar Lichrocart, Superspher RP - 18 (Merck)

Longueur : 25 cm

Diamètre interne : 4 mm

*** Détecteur**

Réfractomètre différentiel Waters 401

*** Injecteur U6K**

La température du système est maintenue à 35°C.

III. 2. Méthodes

III. 2. 1. Obtention de l'acide α éléostéarique

Séparation des esters méthyliques par (CLHP)

L'acide α éléostéarique ainsi que les acides gras X1 et X2 sont isolés à

partir des esters méthyliques d'acides gras totaux d'huile de *Parinari macrophylla* selon la méthode utilisée au chapitre II paragraphe III.2.1. Leur séparation est effectuée par chromatographie liquide à haute performance, en phase inverse (CLHP), suivant la méthode décrite par NARCE (1988) [97].

A la suite de la séparation chaque fraction d'esters méthyliques est collectée et pesée, après évaporation du solvant. La pureté du produit est contrôlée par chromatographie gaz-liquide (CGL). La fraction obtenue correspondant à l'ester méthylique d'acide α éléostarique est saponifiée en présence de 2 ml de KOH (0,1 mol / l) dans l'alcool à 90 % pendant 3h à une température voisine de 45°C. Après acidification, l'acide gras libre est extrait par l'hexane. Le solvant est évaporé et le résidu est repris par l'éthanol de façon à obtenir une concentration de 60 nmoles / 15 μ l.

III. 2. 2. Préparation des microsomes hépatiques

On a utilisé des rats de souche Wistar au sevrage qui ont reçu un régime lipidoprive pendant une durée de 3 semaines. La composition du régime est donnée sur le tableau I : (BERDEAUX., 1996) [21]

Tableau I : Composition du régime

Constituants	Teneur (% poids sec)
Caséine	19,35
Amidon	39,70
Saccharose	31,00
Agar - agar	2,15
Cellulose	2,15
Mélange salin	5,35
Inositol	0,20
Acide para amino benzoïque	0,01
Chlorure de choline	0,09

Un mélange vitaminique est ajouté à l'eau permettant de rendre le régime semi-liquide.

Au terme de la période de régime, les rats ont un poids moyen de 232 ± 21 g (moyenne \pm écart type), le poids des foies étant de $7,16 \pm 1,04$ g. Après un jeûne d'une nuit, les rats sont sacrifiés et les foies sont prélevés.

Le protocole expérimental est représenté par la figure 2, en annexe IV.

On effectue alors un prélèvement d'environ 3,5 g sur chaque foie, qui est ensuite homogénéisé au broyeur Potter Elvehjem avec 18 ml d'une solution de saccharose (0,25 M) dans du tampon phosphate (0,05 M à pH 7,4).

L'homogénat est centrifugé pendant 20 minutes à 13 000 tours / min (Centrifugeuse Model J21, Beckman). Cette première centrifugation permet de séparer les noyaux, les mitochondries et les débris cellulaires (particules subcellulaires de poids moléculaire élevé). Le surnageant est ultracentrifugé à 40 000 tours / min (centrifugeuse Model L8 - 55, Beckman) pendant 1 heure. Le culot de cette deuxième centrifugation correspond aux microsomes tandis que le surnageant contient le cytosol. Le culot de l'ultracentrifugation est repris avec 0,4 ml de surnageant et 0,8 ml de tampon et constitue la fraction microsomale utilisée dans la suite du protocole.

Avant les incubations, on effectue un dosage de protéines des fractions microsomales en utilisant la méthode décrite par LAYNE (1957) [87]. Cette méthode, basée sur la réaction du biuret, permet de déterminer le volume de la préparation microsomale correspondant à 5 mg de protéines (quantité utilisée pour chaque incubation).

III. 2. 3. Milieu et conditions d'incubation

La composition du milieu d'incubation est indiquée dans le tableau II :

Tableau II : Composition du milieu d'incubation

Constituants	Quantité par incubation (μ moles)
ATP	7,5
Coenzyme A	1
NADPH	1
NADH	1,5
Mg Cl ₂	10

Tous ces composés sont indispensables soit à l'activation préalable à la désaturation des acides gras (Mg^{++} , ATP), soit à la désaturation elle-même. Ils sont mis en solution et mélangés à une solution tampon phosphate (0,15 M, pH 7,4). Le substrat radioactif et l'acide gras non radioactif (inhibiteur éventuel de la désaturation) sont ajoutés sous un faible volume d'éthanol à 2 ml de ce milieu.

L'incubation commence avec l'addition de 5 mg de protéines microsomales au milieu. Les flacons d'incubation sont placés pendant 15 min. dans un bain-marie réglé à 37°C. Après 15 min., les réactions sont arrêtées par addition de 16 ml de chloroforme / méthanol (2 / 1, V / V), mélange qui précipite les protéines.

III. 2. 4. Extraction des lipides et méthylation :

Mesure de la radioactivité

Après l'arrêt des incubations, une partie de la phase chloroformique comportant les lipides est prélevée, transvasée dans un ballon de 50 ml, évaporée à sec et séchée à l'alcool éthylique absolu. L'échantillon séché est repris avec du chloroforme et transvasé dans un tube à vis et à joint Téflon. On ajoute 1,5 ml de mélange BF_3 / méthanol (14 %, V/V) et 0,5 ml de benzène à l'échantillon mis à sec. Le tube est chauffé à 95°C pendant une 1/2 heure. (MORRISON et SMITH, 1964) [96]. Après refroidissement, les esters méthyliques sont extraits à l'hexane. La phase hexanique est ensuite séchée à l'éthanol absolu. La conversion du substrat radioactif en son produit de désaturation est déterminée après séparation des esters méthyliques par CLHP selon la méthode indiquée précédemment.

L'extrait brut est séché sous azote puis repris dans 100 μ l d'acétone. L'identification des fractions se fait par addition avant l'injection d'un mélange d'esters méthyliques ($18 : 2n - 6 =$ substrat + $18 : 3n - 6 =$ produit de désaturation). Chaque fraction est collectée dans un pot à scintillation de 20 ml auquel on ajoute 12 ml de scintillant. Le scintillant est un mélange de Permafluor III (Ultima Gold, Packard) dilué 10 fois dans du xylène (100 ml de Permafluor pour 1000 ml de solution). Pour le comptage de la radioactivité, on utilise un compteur à scintillation liquide Packard Model A 300 CD (Packard Instruments).

L'activité de désaturation est exprimée soit en pourcentage de conversion de substrat, soit en activité spécifique (pmol ou nmol de substrat transformé par min / mg de protéines microsomales), soit en capacité de foie à désaturer (nmol de substrat transformé / min / foie), en prenant en compte le poids de foie.

III. 2. 5. Mesure de l'incorporation de la radioactivité dans les phospholipides des microsomes

On effectue la séparation des lipides totaux (de parties aliquotes des phases chloroformiques obtenues après incubation) en phospholipides et lipides neutres, en utilisant des cartouches de silice Sep pak waters selon la méthode décrite par JUANEDA et ROCQUELIN (1985) [77]. La phase chloroformique comportant l'échantillon lipidique est déposée sur la cartouche de silice. Les lipides non phosphorés sont élués par le chloroforme (20 ml), les lipides phosphorés restent absorbés sur le silice. Ils sont ensuite élués par le méthanol (30 ml). Le comptage radioactif est effectué après évaporation du solvant et ajout de 12 ml de liquide scintillant. La fraction phospholipidique est reprise puis méthyliée en vue de déterminer le pourcentage de conversion par $\Delta 6$ désaturation.

III. 2. 6. Expression des résultats

Les résultats ont été obtenus à partir de trois préparations microsomales différentes ($n = 3$). Des rapports inhibiteur (I) / substrat (S) égaux à 0, 0,5, 1 et 1,5 ont été utilisés. Les résultats sont exprimés soit en pourcentage de conversion du substrat, soit en nmoles de substrat transformé / 15 min / 5 mg de protéines.

L'inhibition est caractérisée par le pourcentage d'inhibition.

$$\% \text{ inhibition} = \frac{A - X}{A} \times 100$$

A conversion du substrat seul

X conversion en présence d'inhibiteur.

IV. RESULTATS

Des essais préliminaires ont montré que la quantité de substrat désaturé qui augmente avec la concentration en substrat, atteint un palier à partir de 60 nmoles (environ 30 μM) de 18 : 2 n - 6 ^{14}C . Ainsi, pour 120 nmoles, le pourcentage de conversion ($4,9 \pm 0,2 \%$) est approximativement égal à la moitié de celui obtenu avec 60 nmoles ($9,5 \pm 0,3 \%$). On a donc utilisé 60 nmoles de substrat radioactif pour avoir des pourcentages de conversion mesurables, même en présence de 30, 60 et 90 nmoles d'inhibiteur (18 : 3 $\Delta 9$ cis 11 trans 13 trans octadécatriénoïque = acide α éléostéarique).

IV. 1. Inhibition de la $\Delta 6$ désaturation de 18 : 2 n - 6 (S) 18 : 3 $\Delta 9$ cis 11 trans 13 trans.(I)

Le tableau III (exprimé en pourcentages de conversion et en nmoles de produit de désaturation formé en 15 min.) montre les résultats obtenus pour n = 3 déterminations avec des rapports I/S variant de 0 à 1,5.

Tableau III : Inhibition de la conversion de 60 nmoles de 18 : 2n - 6 ^{14}C en présence de quantités croissantes d'acide α éléostéarique

Rapport I/S	% de conversion	nmoles de 18 : 3 n - 6 ^{14}C formé	Inhibition (%)
0	9,50 \pm 0,3	5,70 \pm 0,18	-
0,5	7,21 \pm 0,35	4,3 \pm 0,21	24,6
1	4,29 \pm 0,10	2,6 \pm 0,06	54,4
1,5	3,37 \pm 0,22	2,0 \pm 0,13	64,9

Les résultats sont obtenus après 15 min.d'incubation en présence de 5 mg de protéines microsomales.Ils sont les moyennes de 3 déterminations \pm SD.

On constate que le pourcentage d'inhibition relativement faible pour I/S = 0,5, dépasse 50 % à partir de I/S = 1.Les différences sont toujours significatives ($p < 0,05$) par rapport à la $\Delta 6$ désaturation de 60 nmoles de substrat sans inhibiteur. Pour I/S = 1 soit 60 nmoles de substrat radioactif + 60 nmoles d'inhibiteur, le pourcentage de conversion obtenu est inférieur à celui qui correspond à 120 nmoles de substrat.

Ces résultats sont aussi représentés par la figure 3 en annexe IV.

IV. 2. Incorporation de la radioactivité et désaturation dans les phospholipides microsomaux

Le tableau IV donne les pourcentages de la radioactivité totale ^{14}C retrouvée dans les phospholipides microsomaux. A partir de ce résultat (exprimé en nmoles de substrat + produit retrouvé) et du pourcentage de conversion par désaturation dans cette fraction, on a calculé la quantité de produit de désaturation (nmoles de produit de désaturation) présente dans ces phospholipides.

Tableau IV : Incorporation du produit de $\Delta 6$ désaturation ($18 : 3 n - 6^{14}C$) dans les phospholipides microsomaux en présence ou non d'acide α éléostéarique.

Rapport I/S	% de la radio-activité dans les phospholipides (substrat+produit)	% de conversion dans les phospholipides	nmoles de $18 : 3 n - 6^{14}C$ formé	Inhibition (%)
0	78,5	11,05	5,2	-
0,5	63,8	9,6	3,67	29,4
1	57,8	6,65	2,30	55,8
1,5	53,0	4,25	1,35	64

Les résultats sont obtenus en rassemblant les 3 fractions microsomaux. 60 nmoles de $18 : 2n - 6^{14}C$ ont été utilisées.

Le tableau IV montre que 5,2 nmoles de $18 : 3 n - 6^{14}C$ sont retrouvées dans les phospholipides (soit 90 % environ de ce qui est retrouvé dans les lipides totaux). Il montre également qu'une quantité croissante d'inhibiteur a pour effet de diminuer non seulement le pourcentage de la radioactivité retrouvée dans les phospholipides mais aussi la quantité de produit de conversion du substrat formée dans cette fraction. Ainsi les pourcentages d'inhibition ne sont que légèrement plus élevés que dans le cas des lipides totaux.

V. DISCUSSION

Les résultats présentés montrent donc que l'acide α éléostéarique agit *in vitro* comme inhibiteur de la $\Delta 6$ désaturation lorsque le substrat est l'acide linoléique. L'inhibition porte à la fois sur la quantité de substrat transformé dans les microsomes hépatiques totaux (54,4 % d'inhibition pour un rapport I / S=1) que sur la quantité de produit de désaturation présent dans les phospholipides microsomaux (55,8 % d'inhibition).

L'acide α éléostéarique est-il un inhibiteur puissant de la $\Delta 6$ désaturation? Pour répondre en partie à cette question, on peut comparer les présents résultats à ceux obtenus dans les mêmes conditions avec d'autres acides gras atypiques.

Des études réalisées au laboratoire ont montré que l'acide sterculique et malvalique (acides cyclopropéniques avec une double liaison dans le cycle propénique à la position $\Delta 9$ et $\Delta 8$ respectivement) inhibaient de 42,8 et 37,6 % la $\Delta 6$ désaturation (CAO et al., 1993) [38]. Par ailleurs, un isomère trans de l'acide linoléique (18 : 2 $\Delta 9$ cis, 12 trans) induit une inhibition de 50 % environ (BERDEAUX et al 1994) [20]. Ce pourcentage d'inhibition observé avec l'acide α éléostéarique est donc un peu plus élevé que ceux que nous avons constatés avec d'autres inhibiteurs. De plus, on sait que 18 : 3 n - 3 est un inhibiteur compétitif de la $\Delta 6$ n - 6 désaturation puisque BLOND et LEMARCHAL (1984) [28] ont constaté une inhibition de la désaturation de 40 nmoles de 18 : 2n - 6 égale à 57 % pour I / S = 1,5. De leur côté GEIGER et al. (1993) [58] obtiennent 73 ou 81 % d'inhibition avec 80 nmoles des 18 : 2 n - 6 ^{14}C et 80 (I / S = 1) ou 120 (I / S = 1,5) nmoles de 18 : 3n - 3.

Cet effet inhibiteur s'explique par une compétition entre le substrat et l'inhibiteur vis à vis de la $\Delta 6$ désaturase. Ceci ne paraît pas être le cas pour l'acide α éléostéarique.

Les résultats concernant l'incorporation de 18 : 3n - 6 (produit de désaturation) dans les phospholipides microsomaux peuvent être comparés à ceux de CAO et al. (1993) [38]. Ces auteurs ont montré que dans le cas de la $\Delta 5$ désaturation (substrat 20 : 3n - 6 ^{14}C = acide dihomo- γ -linoléique ; inhibiteur acide sterculique ou acide malvalique), l'inhibition porte non seulement sur l'étape de désaturation mais surtout sur l'étape de l'incorporation du produit de désaturation (20 : 4n - 6 = acide arachidonique) dans les phospholipides.

Un tel résultat n'est pas retrouvé dans le cas de 18 : 2n - 6 + acide α éléostéarique. Ceci pourrait s'expliquer par le fait que 18 : 3 $\Delta 9$ cis, 11 trans, 13 trans possède comme 18 : 2n - 6 ou 18 : 2 $\Delta 9$ cis 12 trans une double liaison cis en position $\Delta 9$ tandis que pour les acides cyclopropéniques, la double liaison cis en position $\Delta 8$ ou $\Delta 9$ est engagée dans un cycle propénique.

VI. CONCLUSION

Des études complémentaires en particulier *ex vivo* sont nécessaires pour mieux connaître l'effet inhibiteur de cet acide gras atypique, l'acide α éléostéarique, sur le métabolisme des acides gras essentiels en particulier de l'acide linoléique. Une telle étude nous paraît importante puisque cet acide gras est présent en quantité voisine de celle de 18 : 2n - 6 dans l'huile de *Parinari macrophylla*.

PARTIE IV

<h2>ETUDE DES TOURTEAUX</h2>

I. INTRODUCTION

Après l'étude de l'huile de graines de *Balanites aegyptiaca* et celle de *Parinari macrophylla*, nous abordons celle des tourteaux.

Les tourteaux constituent des résidus d'extraction d'huile . Ils sont obtenus par pressage artisanal ou industriel. Ils entrent dans la composition d'aliments concentrés utilisés pour les besoins de l'élevage et donnent lieu à un commerce international très développé . C'est le cas des tourteaux d'arachide, de coton, de tournesol, de sésame etc.

Les tourteaux issus du pressage artisanal sont généralement destinés à l'alimentation des animaux domestiques, et dans de rares cas à la consommation humaine. Ainsi, le tourteau de *Parinari macrophylla* sert dans l'utilisation de certains mets locaux (village de N'DIOP, région de Diourbel).

Afin de mieux connaître les caractéristiques nutritives des graines de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*, nous avons procédé à l'étude qualitative de leurs tourteaux.

Cette étude comporte d'abord une analyse bromatologique et ensuite une détermination de la composition en acides aminés des protéines. Les résultats obtenus sont comparés à ceux de la caséine du lait (référence) et du coton (données de la littérature).

II . RAPPELS

II. 1. Source de protéines

Les tourteaux en tant qu'aliments protéiques sont les plus riches en protéines parmi tous les produits et sous - produits d'origine végétale. On peut classer les tourteaux en trois catégories , les tourteaux "riches", les tourteaux "pauvres" et les tourteaux "médiocres" selon la teneur en protéines.

Leur composition protéique et leur valeur alimentaire dépendent de trois facteurs (RIVIERE, 1977, 1991) [113, 114] :

- l'origine botanique de la matière oléagineuse traitée
- la technique d'extraction utilisée qui influe sur la teneur en lipides résiduels et en acides animés.
- les traitements préalables à l'extraction, et notamment, le décortiquage plus ou moins poussé des graines, qui déterminent le taux de cellulose et celui des autres nutriments.

En référence au premier facteur précité (origine botanique) , les tourteaux les plus riches en zones tropicales sont ceux de l'arachide et du coton décortiqués, dont les teneurs en protéines brutes sont généralement supérieures à 45 p. 100 de la matière sèche.

II. 2. Utilisations

Les tourteaux bien conservés et dépourvus de toxines et de mycotoxines, peuvent servir comme complément dans l'alimentation humaine ou animale (TAYEAU 1955) [132].

Dans l'alimentation humaine, les tourteaux blancs, produits à partir de graines décortiquées et dépelliculées (graine d'arachide par exemple) sont utilisées dans la confection de "farine fine fleur" (U.S.A ; Asie). - En ce qui concerne l'alimentation animale, toutes les catégories de ruminants peuvent consommer ce type d'aliment .

Dans les pays du Sahel, les tourteaux (sources de protéines) sont distribués sous forme de dose. A ce titre, ils doivent être consommés , à raison de 500 g / j aux bovins, en saison sèche (RIVIERE, 1991) [114].

Remarque

En Afrique, en particulier au Sénégal, on rencontre plutôt les tourteaux colorés, provenant de graines non dépelliculées (teinte marron clair piqué de points rouges dus aux débris de pellicules).

II. 3. Analyses chimiques

II. 3. 1. Analyse bromatologique

L'analyse bromatologique consiste à déterminer : l'humidité d'où la matière sèche, les cendres donc les matières minérales et les matières organiques (matières protéiques, matières grasses, cellulose et l'extractif non azoté).

L'extractif non azoté (ENA) est la différence entre la matière sèche et la somme des constituants dosés. (ENA = MS - cendres + cellulose + matières protéiques + extrait éthéré). Le schéma n° 1 représente l'obtention des principaux éléments à analyser.

Ca = calcium

MD = Minéraux divers

P = Phosphore

Cel = cellulose

Mg = Magnésium

MP = Matières protéiques

K = Potassium

MG = Matières grasses ou extrait éthéré.

I.ch = Insolubles chlorhydriques ou teneur en silice

Dans ce cadre, nous donnons l'exemple du tourteau d'arachide. Les résultats d'analyse des différents éléments sont donnés dans le tableau I.

Tableau I : Valeurs bromatologiques moyennes du tourteau d'arachide après extraction au solvant :

Composition	% du Produit
Matière sèche	89,8
Matières minérales	5,3
Matières grasses	1,4
matières protéiques brutes	55,5
Extractif non azoté	30,3
Cellulose	7,5
Phosphore	0,64
Calcium	0,11
Magnésium	0,36
Potassium	1,37
Insoluble chlorhydrique	-

Source : Manuel d'alimentation des ruminants domestiques en milieu tropical
(RIVIERE., 1977) . P. 488. [113]

Concernant le *Balanites aegyptiaca*, certains résultats sont disponibles dans la littérature, comme indiqué ci-après.

Tableau II - Analyse du Tourteau d'amande de *Balanites aegyptiaca*

Composition	% en poids
Humidité	4,0
Protéines brutes	47,7
Matières grasses	11,6
Cellulose	5,0
Cendres	5,4

Source : UNIDO - 1983 [138].

Quant au tourteau de *Parinari macrophylla*, nous n'avons pas eu connaissance de résultats relevant de l'analyse bromatologique.

II. 3. 2. Composition en amino-acides

A l'instar des acides gras, certains amino-acides peuvent être produits dans l'organisme à partir de composés biologiques alors que d'autres ne pouvant pas être synthétisés doivent être apportés par l'alimentation (amino-acides indispensables).

Les amino-acides étant des éléments constitutifs des différents protides (peptides et protéines), contiennent de l'azote en quantité variant entre 15 et 19 p. 100 (la valeur moyenne est de 16 p. 100).

II. 3. 3. Les amino-acides du tourteau de *Balanites aegyptiaca*

Les protéines du tourteau de *Balanites aegyptiaca* ont été d'abord étudiées par TAYEAU et ses collaborateurs (1955) [129], [130], [131] Ces derniers ont pu isoler par relargage deux fractions, la *balanites* et l'*aegyptine* dont la composition en amino-acides a été déterminée par chromatographie sur papier.

En 1963 CHANTEGREL [42] a fait l'analyse des amino-acides de la pulpe et de l'amande par chromatographie sur résine échangeuse d'ions.

En 1983, une étude de l'ONUDI [101], donne la composition en amino-acides du tourteau de *Balanites aegyptiaca* en comparaison avec ceux d'autres graines végétales. (Tableau III).

Dans le tableau IV, nous avons mentionné les résultats expérimentaux de l'amande de *Balanites aegyptiaca* (CHANTEGREL 1963) [42] et ceux de la farine de coton et de la caséine du lait (JEONG - SOOK, 1985) [76].

II. 3. 4. Les amino-acides du tourteau de *Parinari macrophylla*

A notre connaissance, des résultats sur la composition en amino-acides du tourteau de *Parinari macrophylla* ne sont pas disponibles dans la littérature

Tableau III : Composition en amino-acides des graines de *Balanites aegyptiaca* comparées à d'autres graines végétales mg/g de protéines.

Acides aminés de graines	<i>Balanites aegyptiaca</i>	Soja	Arachide	Sésame	Coton	ournesol
Alanine	16	42,56	38,88	45,12	40,64	42,08
Arginine	63,04	72,32	111,52	120,96	112	79,84
Acide aspartique	192	116,96	113,92	82,08	93,76	92,64
Cystéine	16,96	13,28	12,48	18,08	15,52	14,88
Acide glutamique	243,20	187,04	182,56	194,8	199,84	218,40
Glycine	176,96	41,76	55,84	48,80	42,24	54,08
Histidine	19,04	25,44	23,68	24,48	27,20	23,20
Isoleucine	40,96	45,44	33,76	36,16	32,96	42,72
Leucine	52,96	77,76	64	67,40	59,20	64,16
Lysine	51,04	63,84	35,36	27,36	44,16	36
Méthionine	15,04	12,64	11,52	28,16	12,96	19,04
Phénylalanine	31,04	49,44	49,76	44,32	52,16	44,48
Proline	18,08	54,88	43,52	36,96	37,36	44,64
Sérine	84	51,20	47,84	46,56	44,32	43,20
Thréonine	16	38,56	26,08	35,68	32,96	36,80
Tryptophane	10,08	12,80	10,40	13,44	12,48	13,60
Tyrosine	18,08	31,36	39,04	31,20	28,80	18,88
Valine	42,08	48	41,76	46,08	46,40	50,72

Source : UNIDO / 10 . 494. TF / INT / 77 / 02 / IRCC. Khartoum, Avril 1983) [138] 100 pp.

Tableau IV : Composition en amino-acides de l'amande de *Balanites aegyptiaca* , de la graine de coton et de la caséine du lait
les résultats sont exprimés sur la base de N = 16 %

Acides aminés	Amande de <i>Balanites aegyptiaca</i>	Farine de coton	Caséine du lait
Acide aspartique	8,3	9,59	7,36
Thréonine	2,6	3,74	4,41
Sérine	3,5	4,47	5,84
Acide glutamique	18,2	20,64	21,54
Proline	3,8	3,75	11,24
Glycine	5,5	4,30	1,76
Alanine	3,0	3,88	3,32
Valine	3,8	3,77	6,26
Cystéine	3,3	2,15	1,01
Méthionine	2,4	1,74	3,01
Isoleucine	2,8	2,85	4,84
Leucine	4,9	6,29	9,84
Tyrosine	2,1	2,92	5,78
Phénylalanine	5,1	5,69	5,13
Lysine	3,3	4,35	8,36
Histidine	1,6	2,63	2,98
Tryptophane	0,5	-	-
Hydroxytryptophane	0,4	-	-
Arginine	12,7	12,80	4,26

Source : CHANTEGREL, 1963, [42]

JEONG - SOOK et coll, 1985 [76].

III. Matériel et Méthodes

III. 1. Analyse bromatologique

Les principaux éléments des tourteaux ont été déterminés à l'Institut de Technologie Alimentaire (I.T.A.) et à l'Institut Sénégalais de Recherche Agronomique (ISRA) de DAKAR.

Nous avons présenté les méthodes chimiques utilisées en annexe IV.

III. 1. 1. Humidité

Il est déterminé par une méthode agréée par la C. E. E. qui consiste en une dessiccation faite dans une étuve ventilée ; la perte de poids obtenue correspond à la teneur en eau de l'échantillon.

III. 1. 2. Matières minérales

Il correspond, conventionnellement, au résidu obtenu après incinération de l'échantillon au four.

Remarque

L'insoluble chlorhydrique correspond au poids obtenu après trois attaques successives (5 ml HCl concentré, 5 ml HNO₃ 10 % et 10 ml HCl concentré) suivies d'une filtration à l'eau chaude déminéralisée du résidu cité plus haut . Il renseigne sur le pourcentage d'impuretés (éléments silicieux comme le sable) des substrats de départ.

III. 1. 3. Taux d'azote

Il est déterminé par la méthode KJELDAHL qui consiste en une minéralisation du produit à analyser par l'acide sulfurique concentré suivie d'une distillation en présence de la soude. Le distillat récupéré est, ensuite, dosé par de l'acide sulfurique titré.

III. 1. 4. Taux de Phosphore, de potassium, de calcium, de magnésium et de sodium

Après calcination et deux attaques acides, le minéralisat est lavé, sur du papier filtre, à l'eau distillée chaude, le filtrat, ainsi obtenu, sert à doser le phosphore par calorimétrie (Réaction de MISSON) et les autres éléments par spectrophotométrie de flamme.

III. 1. 5. Taux de carbone organique

Il est déterminé par la méthode de WARKLEY AND BLACK. Le carbone organique est oxydé par le bichromate de potassium dont l'excès est, ensuite, réduit par le sel de Mohr et titré par le permanganate de potassium.

III. 1. 6. Taux de cellulose brute (WEENDE)

Il représente la perte de poids résultant de la calcination du résidu obtenu après deux attaques successives (acide puis alcaline) de l'échantillon.

III. 2. Analyse des amino-acides

III. 2. 1. Matériel

L'analyse par chromatographie Echangeuse d'Ions (CEI) est effectuée à l'aide d'un appareil BECKMAN modèle 6300 .

Le gradient d'élution est constitué de liquide physiologique (NaCl : 9/1000) et de 4 tampons.

Tampon 1

- Citrate de sodium, 2H ₂ O (g / l)	20 g
Thiodiglycol	20 ml
Phénol	1 g
Brij 35 (ml / l)	1 ml
H ₂ O QSP	1000 ml
pH ramené à 1,9 avec HCl 37%	

Tampon 2

Citrate de sodium, 2H ₂ O (g/l)	20 g
T. n. Propanol (ml / l)	20 ml
Phénol (g/l)	1 g
Brij 35 (ml / l)	1 ml
H ₂ O QSP	1000 ml

pH ramené à 3,12 avec HCl 37%

Tampon 3

Citrate de sodium, 2H ₂ O (g / l)	20 g
NaCl (g / l)	8,2 g
Phénol (g/l)	1 g
Brij 35 (ml / l)	1 ml
H ₂ O QSP	1000 ml

pH ramené à 3,98 avec HCl 37%

Tampon 4

Citrate de sodium, 2H ₂ O (g / l)	20 g
NaCl (g / l)	70 g
Phénol (g/l)	1 g
Brij 35 (ml / l)	1 ml
H ₂ O QSP	1000 ml

pH ramené à 5 avec HCl 37%

La détection est faite par coloration à la ninhydrine ($\lambda = 570$ et $\lambda = 440$ nm)

III. 2.2. Méthode

Hydrolyse des protéines

Il a été effectué pour chaque échantillon de tourteau, trois pesées dans des ampoules en verre.

1. Tourteau de *Balanites aegyptiaca*

Echantillon 1	0,1273 g	ampoule n° 1
Echantillon 2	0,1041 g	ampoule n° 2
Echantillon 3	0,0973 g	ampoule n° 3

2. Tourteau de *Parinari macrophylla*

Echantillon A	0,0790 g	ampoule A
Echantillon B	0,0982 g	ampoule B
Echantillon C	0,0886 g	ampoule C

Dans chaque ampoule, on introduit 5 ml de HCl (6N) et on congèle sous azote liquide.

Les ampoules ensuite, sont scellées sous vide et mises à l'étuve pendant 24 h à 110°C après avoir été réchauffées à la température ambiante (quelques minutes).

Echantillons analysés

1. Tourteau : *Balanites aegyptiaca*

Des échantillons 1, 2, 3 de tourteaux préparés, seul l'échantillon n° 2 a pu être hydrolysé (104,1 mg), les deux autres n'ayant pu être conservés.

2. Tourteau ; *Parinari macrophylla*

- A : 79,0 mg hydrolysés
- B : 98,2 mg hydrolysés
- C : 88,6 mg hydrolysés

Traitement des hydrolysats

- Concentration des hydrolysats jusqu'aux environs de 3 ml, sous azote, à 80°C.
- Transfert de l'hydrolysât dans un tube Sovirel
- Rinçage de l'ampoule plusieurs fois avec HCl 0,1 N.
- Ajustage du volume total de chaque échantillon à 5 ml avec HCl 0,1N.
- Centrifugation des tubes Sovirel à 4500 t/min ; pour éliminer la majeure partie des résidus solides.
- Prélèvement de 500 µl de surnageant dans de nouveaux tubes Sovirel, soit 1/10e de l'échantillon total.
- Evaporation à sec à 80 °C sous courant d'azote.
- Reprise du résidu sec par 500 µl de HCl 0,1 N.
(contenance : 1/10e poudre de départ).

Préparation de l'échantillon pour analyse C.E.I

(chromatographie Echangeur d'Ions).

- Mélange de 100 ml de liquide physiologique (solution de NaCl 9/1000)
- Centrifugation à grande vitesse
- filtration sur Millex à 0,45 mm.
- Mélange de 150 ml de filtrat Millex (dilution 1/5) et 150 ml de liquide physiologique contenant les étalons Internes. On ramène à une dilution finale 1/10e de la solution HCl 0,1 N, soit l'équivalence de 2 mg poudre de départ dans 1000 ml de la solution finale.
- Analyse des amino-acides par chromatographie Echangeuse d'ions .

IV. RESULTATS

IV. 1. Résultats d'Analyses effectuées sur les tourteaux de *Parinari macrophylla* et de *Balanites aegyptiaca*

Les résultats obtenus des différents composés des tourteaux sont mentionnés dans le tableau V.

Tableau V: Résultats d'analyse bromatologique sur les tourteaux de *Parinari macrophylla* et de *Balanites aegyptiaca*.

Nature de l'Echantillon	<i>Parinari macrophylla</i>	<i>Balanites aegyptiaca</i>
Humidité	12,1 %	8,1 %
Matières sèches	87,9 %	91,9 %
Matières minérales	9,5 %	5,4 %
Matières organiques	90,5 %	94,6 %
Azote (N)	10 %	9,4 %
M. A. T*	62,5 %	58,75 %
Phosphore (P)	1,78 %	0,64 %
Potassium (K)	1,48 %	0,98 %
Sodium (Na)	0,14 %	0,10 %
Calcium (Ca)	0,27 %	0,58 %
Magnésium (Mg)	1,81 %	0,63 %
Fer (Fe)	0,25 %	0,23 %
Cellulose	24,22 %	6,69 %

* M.A.T. = Matières azotées totales également appelées protéines brutes.

Remarque

Les résultats sont exprimés par rapport à la matière sèche de l'échantillon et représentent des valeurs moyennes.

IV. 2. Résultats d'analyses sur les amino-acides des protéines des tourteaux du *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*

Les résultats directs sont donnés en $\mu\text{mol/g}$ de poudre avec "Scale Factor"

- Pour les échantillons A (79 mg), B (98,2mg), C (88,6 mg) et 2 (104,1 mg) on obtient respectivement on obtient 0,63, 0,51, 0,56 et 0,48.

Tableau VI : Composition en aminoacides des Protéines des tourteaux de *Balanites aegyptiaca* et du *Parinari macrophylla*.

Acides aminés	<i>Balanites aegyptiaca</i> . (Ech. 2)			<i>Parinari macrophylla</i> (Echant. A, B, et C)				
	mmol/g	mg/g	%	mmol/g	mg/g	%	DS(+/-)	CV/%
Ac.Aspart.	247,6	32,9	3,29	195,6	2,60	26	1,5	5,8
Hydroxyprol.	5,1	0,67	0,067	5,6	0,73	0,073	0,04	5,1
Thréonine	69,4	8,3	0,83	51,1	6,1	0,61	0,3	4,5
Sérine	73,3	7,7	0,77	87,9	9,2	0,92	0,2	2,2
Ac. Glutam.	527,8	77,6	7,76	493,6	72,6	7,26	4,1	5,7
Proline	115,9	13,3	1,33	92,5	10,6	1,06	0,6	5,7
Glycine	309,2	23,2	2,32	198,1	14,9	1,49	0,9	6,2
Alanine	152,5	13,6	1,36	145,0	12,9	1,29	0,8	5,9
Valine	144,8	16,9	1,69	143,2	16,8	1,68	1,0	6,0
Cystine	24,2	5,8	0,58	20,8	5,0	0,50	0,1	2,5
Méthionine	21,2	3,2	0,32	31,0	4,6	0,46	0,3	7,1
Isoleucine	91,5	12,0	1,20	91,6	12,0	1,20	0,7	5,7
Leucine	162,1	21,2	2,12	174,4	22,8	2,28	1,3	5,8
Tyrosine	34,6	6,3	0,63	36,8	6,7	0,67	0,4	6,4
Phénylala.	117,8	19,4	1,94	90,3	14,9	1,49	0,8	5,6
Ac. γ -amino- butyrique	-	-	-	-	-	-	-	-
Tryptophane	-	-	-	-	-	-	-	-
Ornithine	-	-	-	-	-	-	-	-
Lysine	79,4	11,6	1,16	79,6	11,6	1,16	0,7	6,0
Histidine	41,5	6,4	0,64	37,3	5,8	0,58	0,3	5,8
Arginine	290,7	50,6	5,06	201,7	35,1	3,51	2,1	6,0

Les chromatogrammes (CEI) des échantillons de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* sont représentés respectivement par les figures 1 et 2. Les pourcentages des différents amino-acides sont consignés dans le tableau VI (page précédente).

Les valeurs sont exprimées en micromoles par gramme de poudre ($\mu\text{mol/g}$), et en milligrammes par gramme de poudre (mg/g) et en pourcentages.

Pour les tourteaux de *Parinari macrophylla* (Echantillons A, B et C) les valeurs retenues sont des moyennes \pm D S des trois valeurs. Les coefficients de variation (CV) ne dépassant pas 7 % entre les trois hydrolysats.

Remarques

Le tryptophane est totalement détruit par l'hydrolyse HCl (6N)

Le glutamine et l'asparagine sont transformés respectivement en acide glutamique et en acide aspartique lors de l'hydrolyse.

Les valeurs de la cystine et de la méthionine sont vraisemblablement sous-estimées suite à l'oxydation et à la destruction partielles de l'hydrolyse.

Ces remarques constituent les inconvénients liés à la méthode de l'hydrolyse des protéines.

V. DISCUSSION

V. 1. L'analyse chimique des tourteaux

Les différents résultats disponibles dans la littérature sur la composition de quelques graines végétales (matières protéiques, tableau I) en comparaison avec ceux indiqués dans le tableau V mettent en évidence que les tourteaux de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* peuvent être classés parmi les "tourteaux riches". Nous avons déjà constaté que les tourteaux riches ont des teneurs en protéines brutes supérieures à 45p. 100 (arachide et coton), et que les pourcentages en matière azotées totales (ou protéines brutes) de nos deux produits sont de 62,5 % (*Parinari macrophylla*) et 58,75 % (*Balanites aegyptiaca*).

Les résultats des analyses bromatologiques effectuées sur les tourteaux indiquent :

Fig. 1. Profil chromatographique des amino-acides des protéines du tourteau de *Balanites aegyptiaca*. (voir conditions dans le texte).

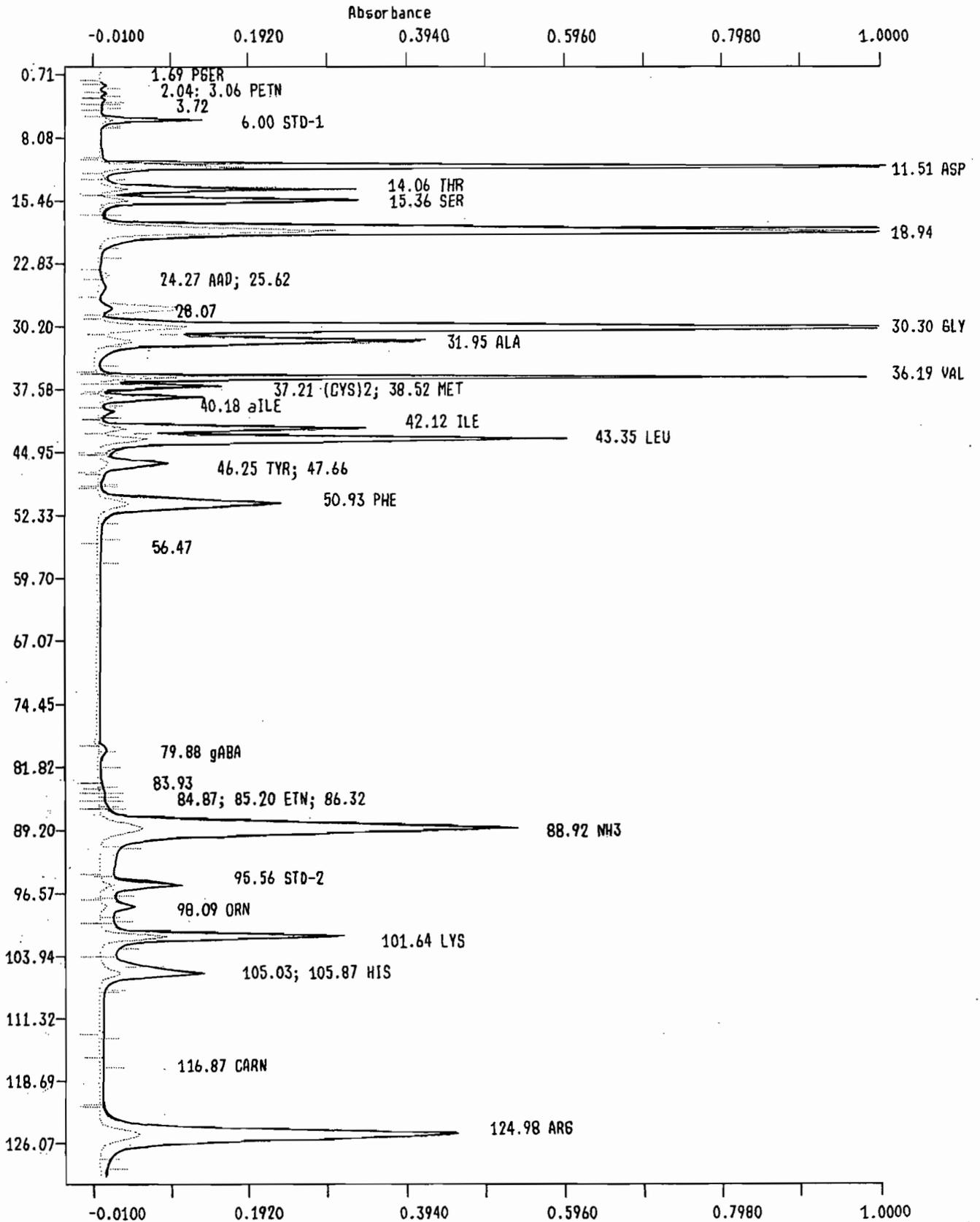
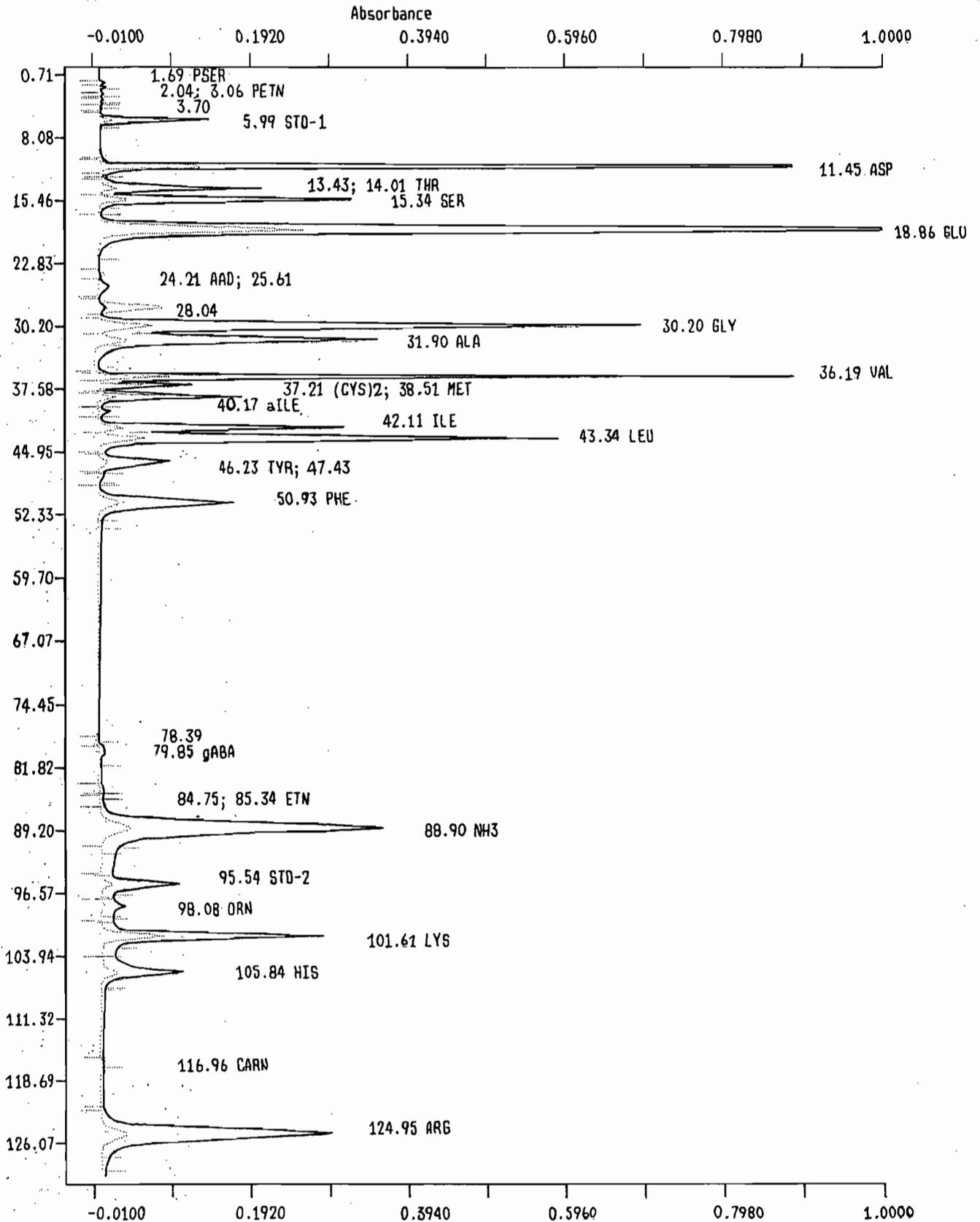


Fig. 2. Profil chromatographique des amino-acides des protéines du tourteau de *Parinari macrophylla*. (voir conditions dans le texte).



Pour la matière sèche, les valeurs sont comparables, entre l'arachide et le *Balanites aegyptiaca* (89,8 % et 87,9 % respectivement), alors que la valeur relative au tourteau de *Parinari macrophylla* est légèrement plus élevée, 91,9 %.

En ce qui concerne les matières minérales, nous observons des résultats plus ou moins similaires 5,4 % (l'arachide) et 5,3 % (*Balanites aegyptiaca*) alors que celui de *Parinari macrophylla*, 9,5 %, est nettement supérieur.

Le taux de phosphore reste le même pour l'arachide et le *Balanites aegyptiaca* 0,64 %, alors que celui de *Parinari macrophylla* est relativement plus élevé (1,78 %).

Le taux de calcium est plus important dans les tourteaux de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* que dans celui de l'arachide. Le pourcentage de potassium est 1,37 % pour l'arachide et 1,48 % pour *Parinari macrophylla*, alors que celui de *Balanites aegyptiaca* est 0,98 %, valeur plus faible.

Pour le magnésium, le taux est supérieur dans le tourteau de *Parinari macrophylla* (1,81 %) \neq celui de *Balanites aegyptiaca* (0,63 %). Il est moins important dans le tourteau d'arachide (0,36 %) (tableau I).

V. 2. Les amino-acides

Nous remarquons que le tryptophane est complètement détruit par l'hydrolyse, (nos résultats tableau VII). En plus, le glutamine et l'asparagine sont transformés respectivement en acide glutamique et en acide aspartique. Quant aux acides aminés soufrés, la cystine et la méthionine, ils ont des valeurs faibles, comparés aux autres acides aminés à cause de l'oxydation ou de la destruction partielle lors de l'hydrolyse. Cependant, BOCKELEEE (1992) [29], a fait remarquer que malgré quelques déficiences en amino-acides soufrés, en particulier en méthionine, un tourteau peut être bien apprécié. C'est le cas du tourteau d'arachide. Compte tenu de ces considérations (sous-estimation de ces amino-acides) les tourteaux de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* pourraient être classés parmi les tourteaux de meilleure qualité.

Considérant le tableau V (littérature), les valeurs mentionnées relatives à l'amande de *Balanites aegyptiaca*, de la farine de coton (protéines végétales) comparées à celles de la caséine du lait (protéine animale de référence) montrent que certains amino-acides indispensables sont en faible proportion. C'est le cas de la lysine de la méthionine et de l'isoleucine.

Pour les autres amino-acides (thréonine, valine, leucine, phénylalanine, histidine), les pourcentages dans l'amande de *Balanites aegyptiaca* et dans la farine de coton sont encore plus faibles que ceux trouvés dans la caséine du lait. Le taux d'arginine des protéines végétales (*Balanites* et coton) est de 12 % , il est encore plus faible dans la caséine (4,26 %).

Le tableau III permet aussi de comparer les différents amino-acides de la graine de *Balanites aegyptiaca* par rapport à ceux de diverses graines végétales. Le tableau indique des taux d'acide aspartique, d'acide glutamique, de glycine et de sérine importants de la graine de *Balanites aegyptiaca* par rapport aux autres graines végétales.

La teneur en alanine est plus faible dans la graine de *Balanites aegyptiaca* que dans les autres graines considérées. Il en est de même de l'histidine, du phénylalanine, de la leucine, du tryptophane, de la tyrosine, de la thréonine, de la proline et de l'arginine.

Le taux de valine dans la graine de *Balanites aegyptiaca* est supérieur à celui de l'arachide, taux moins élevé par rapport aux autres. La teneur en isoleucine dans cette même graine est moins importante que dans celles de soja et de tournesol, mais plus élevée dans les autres. La lysine, à l'exception de la graine de soja est à un taux plus élevé dans la graine de *Balanites aegyptiaca* . Concernant la méthionine, *Balanites aegyptiaca* est en 3^{ème} position, après le sésame et le tournesol.

Le tableau V relatif à nos résultats montre que tous les amino-acides sauf la sérine, la glycine, la méthionine, la leucine et la tyrosine sont à des proportions plus importantes dans le tourteau de *Balanites aegyptiaca* que dans celui de *Parinari macrophylla*, même si les valeurs sont très voisines. Cependant le taux d'arginine est de 50,6 mg /g dans le *Balanites aegyptiaca*, alors qu'il n'est que de 35,1 mg/g dans *Parinari macrophylla*.

Nous avons remarqué aussi que les valeurs trouvées sont inférieures à celles issues de la littérature (tableaux III et IV): Cette différence dans les résultats est probablement due à l'origine des graines ou à leur condition de conservation.

Certains auteurs (SUGANO, 1984) [128] avancent que le rapport arginine / lysine des protéines alimentaires pourrait avoir un rôle sur la cholestérolémie. C'est ainsi que ceux - ci, en utilisant différents types de protéines d'origine végétale ou animale, ont mis en évidence une relation inverse entre le taux de cholestérol plasmique chez le rat et la valeur du rapport arginine / lysine.

Les protéines du soja par exemple, avec un rapport arginine / lysine relativement élevé (1,07) en comparaison avec celui de la caséine (0,48), induirait une diminution du taux de cholestérol plasmatique (HUANG, 1993) [68].

Partant des tableaux III et IV, nous relevons que les rapports arginine / lysine de *Balanites aegyptiaca*, du soja, de l'arachide, du sésame, du coton et du tournesol sont respectivement 1,23 ; 1,13 ; 3,15 et 4,42 ; 2,53 et 2,21 (tableau III). Ce rapport concernant *Balanites aegyptiaca*, la farine de coton et la caséine du lait est respectivement 3,85 ; 2,94 et 0,50 (Tableau IV).

Selon les résultats obtenus, le rapport est de 4,36 pour le tourteau de *Balanites aegyptiaca* et 3,02 pour celui de *Parinari macrophylla*, il serait intéressant de vérifier l'impact du rapport Arginine/Lysine sur la cholestérolémie à partir d'expériences sur les rats.

Compte tenu des taux élevés en arginine dans les tourteaux de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*, une étude semblable à celle de SUGANO [128] pourrait être envisagée.

VI. CONCLUSION

Avec l'analyse effectuée, nous constatons que les oligo-éléments composant aussi bien le tourteau de *Balanites aegyptiaca* que celui de *Parinari macrophylla* ont des teneurs voisines de celles du tourteau de l'arachide.

Nous remarquons également que les taux de cellulose du tourteau de *Balanites aegyptiaca* et celui de l'arachide sont équivalents, alors que celui de *Parinari macrophylla* est nettement supérieur comparativement à ceux-ci. Il y a lieu de signaler qu'il existe une corrélation entre le taux de cellulose et la digestibilité; plus le taux est élevé, moins le tourteau est digestible (RIVIERE 1991) [114].

Concernant les protéines brutes, l'analyse montre que les teneurs dans les tourteaux du *Balanites aegyptiaca* et de l'arachide sont presque les mêmes; cependant, elles sont inférieures à celles trouvées dans le tourteau de *Parinari macrophylla*.

En plus, les résultats obtenus indiquent d'une part que les principaux amino-acides sont contenus dans les tourteaux et à des proportions presque identiques, d'autre part que les amino-acides soufrés sont en faible quantité (méthionine, cystine), contrairement au taux de l'arginine qui est relativement élevé (50,6 mg / g pour le tourteau de *Parinari macrophylla* et 35,1 mg / g pour celui du *Balanites aegyptiaca*)

CONCLUSION GENERALE

Balanites aegyptiaca comme *Parinari macrophylla* constituent deux espèces résistantes à la sécheresse. Bien qu'elles soient issues de genres et de familles distincts elles procurent des fruits caractérisés par des drupes sphériques ou ovoïdes dont les graines riches en huile, peuvent contenir jusqu'à 50% d'huile pour *Balanites aegyptiaca* et 66% pour *Parinari macrophylla*. L'analyse montre que leurs propriétés physico-chimiques sont similaires à celles des huiles alimentaires courantes.

Sur le plan de la chimiotaxonomie, ces plantes présentent des caractéristiques particulières.

Dans l'huile de *Balanites aegyptiaca*, les stérols majoritaires sont les β sitostérol (56,55%), le campestérol (27,36%), le stigmastérol, moins important (6,40%). Par contre dans l'huile de *Parinari macrophylla*, le stigmastérol est majoritaire (48,48%), suivi du β sitostérol (34,68%) et du campestérol avec seulement 8,40%. Ces résultats indiquent dans le cas de *Parinari macrophylla* une inversion du rapport des taux de β sitostérol / stigmastérol. On observe aussi un taux élevé de campestérol (27,36%) dans l'huile de *Balanites aegyptiaca* alors que dans de l'huile de *Parinari macrophylla* ce taux n'est que de 8,40%.

Les teneurs en $\alpha + \beta$ et δ tocophérols sont respectivement, dans l'huile de *Balanites aegyptiaca* de 18,39%, 70,11% et 11,49% ; tandis que dans l'huile de *Parinari macrophylla*, ils sont de 13,678%, 59,70% et 26,61%. Ainsi, les deux huiles sont relativement riches en tocophérols, en particulier l'huile de *Parinari macrophylla*.

Quant à la composition en acides gras, les majoritaires dans l'huile de *Balanites aegyptiaca* sont l'acide oléique 9-18:1 (37,86%), l'acide linoléique (35,05%) et l'acide palmitique (12,80%). Dans cette huile, l'ensemble des acides gras saturés représentent 25% des acides gras totaux. S'agissant de l'huile de *Parinari macrophylla*, en plus des insaturés habituellement rencontrés, on a pu confirmer la présence de l'acide α éléostéarique et de plusieurs acides gras peu courants.

Une étude détaillée a permis ainsi d'identifier des isomères de l'acide α éléostéarique, des traces d'acides gras à courtes chaînes (8:0, 9:0 et 14:0), l'isomère 11-18:1 de l'acide oléique 9-18:1, des isomères de l'acide linoléique, 9,11-18:2 et 9,13-18:2, dans l'huile de *Parinari macrophylla*.

Les triacylglycérols majoritaires dans les principales fractions isolées de l'huile de *Balanites aegyptiaca* sont le 18:1 18:2 18:2, le 18:1 18:1 18:2, le 18:0 18:2 18:2 et le 16:0 18:1 18:2, le 18:0 18:0 18:2 et 16:0 18:1 18:1.

Les triacylglycérols majoritaires dans l'huile de *Parinari macrophylla* sont le 18:1 18:2 18:3, (18:3 = α éléo), le 18:1 18:1 18:3 et le 16:0 18:1 18:3.

Compte tenu de la présence de l'acide α éléostéarique en quantité significative dans l'huile de *Parinari macrophylla*, une expérience *in vitro* sur la $\Delta 6$ désaturation de l'acide linoléique par les microsomes hépatiques de rat a été réalisée. L'étude montre que l'acide α éléostéarique, isolé de l'huile de *Parinari macrophylla* est un inhibiteur. L'inhibiteur porte aussi bien sur la quantité de substances transformées dans les microsomes hépatiques totaux (54,4% pour I / S = 1) que sur la quantité de produit de désaturation dans les phospholipides microsomaux (55,8%).

L'analyse des tourteaux a été effectuée. Leurs teneurs en oligo-éléments et celles en acides aminés les plus couramment rencontrés (la lysine, l'arginine, l'histidine, la proline, la valine, etc.) sont comparées à celles du tourteau d'arachide.

Ainsi, les graines de *Balanites aegyptiaca* comme de *Parinari macrophylla* ont des teneurs assez élevées en huile. La composition chimique de l'huile de *Balanites aegyptiaca* permet de la classer parmi les huiles alimentaires courantes, alors que l'huile de *Parinari macrophylla* renferme des acides gras très insaturés comme l'acide α éléostéarique et ses isomères. Malgré sa richesse en tocophérols l'huile de *Parinari macrophylla* ne peut être conseillée pour l'alimentation humaine, par contre elle peut être utilisée dans la savonnerie, l'industrie de la peinture et certainement en cosmétologie.

Toutefois, il reste à résoudre un problème important, celui du concassage des noix. Le concassage est l'opération limitante dans le processus de transformation des graines en huile.

BIBLIOGRAPHIE

BIBLIOGRAPHIE

1. ABDEL RAHIM E. A., EL SAADANY S. S., WASIF M. M. (1986). Chemical and Physical Studies on *Balanites aegyptiaca* oil., *Gracias y aceites*, **37**, pp. 81- 85.
2. ACKMAN R. G. (1989). Fatty acids in "*Marine Biogenetic Lipids; Fats, and oils* R.G. ACKMAN Ed. CRC Press, Inc. Boca Raton, pp. 103 - 137.
3. AFNOR : NFV - 3 905 (1981) - Recueil de Normes Françaises des Corps gras, graisses oléagineuses, produits dérivés - 2ème Edition Paris.
4. AFNOR : NET 60. 232. (1983). Détermination de la Composition de la Fraction stérolique.
5. AHMED Z., HAMMOUDA F., WASSEL G. M., (1964). Phytochemical studies of plants species. *Planta Medica*, **16**, p. 404
6. AMMANN P. (1919). *Agron. colon.*, **4**, 42.
7. ANDERSSON A. (1978). *Prop. Chem. Fats other lipids* Vol. **16** pp. 279-308. Pergamon Press.
8. ANONYME. (1920). *Bull. imp. Inst. Lond.*, **18**, 132.
9. ANONYME. (1987). CCE / ENDA, "Plantes et arbres utiles du Sahel". Fiche Technique n° 36 - Dakar, 4 p.
10. AOCS. Official Methods. (1990). Détermination de l'indice de réfraction (L9a - 57), de la viscosité (Tq 1a - 64), de l'acidité (9a - 44), de l'indice de saponification (Da. 16 - 42), de l'indice de peroxyde (ja. 8 - 87) et de l'indice d'iode (Ka . 9 - 51), 15ème Ed. USA.
11. AZERAD R, VILKAS M. (1974). "Lipides et Stéroïdes" Hermann, Paris, pp. 465 - 593.
12. BAILEY A. E. (1951) - Industrial Oil and Fat Products 2nd. Ed. *Intersciences New York*.
13. BANDING H. T. and DEJONG C. 1983. Glass capillary gas chromatography of fatty acid methyl esters. *J. Chromatogr.* **279** : 493.
14. BANNON C. D. , BRENN G. L., GRASKE J. D., HAI N. T., HAPPER N. L. and O'ROURKE L. (1982) Analysis of fatty acid methyl esters with high accuracy and reliability III. Literature review of and investigation into the development of rapid procedures for the methoxide - catalysed methanolysis of fats and oils. *J. chromatogr.*, **247**, pp. 71 - 89.

15. BARNATHAN G. (1993), Thèse de Doctorat ès Sciences de la vie et de la Santé. Acides gras et stérols d'Eponges Marines du Sénégal et de Nouvelle Calédonie. Nantes - FRANCE
16. BARNATHAN G., KORNPORST J. M., DOUMENQ P., MIRALLES J. (1996). New unsaturated long chain Fatty acids in the phospholipids from the Axinellida sponges *Trikentrion loeve* and *Pseudaxinella* cf. *Lunaecharta*. *Lipids*, **31** n° 2, pp 193 - 200.
17. BARRET C. B., DALLAS M. S. J., and PANDLEY F. B., (1962) chem. Ind (London). P. 1050.
18. BARRET C. B., DALLAS M. S. J., and PANDLEY F. B., (1963) . *J. Amer. Oil Chem. Soc.* **40**, 580.
19. BARRIET. and LINDA B. (1989) - Separation of tocopherol and tocotrienol Isomers using reversed phase liquid chromatography. *Analytical Biochemistry*. **180**, pp. 368 - 373.
20. BERDEAUX O. , BLOND J. P., SEBEDIO J. L. , CHARDIGNY J. M. , VATELE J. M., NOUR M. and GRANDGIRARD A. (1994). Influence of trans 18 : 2 on the $\Delta 6$ desaturation of linoleic acid by rat liver microsomes. Eurolipid Congress, Munster, September 1994.
21. BERDEAUX O. (1996). Les isomères monotrans de l'acide linoléique. Effets nutritionnels, synthèse, métabolisme. Thèse de l'Université de Bordeaux.
22. BERGER F. (1938). *Sci. pharm.*, **11**, p.122.
23. BERHAUT J. (1971- 1979). "Flore illustrée du Sénégal", 6 tomes, Dakar
24. BEZARD J. (1971). *Lipids*, **6** , 630.
25. BEZARD J. and BUGAUT M. (1971). Triglyceride composition of coconut oil. *J. Am. Oil Chem. Soc.* **48**, 134.
26. BEZARD J. and BUGAUT M. (1972). *J. Chromatogr. Sci.*, **10**, p.451.
27. BEZARD J. and OUEDRAOGO H. A., (1980). *J. Chromatogr.* **196**. p.279.
28. BLOND J.P. et LEMARCHAL P. (1984). A study of the effect of linolenic acid on the desaturation of dihomolinenic acid using rat liver homogenates. *Reprod. Nutr. Develop.*, **24**, pp.1 - 10.
29. BOCKEELE - MORVAN A. (1992) . Arachide - Sources et monogrammes des principaux corps gras. Manuel de Corps gras - vol. **2**, pp. 180 - 185.
30. BRENNER R.R (1971). The desaturation step in the animal biosynthesis of polyunsaturated fatty acids. *Lipids* **6** , pp. 567-575

31. BRENNER R.R (1977). Regulatory function of Δ^6 - desaturase, key enzyme of polyunsaturated fatty acid synthesis. *Adv. Exp. Biol.* **83**, pp. 85-101.
32. BRETON E et FERRET S. (1960). Recherche sur les acides gras polyéniques essentiels et indispensables des lipides des organes du rat. *Arch. Sc. Physiol.* **14**, pp. 175 - 215.
33. BROWN W. B. et FARMER E. H. (1935) . *Biochem. J.*, **29**, p. 63.
34. BUGAUT M. and BEZARD J. (1970). Fractionation of coconut oil triglycerides by gas - liquid chromatography. *J. Chromatogr. Sci.*, **11**, pp. 36 - 46.
35. BURR G. O. and BURR M. M (1929). A new deficiency disease produced by the rigid exclusion of fat from the diet. *J. Biol. Chem.* **82**, pp. 345 - 367.
36. BUSSON F., CARBIENNER R., LANZA J.P. (1960). *Ann. Nutr., Paris*, **14**, 1.
37. BUSSON F. F. (1965). - Etude chimique et biologique des végétaux alimentaires de l'Afrique de l'Ouest dans leurs rapports avec le milieu géographique et humain. Thèse de Doctorat d'Etat ès Sciences naturelles n° 145. Fac. Sc. Univ. Aix Marseille.
38. CAO J., BLOND J. P. and BEZARD J. (1993). Inhibition of fatty acid Δ^6 and Δ^5 desaturation by cyclopropene fatty acids in rat liver microsomes. *Biochim. Biophys. Acta.*, **1210**, pp. 27 - 34
39. CAO J. M. (1994). Δ^9 , Δ^6 et Δ^5 . Desaturation d'acides gras dans les microsomes hépatiques de rat. Inhibition sur les acides gras cyclopropéniques et des acides gras polyinsaturés en n - 3 alimentaires. Thèse de Doctorat Université de Bourgogne.
40. CARPENTIER J. R. (1979). Determination of tocopherols in vegetable oils. *J. Amer. Oil chem. Soc.*, **56**, 668.
41. CHADEFAUD M. ET EMBERGER L. (1960). *Traité de botanique systématique tome 2, les végétaux vasculaires, fascicule 2*, Paris, Masson.
42. CHANTEGREL P., UCCIANI E., LANZA M. et BUSSON F. (1963). Contribution à l'étude chimique de la pulpe et de l'amande de *Balanites aegyptiaca*. *Ann. de la Nutri. et de l'Alimentation.* **17**, pp.127 - 138.
43. CLAYTON R.B. (1965). Formation des stérols. *Quant. Rev. London*, **19** , 168
44. CREACH P. (1940) . *Rev. Bot. appl.*, **20**, p. 578.
45. CRETE P. (1965). - Précis de botanique Tome 2, Systématique des Angiospermes. Paris, Masson.

46. CUCURACHI A., CAMERA. L., ANGEROSA F., SOLINAS M., (1973) *Annali dell' Istituto sperimentale per la Elaistecnica Pescara*, **3**, 1.
47. DAZIEL J. (1937). the useful plants of west tropical Africa, London : crown Agents for colon., p. 309.
48. DAUBERT B.F. (1949). *J. Am. Oil Chem. Soc.*, **26** , pp.556-558.
49. DESPUJOLS J. (1948). *Ann. biol.*, **52**, p.203.
50. DICKHART N. H. (1939), *Amer. J. Pharm.*, **III**, p.293
51. EMMERIE A et ENGEL C. (1938). *Nature.*; **142**, p. 873.
52. ENCYCLOPEDIE DU MONDE VEGETAL. (1964) Tome 1, Paris, Quillet.
53. FALL / SECK K (1992). : Etude générale et Composition en Acides gras et stérols d'*Iccacina Senegalensis*. Mémoire de Diplôme d'Etude Approfondie - Produits Naturels - Faculté des Sciences et Techniques - Dakar.
54. FAO / OMS (1977). Le rôle des graisses et huiles alimentaires en nutrition humaine.dans Etude FAO - *Alimentation et Nutrition*. FAO / OMS, Rome, n° 3.
55. FARMER et SUNDERLAND (1935). *J. Chem. Soc.*, 759.
56. FEINBERG M., FAVIER J. C., IRELAND - RIPERT J. (1987) - Répertoire général des aliments - Table de compositions des corps gras. Technique et documentation. Lavoisier. Paris.
57. FILLERUP D. L et MEAD J. F (1953) : Chromatographic separation of plasma lipids *Proc. Soc. Exp. Biol. Med.* **83**, pp. 574 - 577.
58. GEIGER J. M., MOHAMMED B. S. SANKARAPPA S., and SPRECHER H. (1993) Studies to determine if rat liver contains chain length specific acyl-CoA 6 desaturases. *Biochim. Biophys. Acta*, **1176**, pp. 137 - 142.
59. GIFFARD P.L. (1974) . "L'arbre dans le paysage sénégalais-Sylviculture en zone tropicale sèche : C.T.F.T., DAKAR .
60. GRINDLEY D.N. (1950). *J. Sc. Food Agric.*, **1**, 152.
61. GRUNDY S. M. (1987) : *Am. J. Chim. Nutr.*, **45**, p. 1168
62. GUI MENTI G. (1974) ; *Scienza e tecnologia degli - alimenti*, **4** , p. 149.
63. GUTFINGER T. et LETAN A. (1975). Tocopherols in several vegetables oils.*La Rivista Italiana Delle Sostanze grasse* **52** - pp. 190 - 194.
64. HECKEL E. (1898) Graines grasses nouvelles ou peu connues de Colonies françaises. *Ann. Musée Col.*, Marseille.

65. HEGARTY V. (1988). Decisions in Nutrition, pp. 181 - 182, *times Mirror* (MOS by College Pub., St Louis, MO).
66. HEINTZ M., GREGOIRE J., LEFORT D. (1964) Chromatographie en phase gazeuse et lipochimie. XI. Contribution à l'étude de la composition en acides gras des huiles de *sideroxylon argania*, *Balanites aegyptiaca* et *Parinari macrophyllum*. *Oléagineux*, **20**, pp. 603 - 608.
67. HILDICTCH T. P. et WILLIAMS P. N. (1964). The chemical constitution of Natural Fats 4th Edition, Chapman et Hall, Londres.
68. HUANG Y. S. , KOKA K., HORROBING D. F. et SUGANO M (1993). Interrelation - Ship between dietary protein, cholesterol and n - 6 polyunsaturated fatty acid metabolism *Prof. Lipid. Res.*, **32**, pp.123 - 137.
69. HUGUES S. and YORK D.A (1985) Hepatic $\Delta 6$ - desaturase activity in lean and genetically obese ob/ob mice. *Biochem. J.* **225**, pp. 307-313
70. HUTCHINSON J., DAZIEL J.M. (1958). - Flora of west Tropical Africa. vol 1, part 2. pp.316-318. (*Balanites* DEL.) et pp. 482-484 (*Parinari* AU BL.) London, Crown Agents for overseae. Governments and Administrations.
71. ITOH J, TAMURA T, MATSUMOTO T (1974)- Sterols and Methyl - sterol in some tropical and subtropical vegetables oils. *Oléagineux*, 29th year° **5**, pp. 253 - 258.
72. ITOH T., TANI H., FUKUSIMA K., TAMURA T., MATSUMOTO T. (1982). *J. chromatogr.* , **234**, pp.65 - 76.
73. IVANOV M. (1944): L'huile de Néou - Mémoire présenté à la société chimique de France - Marseille . Vol **5**, pp. 404 - 406.
74. JACOBSBERG B., DELDIM P et CAPORA A. (1978)- Tocopherols and tocotrienols in Palm Oil. *Oleagineux*, **33**, 239.
75. JAMES A.T (1977) The specificity of mammalian desaturases. *Adv. Exp. Med. Biol.* **83**, pp. 51-74.
76. JEONG SOOK H. YOO and ANDIE M. HSUEH (1985) ;Amino-acids fortification of deffatted glandless cottoneed flour. *Nutrition International Reports* - vol 31 n° 1, pp 147 - 155.
77. JUANEDA P., and ROQUELIN G. (1985). Rapid and convenient separation of phospholipids and non phosphorus lipid from rat heart using silica cartriges. *Lipids*, **20**, pp. 40 - 41
78. KARLESKIND A., AUDIAU F., WOLFF J. P. (1965). Analyse des stérols et son application à l'étude de la composition des mélanges de corps gras. *Revue Française des corps gras*, **3**, pp. 165 - 173

79. KARLESKIND A. (1977). Chromatographie liquide haute performance. *Rev. Fr. Corps Gras*, **24**, pp. 419 - 425.
80. KARLESKIND A., VALMALLE G., MIDLER O., and BLANC M. (1978) Application de la chromatographie liquide haute performance avec gradient à l'étude de la composition des huiles et corps gras. *Rev. Fr. Corps gras*, **25**, pp. 551 - 556.
81. KARLESKIND. A. (1992) . - Détermination des caractéristiques physiques. Manuel des Corps gras; page 1291 - Vol.1
82. KAUFMANN, BALTES et FUNK (1938). *Fette und Seifen*, **45**, 30.
83. KERHARO J. et ADAM J.G. (1974). - La pharmacopée sénégalaise traditionnelle. Plantes médicinales et toxiques. Paris, Vigot.
84. KINSELLA J. E. , BROUGHTON K. S. et WHELAN J. N.(1990) *J. Nutr. Biochem* ; **1**, p. 123.
85. KODICK E., ASHBY D.R. (1954). *Bioch. J.* , **57**, Xii.
86. KUKIS A. and LUDWIG J. (1966). Fractionation of triglycerides mixtures by preparative gas chromatography. *Lipids*, **1** p. 208
87. LAYNE E. (1957). Spectrophotometric and turbidimetric methods for measuring proteins. *Methods in enzymology. Academic Press*, **3**, pp. 447 - 454.
88. LICHFIELD C. (1972). Analysis of triglycerides. *Academic press*, New York, London.
89. MAURICE A et BARAUD J. (1968). Les acides gras de graines de *Parinari Holstii*. *Oléagineux*, 23ème année, n° 1 , pp . 35 - 38.
90. MEAD J. F. (1961). Synthesis and metabolism of Polyunsaturated fatty acids. *Feds. Proc. Fed. Am. Soc. Exp. Biol.* **20**, pp. 952 - 955.
91. MENSIER P. H (1957) : Dictionnaire des huiles végétales . Ed. 1 Lechevalier, Paris p. 524.
92. METAIS P. (1982). Métabolisme normal et pathologique des acides gras essentiels. *Cah. Nutr. Diet.* **17**, pp. 223-234.
93. MIRALLES J. (1983). Contribution à l'étude de quelques huiles d'origine sénégalaise. Thèse de Doctorat Ingénieur - Montpellier - FRANCE
94. MIRALLES J., BASSENE E., GAYDOU E.M., BOURREIL P.J.L., NDIAYE F.D., RASOARAHONA J., KORNPROBST J. M. (1994). Occurrence of α eleostearic acid in *Parinarium excelsum* and *Parinari macrophyllum* seed oils. *Fat Science Technology* 96 Jahrgang Nr. **2**. pp. 64-66

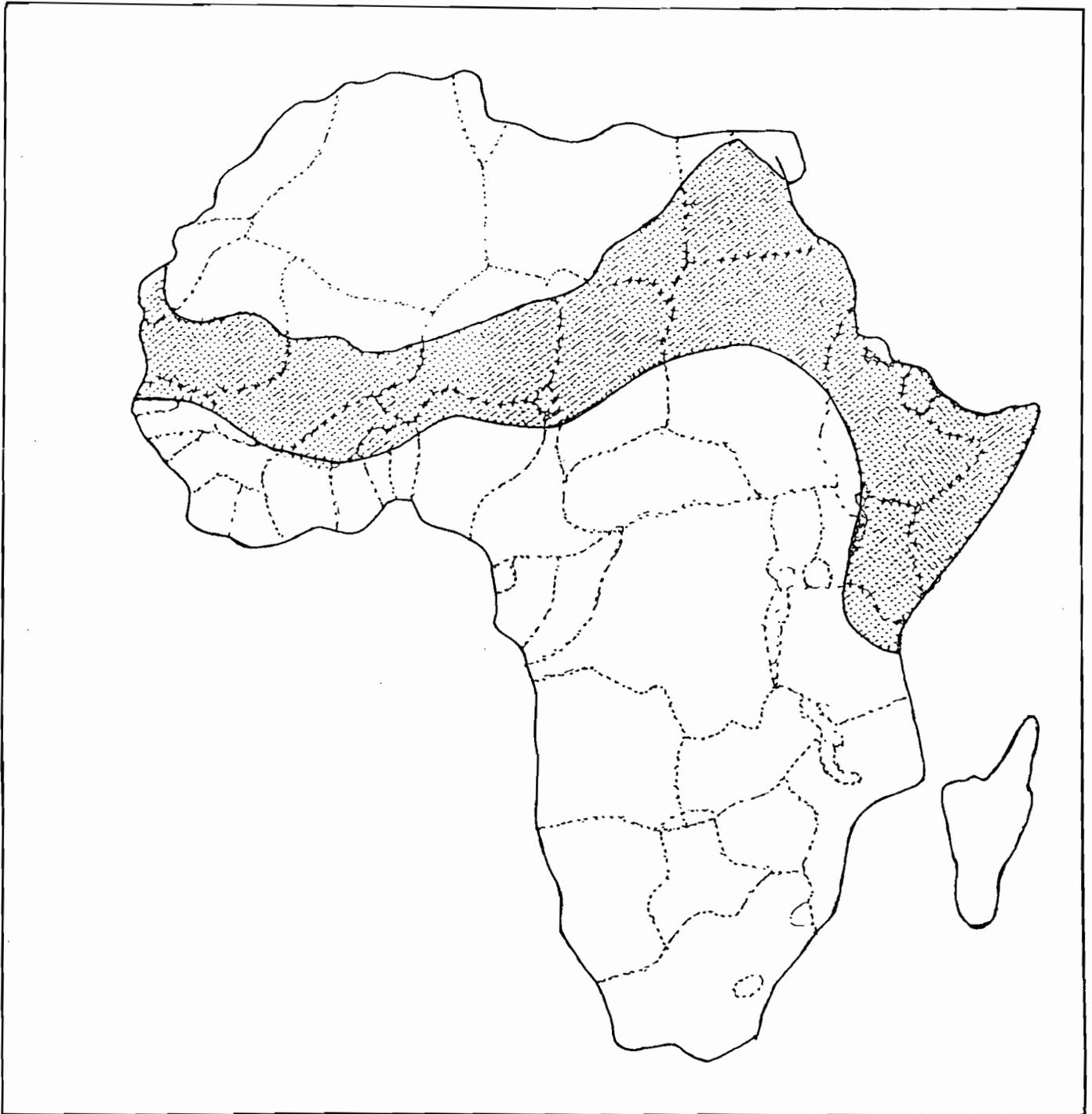
95. MORDRET F. (1973) - Application de la chromatographie couche mince à l'étude de quelques constituants des insaponifiables. *Bulletin chimique de France*, **1**, pp. 84 - 86.
96. MORRISON W. R. and SMITH L. M. (1964). Preparation of fatty acid methyl esters and dimethyl acetals from lipids with BF₃ / methanol. *J. Lipid Res.*, **5**, pp. 600 - 608.
97. NARCE M., GRETI J., and BEZARD J. (1988). Method for evaluating the bioconversion of radioactive polyunsaturated fatty acid by use of reversed phase liquid chromatography. *J. chromatogr.*, **448**, pp. 249 - 264.
98. Norme Française des Corps gras. (1990). NF ISO 5508 - T60 - 234. @ Analyse par chromatographie en phase gazeuse des esters méthyliques d'acides gras.
99. NYKIEMA R. (1994). - Etude des activités anti-ictériques et hépatoprotectrices d'une plante de la pharmacopée traditionnelle afro-asiatique: -*Cassia italica* LAM. ex F.W.AN-DREW (*caesalpiniaaceae* R. BR.). Memoire de D.E.A. de Biologie végétale. DAKAR, Fac. Sc. et Techn.
100. OKAYASU T., NAGAO M., ISHIBASHI T., and IMAI Y. (1981). Purification and partial characterization of linoleoyl-CoA desaturase from rat liver microsomes. *Arch. Biochem. Biophys.* **206**, pp. 21-28.
101. ONUDI/I.O. 494. (1983). *Balanites aegyptiaca* : possibilités offertes par une matière première inutilisée dans l'agro-industrie Soudan .
102. OUEDRAGO M. A. and BEZARD J. (1981). Structure glycéridique de l'huile de sésame, *Rev. Fr. Corps Gras*, **28**, pp. 473 - 476.
103. OUEDRAGO M. A. and BEZARD J. (1982). Les triglycérides de l'huile de coton. *Rev. Fr. Corps gras*, **29**, pp. 11 - 16.
104. PAQUOT C. et coll. (1962). *Ann. Nutr.*, Paris **16**, pp. 23 - 65.
105. PARRIS N. A. (1978), Non - aqueous reversed - phase chromatography of glycerides using infrared detection. *J. Chromatogr.*, **149**, pp. 615 - 624.
106. PATTERSON G. W. (1971). *Anal. Chem.*, **43**, pp. 1165 - 1170.
107. PEI T., HENRY P. and RAMACHANDRAN S. (1975). New application of high pressure reversed - phase liquid chromatography in lipids. *Lipids*, **10**, pp. 152 - 156.
108. PIOT J. (1980) - Plantes médicinales africaines, utilisations des ligneux sahéliens pour les herbivores domestiques. Etude quantitative dans la zone Sud de la mare d'Oursi. Ouagadougou (Haute Volta) C.T.F.T., pp. 79-84.

124. SPRECHER H. (1977). Biosynthetic pathways of polyunsaturated fatty acids. *Adv. Exp. Med. Biol.* **83**, pp. 35-50.
125. STAHL E. (1969) :Thin - layer chromatography. Laboratory Hand - Book (2nd Edition) *Allen and Unwin*.
126. STEGER A., LOON J. V. (1934). *Rec. Trav. Chim.*, 54, 197 Pays Bas.
127. STOFFEL W. ECKER W., ASSAD H. and SPRECHER H. (1970) Enzymatic studies on the mechanism of the retroconversion of C₂₂ polyenoic fatty acids to their C₂₀ homologues. *Hoppe- Seyler's Z. Physiol. Chem.* **351**, pp. 1545-1554.
128. SUGANO M., ISHIWAKI N et NAKASHIMA K, (1984) - Dietary protein - dependant modification of serum cholesterol Level in rats . *Ann. Nutri. Metab.*, 28, pp. 192 - 199.
129. TAYEAU F., FAURE F., SECHET J. (1955) - Recherche sur la valeur alimentaire des protéines du *Balanites aegyptiaca*, *Bull. Soc. chim. Biol.*, **37**, pp. 629-633.
130. TAYEAU F., FAURE F., SECHET J. (1955) - Sur la valeur alimentaire des protéines de la graine de sump (*Balanites aegyptiaca*). *C.R. Ac.Sc.*, 240, p. 1481-1483.
131. TAYEAU F., FAURE F., SECHET J. (1955) - Etude sur le "Soump" *Balanites aegyptiaca* *J. Agric. trop.*, **2**, pp. 40-48.
132. TAYEAU F., FAURE F, SECHET S. (1955). *J. Agric. Trop. Bot Appl.*, **2**, p. 40
133. TAYLOR P. and BARNES P. (1981). *Chemistry and Industry*. pp. 722 - 726.
134. THAMASSON H. J. (1962). Les acides gras essentiels. *Rev. Fr. Corps Gras*, Numéro Spécial des journées d'information sur les corps gras alimentaires.
135. THOMPSON J. N., HATINA G. (1979). Determination of tocopherols and tocotrienols in Foods and tissues by high performance liquid chromatography. *J. liq. Chromatogr.* **2** (3) 327.
136. TOUCHE J., DERBESS M., ESTIENNE J. (1975) .Contribution à l'étude du dosage des stérols dans les corps gras. *Ann. Fals. Expertise Chimique*, **68**, pp. 99 -112.
137. TOURY S., LUNVEN P., GIORGI R.,(1961) Aliments de Cueillette et complément au Sénégal et zone sahélienne. *Qual. Plant. Mater. Véget.*, Vol **8**, pp.139 - 156.
138. UNIDO / 10, 494 . TF / INT / 77 / 021. (1984) : "*Balanites aegyptiaca*" An unutilized. Rew Materiel Potential Ready for Agro - Industrial. Exploitation Khartoum. 100 pp.

139. UNIFEM (Fonds de Développement des Nations Unies pour la Femme) (1989).
Extraction des Huiles. Manuel de Technologies du cycle alimentaire. 47
pp.
140. VIGNERON P. Y. (1992). Composition d'huiles végétales en tocophérols.
Manuel des Corps gras. Tome 1 , p. 1186.
141. WAHLE K.W. (1974). Desaturation of long chain fatty acids by tissue
preparations of the sheep, rat, and chicken. *Comp. Biochem. Physiol.*
48B, pp. 87-105.
142. WEIL J.S.H. (1979). Biochimie générale. 3ème Edition Masson, Paris.pp.
224 - 229
143. WOLFF J. P. (1968) . Manuel d'analyse des Corps gras, AZOULAY -
PARIS.
144. YAMEGO R. et RIGOBERT T. (1992) : Extraction d'huiles végétales,
Concassage et Pressage d'amandes de graines dures - Rapport de
Séminaire : Institut Burkinabé d'Energie (IBE) - Ouagadougou. B. F.

ANNEXE I

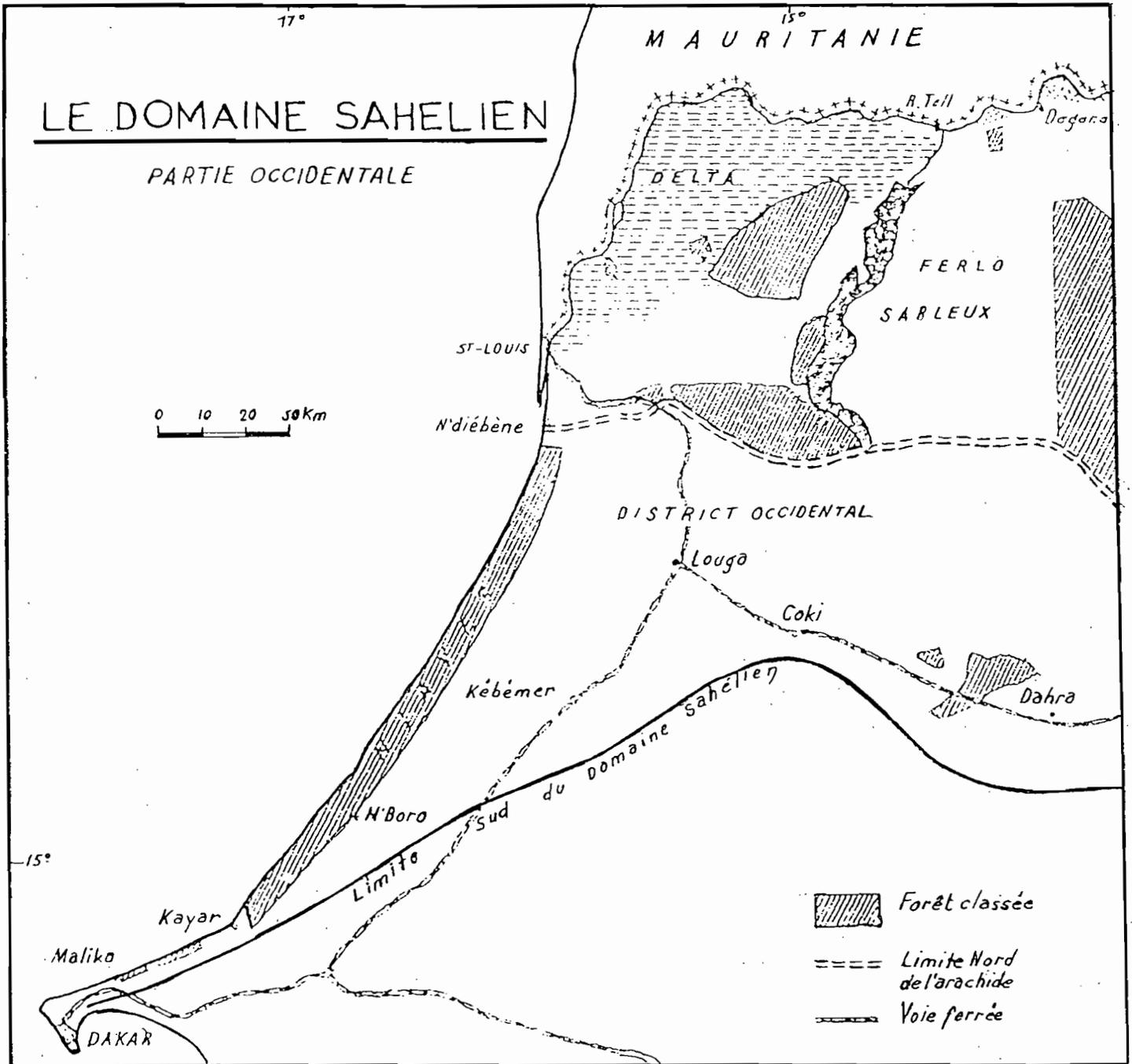
Carte n°1 . Zone géographique de *Balanites aegyptiaca* (L.) Del. en Afrique.



Source : ENDA - TIERS - MONDE, fiche technique n° 36

ANO. (1987) (9)

Carte n°2. Zone géographique de *Balanites aegyptiaca* (L.) Del. au Sénégal. (Domaine Sahélien).



GIFFARD P.L. (1974) (60)

ANNEXE II

Fig. 2. PRESSE ARTISANALE

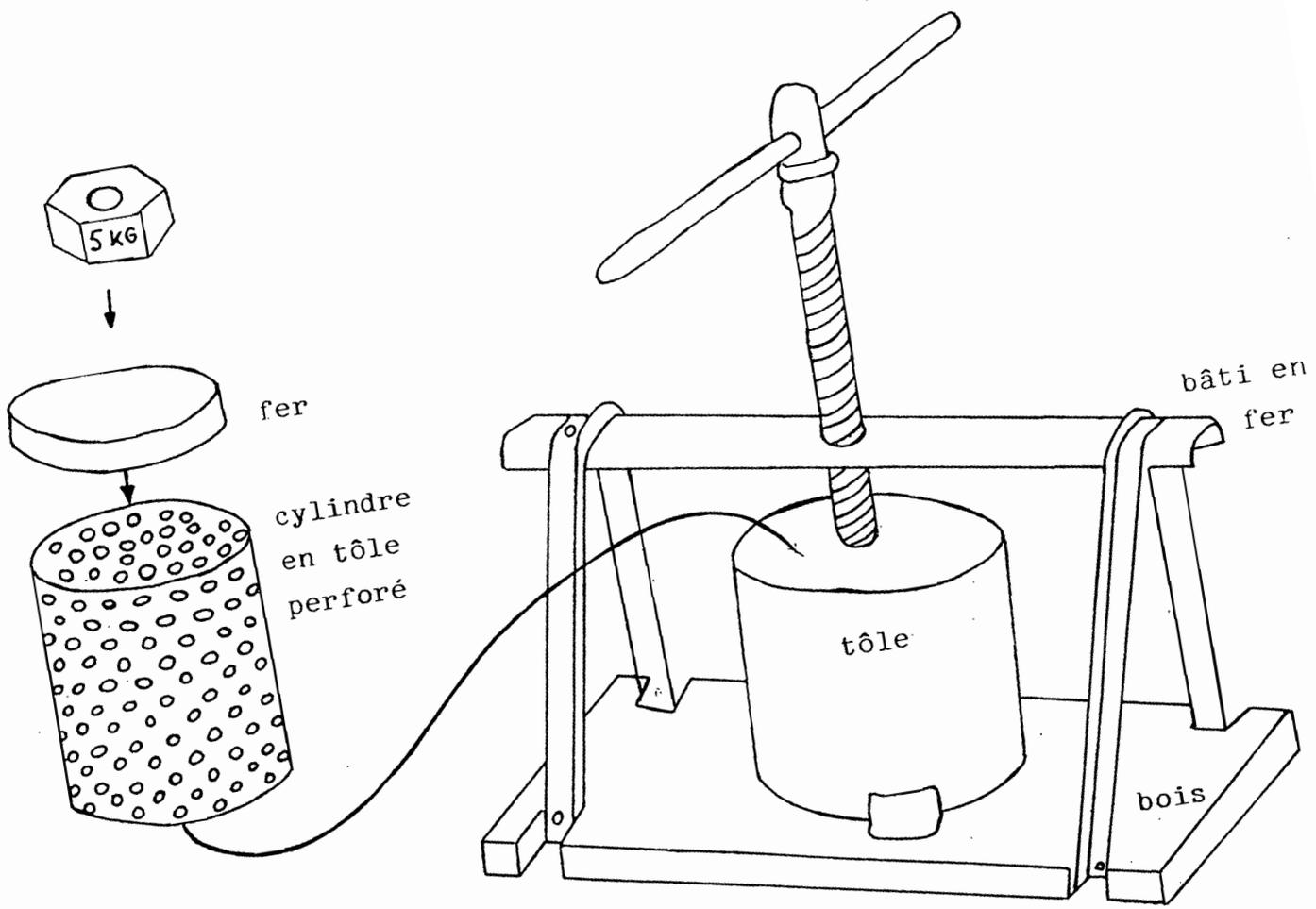


Fig. 1. Concasseur Type I. B. E.

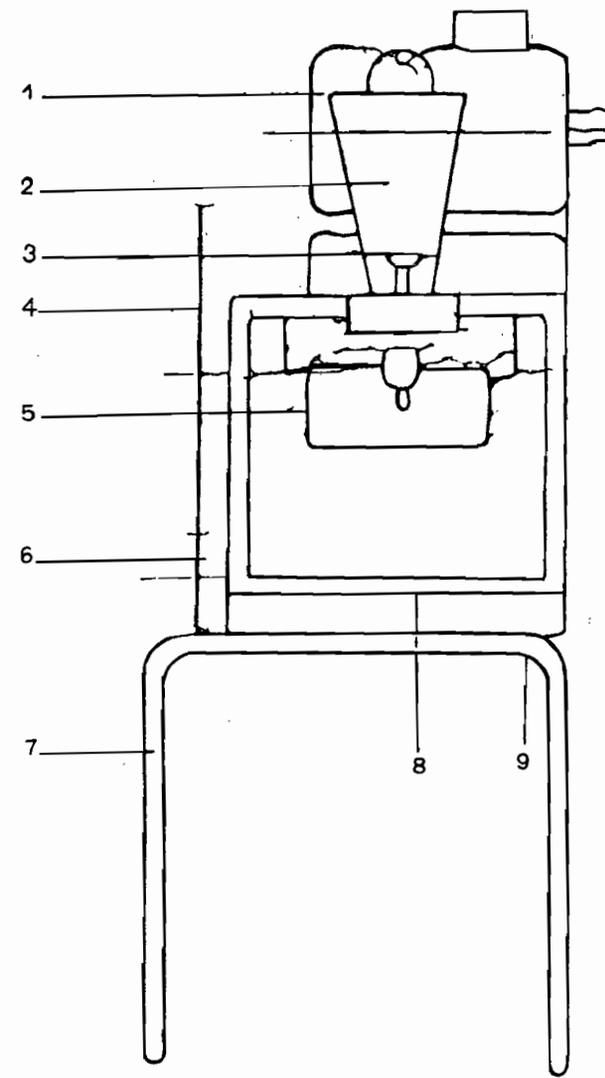
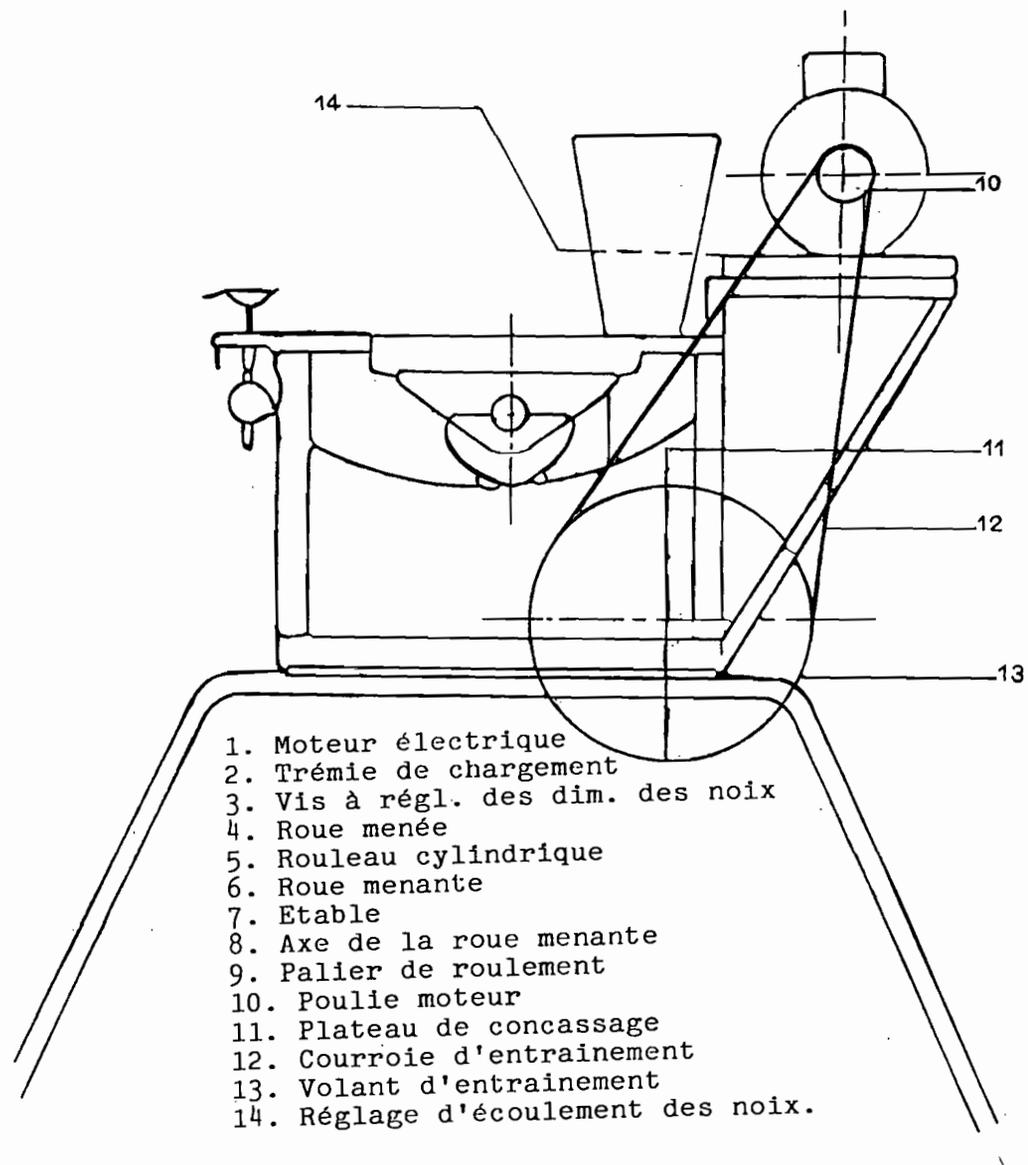
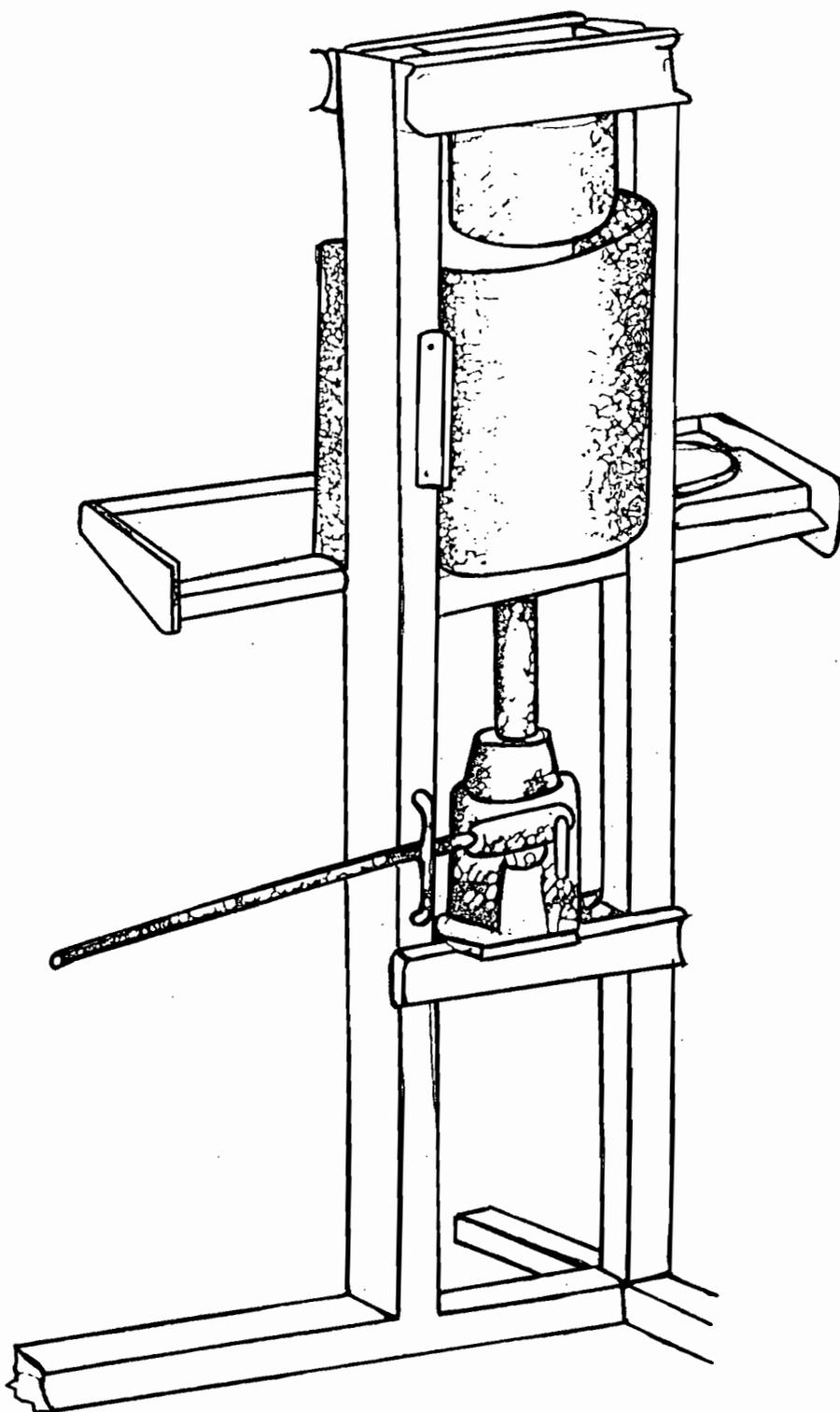
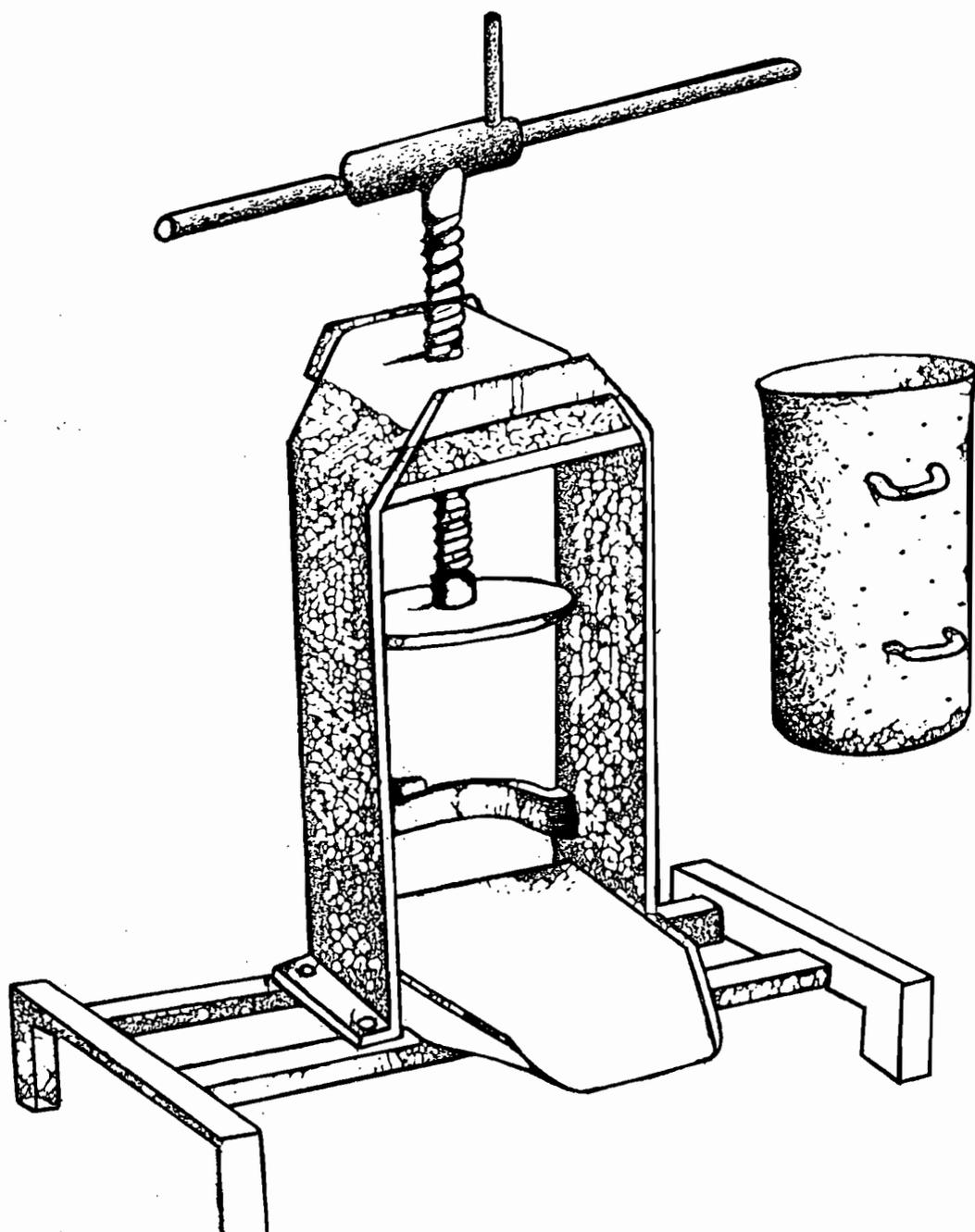


Fig. 3 . PRESSE HYDRAULIQUE



Source UNIFEM (1989) (139)

Fig. 4. PRESSE HYDRAULIQUE



Source : UNIFEM (1989) (139)

ANNEXE III

Fig. 9

TIC of jmnc18s2_bsb2.d

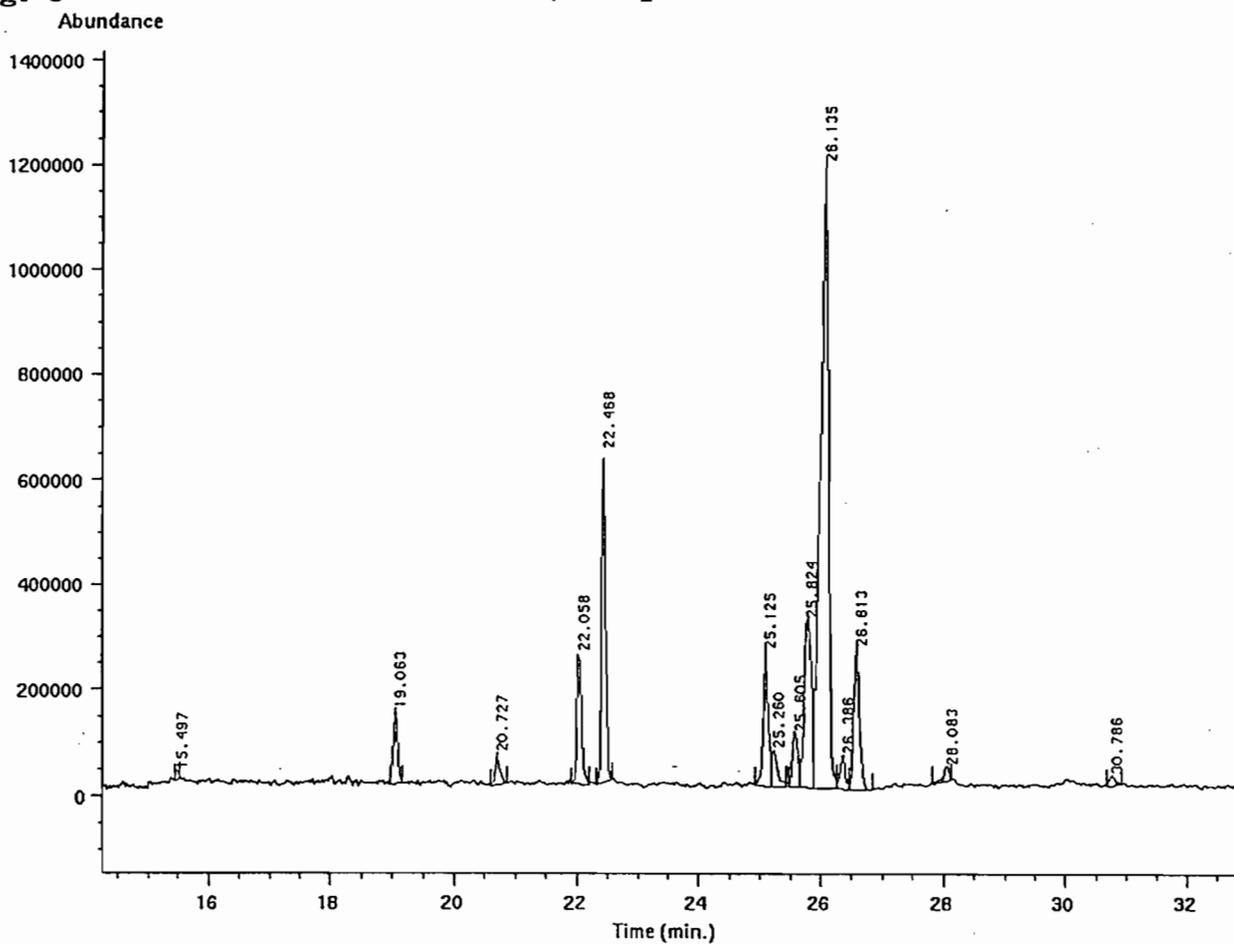


Fig. 10

Ion 333.00 amu from jmnc18s2_bsb2.d
Ion 335.00 amu from jmnc18s2_bsb2.d
Ion 337.00 amu from jmnc18s2_bsb2.d

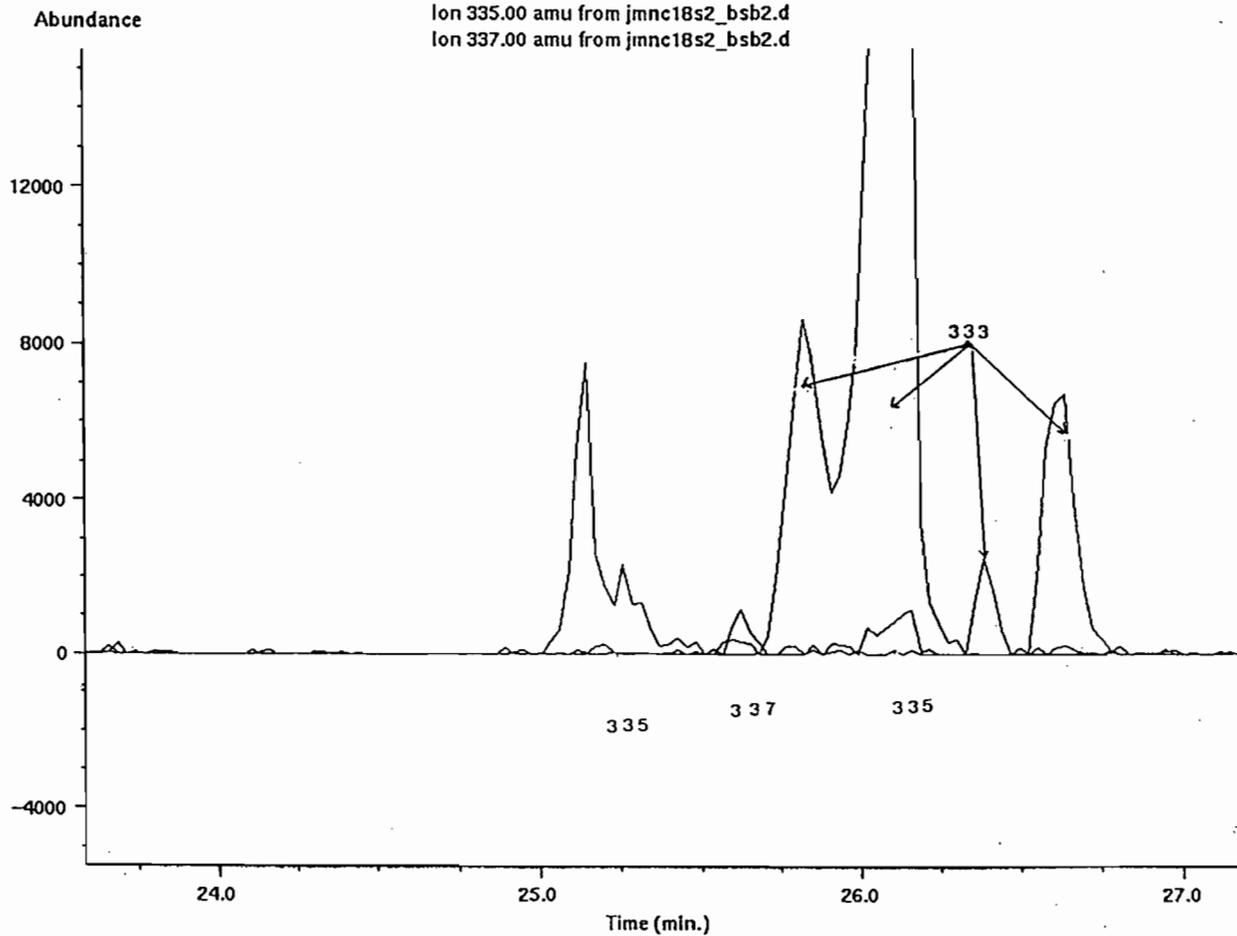


Fig. 10a

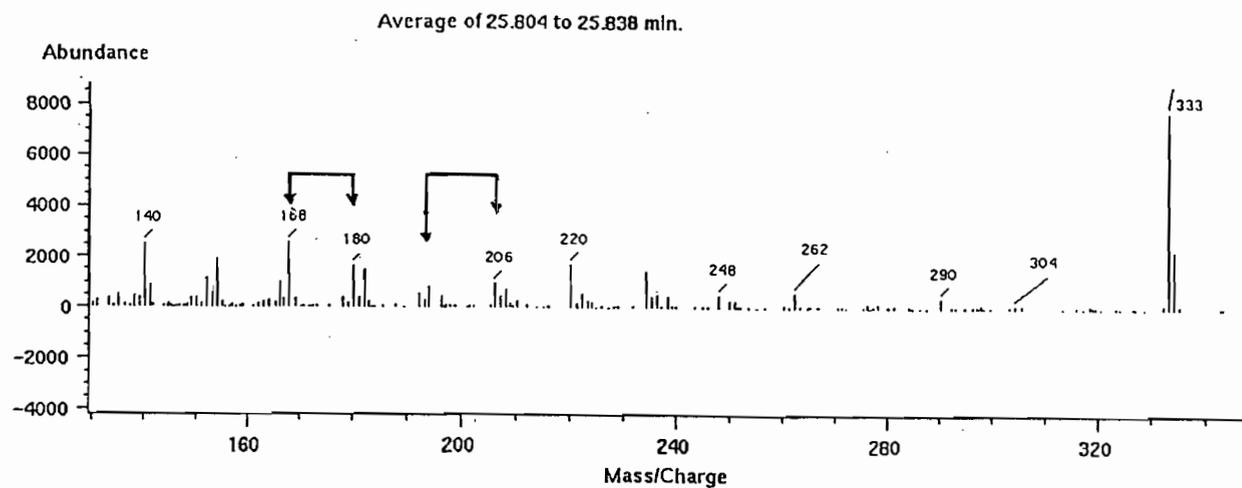
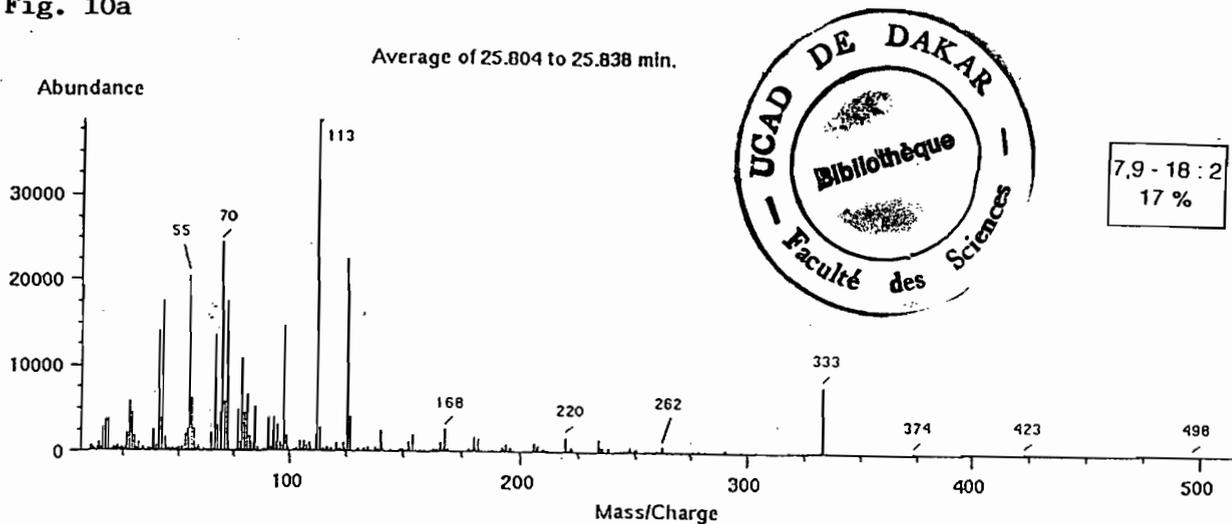


Fig. 10b

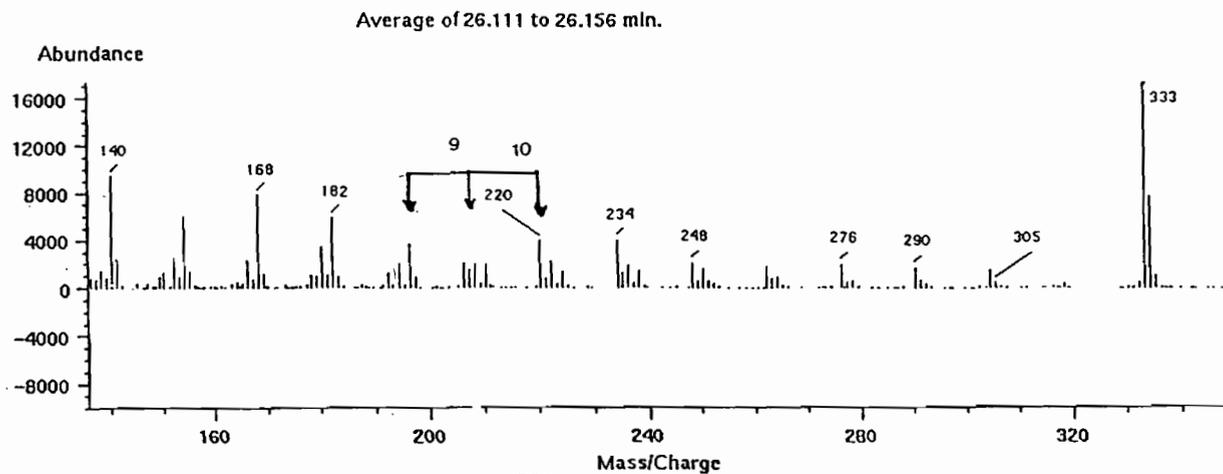
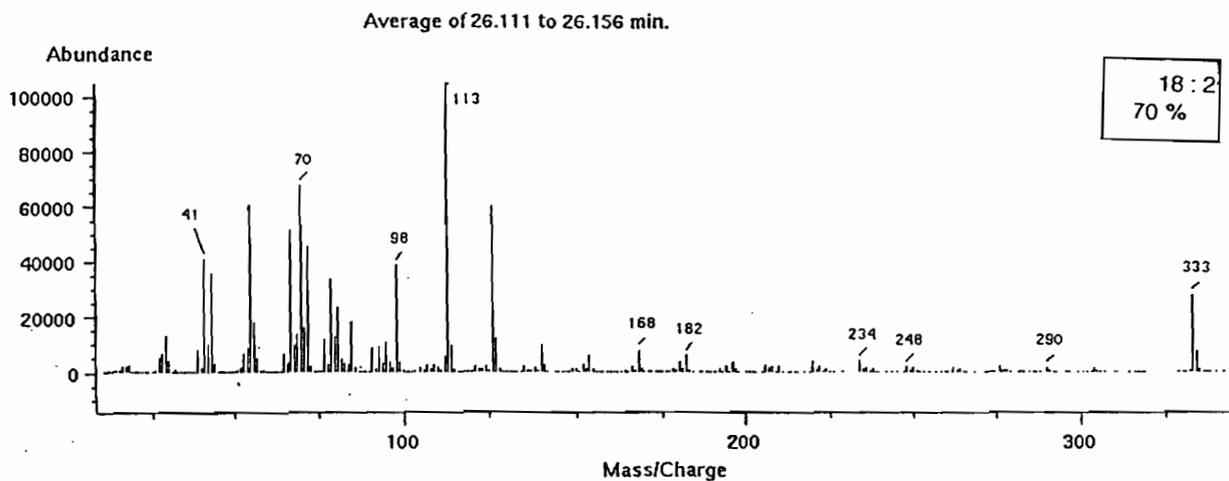


Fig. 10c

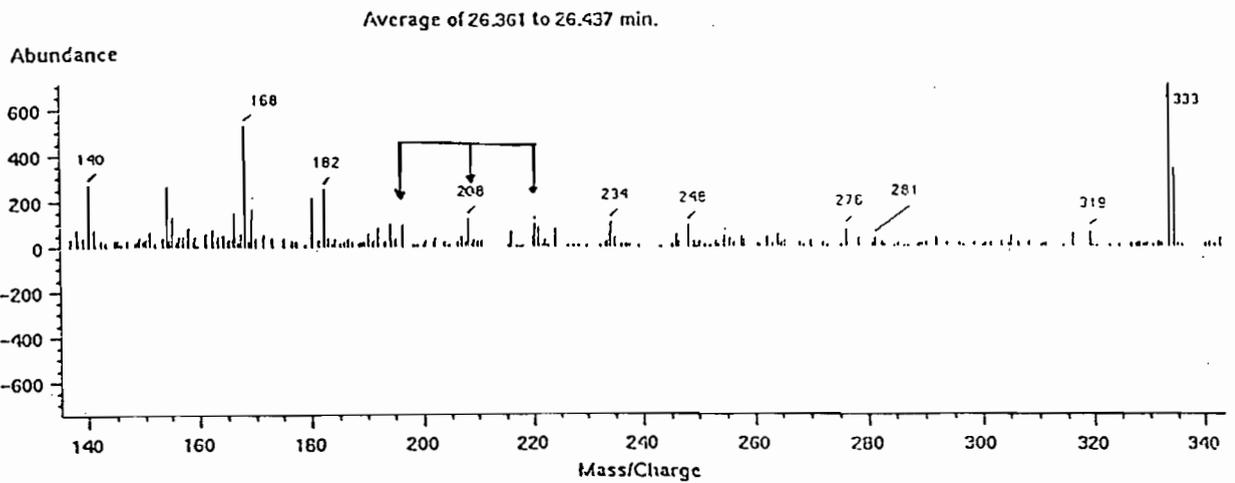
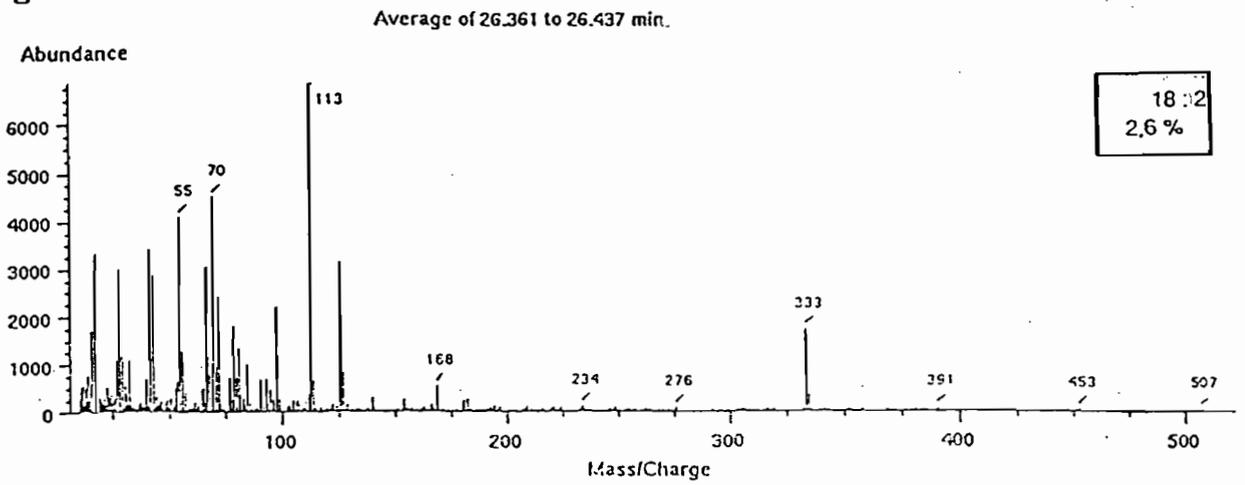
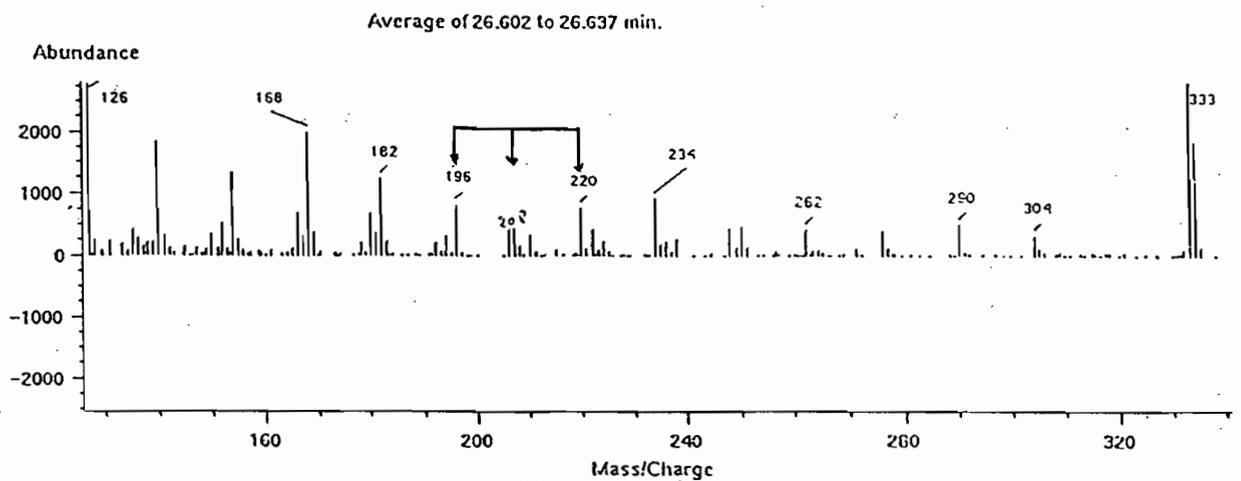
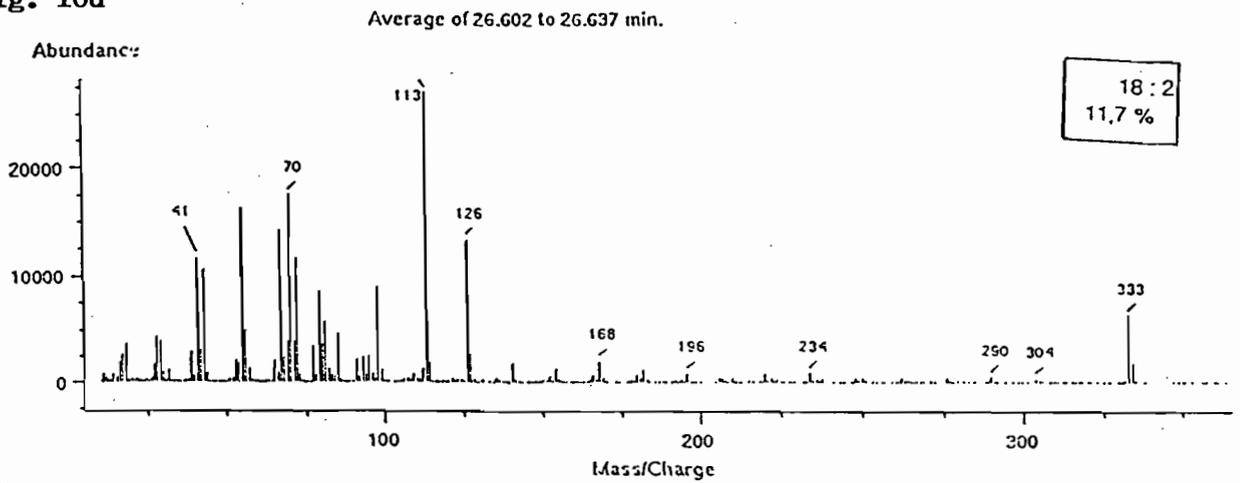
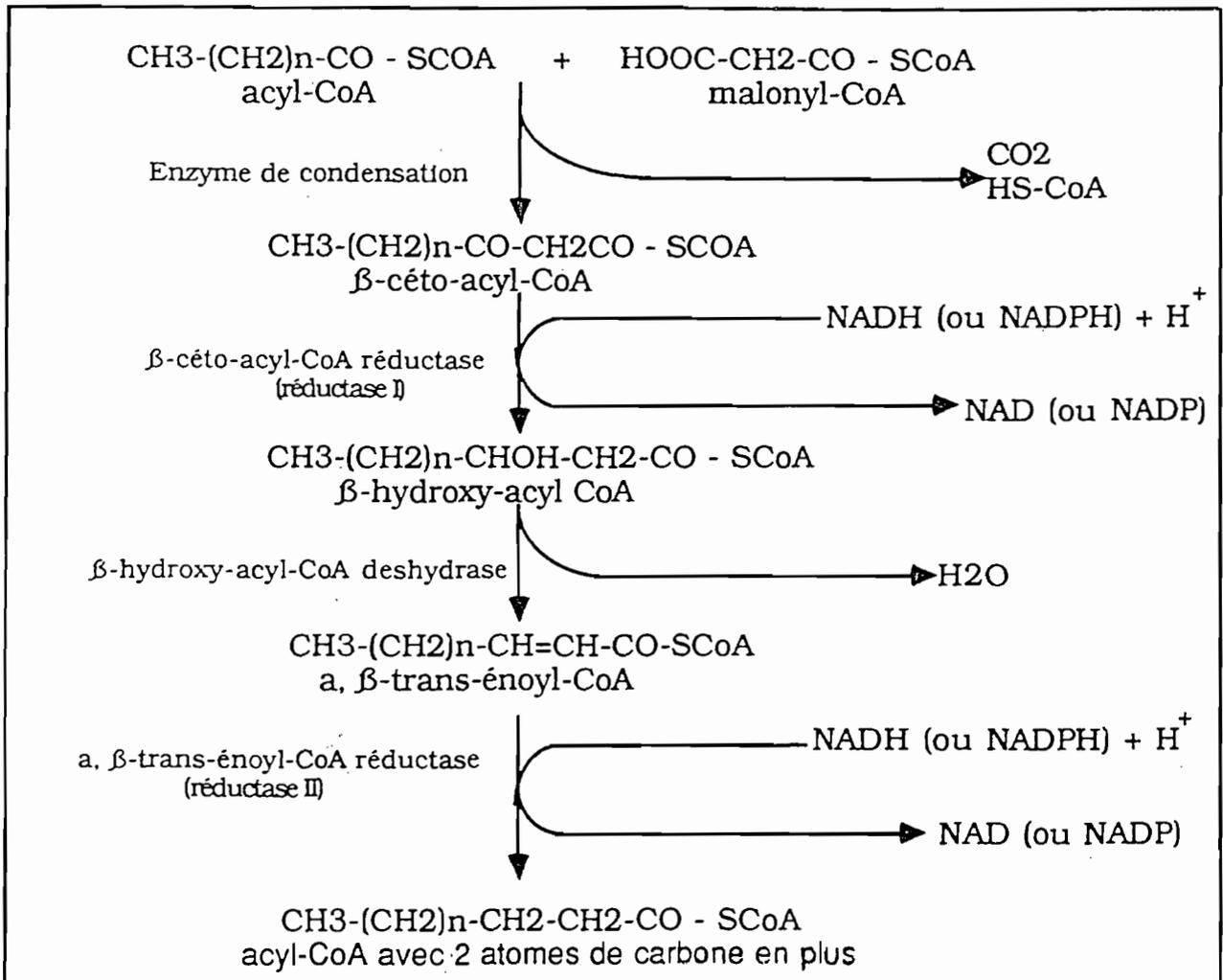


Fig. 10d



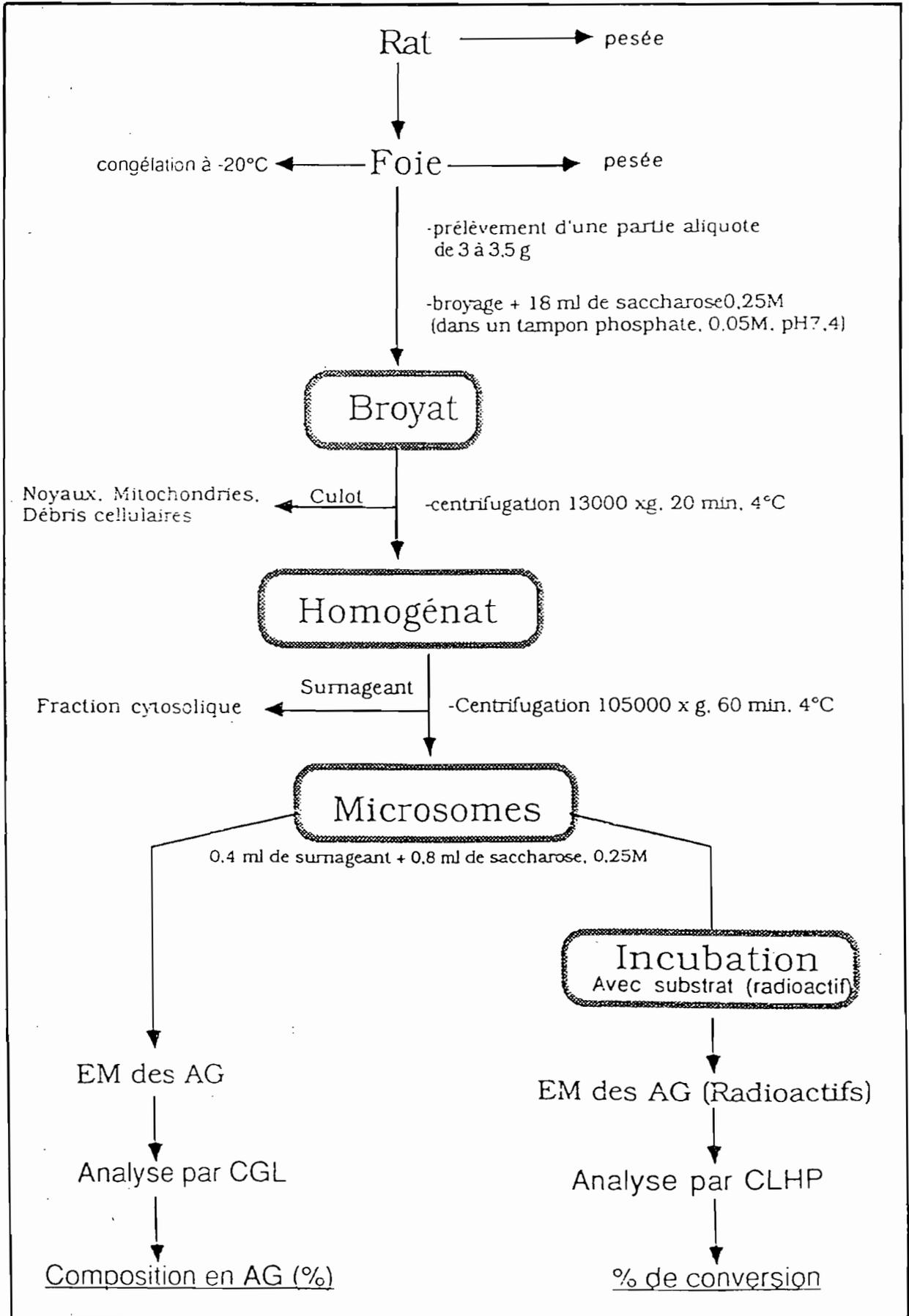
ANNEXE IV

Fig. 1. MECANISME DE L'ELONGATION (mitochondriale-microsomale)



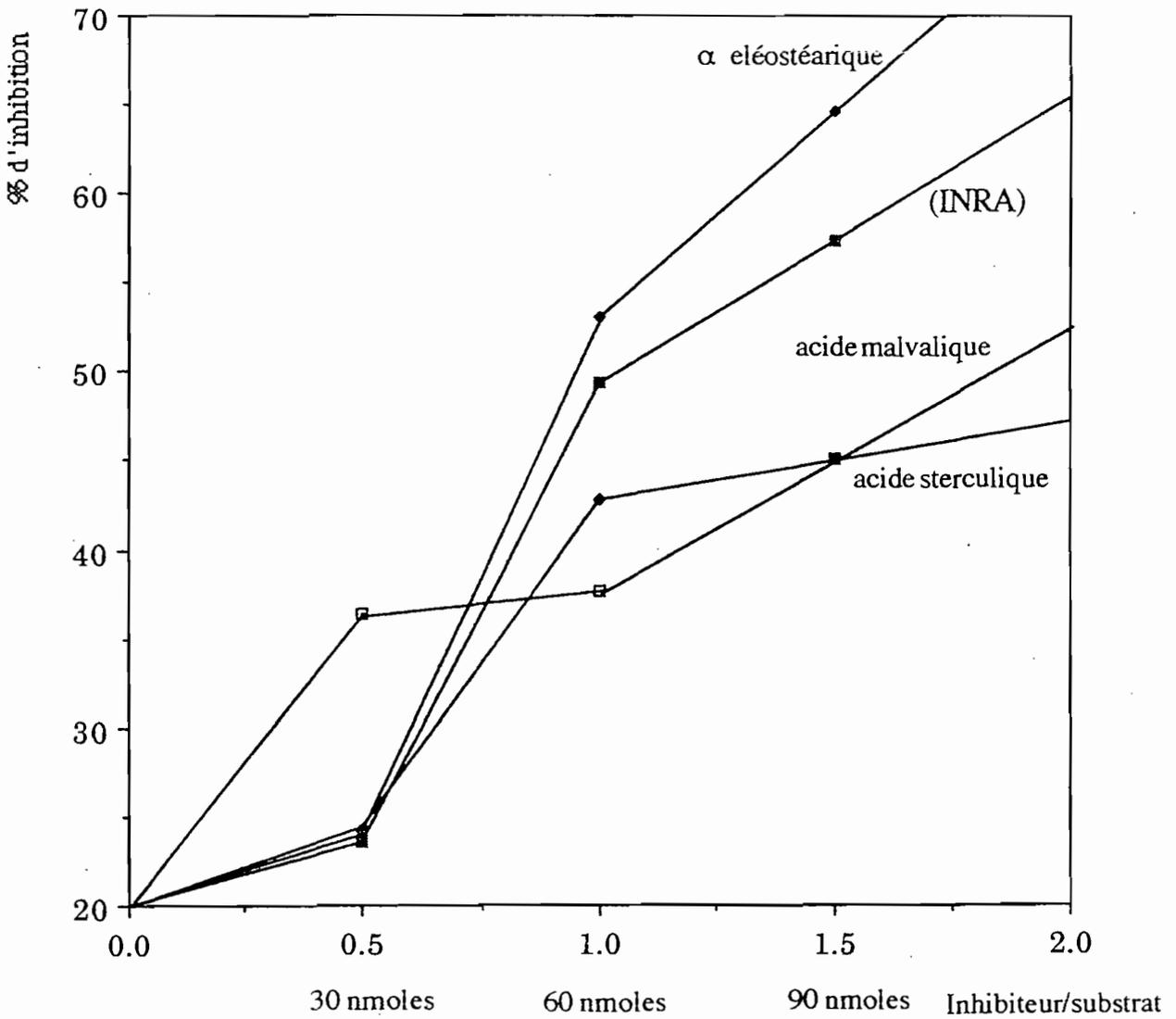
Source : METAIS P (1982) (92).

Fig. 2. PREPARATION DES MICROSOMES HEPATIQUES ET INCUBATION IN VITRO.



Dans CAO J. (1994).

Fig. 3. Inhibition de 60 nmoles de 18:2n - 6 de la $\Delta 6$ désaturation dans les microsomes de foie de rat, par l'acide α éléostéarique



ANNEXE V

1. Détermination du pourcentage d'humidité

A. Principe

La teneur en humidité des échantillons est déterminée par la perte subie à la dessiccation faite par la chaleur à pression atmosphérique.

B. Matériel

- Balance de précision .
- capsule en Pyrex
- dessiccateur
- étuve.

C. Mode opératoire :

Mettre dans le dessiccateur les capsules vides préalablement passées à l'étuve pendant 1 heure.

Tarer les capsules, après refroidissement . Soit P_0 leur poids vide.

Introduire les échantillons dans les capsules et les peser. Soit P_1 le poids de la capsule + échantillon.

Introduire les capsules pleines dans une étuve ventilée dont la température ne dépassera pas 60°C .

Laisser pendant 24 heures.

Sortir les capsules, les fermer et les refroidir dans le dessiccateur.

Les peser de nouveau après refroidissement. Soit P_2 le poids d'une capsule avec l'échantillon séché.

N. B. : Pour l'humidité résiduelle, la température de dessiccation est de 103°C .

D. Calculs

P_0 = poids de la capsule vide

P_1 = poids de la capsule pleine avant étuvage

P_2 = poids de la capsule pleine après étuvage

$$\% \text{ Humidité} = \frac{P_2 - P_0}{P_1 - P_0} \times 100$$

$$\% \text{ Matières sèches (M. S.)} = 100 - \% \text{ Humidité}$$

Remarques

- La température de séchage pour l'humidité brute ne doit absolument pas dépasser 60°C afin de ne pas altérer les résultats de certains dosages tels les constituants pariétaux. Si l'échantillon semble insuffisamment séché, mieux vaut le laisser 24 heures supplémentaires à l'étuve.

- Il est conseillé de ne pas utiliser les prises d'essais de la mesure d'humidité résiduelle sur poudre pour d'autres dosages, notamment les constituants pariétaux.

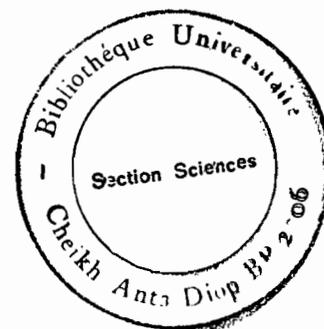
2. Détermination du pourcentage de matières minérales

A. Principe

La teneur en matières minérales d'une substance est conventionnellement le résidu de celle - ci après incinération.

B. Matériel

- Balance de précision.
- Dessiccateur.
- Four.
- Capsule en silice.
- Etuve



C. Mode opératoire

Mettre dans le dessiccateur les capsules à peser préalablement passées à l'étuve pendant 1 heure minimum.

Tarer les capsules après refroidissement. Soit P le poids d'une capsule vide.

Peser 5 grammes d'échantillon.

Introduire les capsules pleines dans le four d'incinération. Chauffer lentement au départ afin d'obtenir une carbonisation modérée sans inflammation de la masse jusqu'à disparition des matières volatiles. Porter au rouge (550°C) et continuer l'incinération pendant 6 heures.

Sortir les capsules et les laisser refroidir à l'étuve à 103°C (pendant 20 à 30 minutes).

Les peser de nouveau après refroidissement au dessiccateur. Soit P' le poids d'une capsule avec l'échantillon calciné.

D. Calcul.

P = poids de la capsule vide

P' = poids de la capsule pleine après incinération

M. S. = pourcentage de matières sèches

$$\% \text{ Matière minérales (M. M)} = \frac{(P' - P) \times 100}{5 \times \text{M. S.}}$$

$$\% \text{ Matières organiques (M.O.)} = 100 - \% \text{ Matières minérales}$$

3. Dosage de l'azote (Méthode KJELDAHL)

A. Principe

Le produit à analyser est minéralisé par l'acide sulfurique en présence d'un catalyseur. L'azote organique est transformé en azote ammoniacal qui est, ensuite, déplacé par la soude puis dosé par l'acide sulfurique titré.

B. Matériel et réactifs

Matériel

- 1 bloc de minéralisation TECATOR
- 1 unité de distillation TECATOR
- 1 unité de titration TECATOR
- 1 série d'erlenmeyers gradués de 250 cm³
- 3 barreaux magnétiques
- 1 hotte

Réactifs

- acide sulfurique concentré (d = 1.83)
- acide sulfurique N/10
- Catalyseur KJELTABS S 3. 5 (3.5 g de sulfate de potassium + 0.0035g de sélénium par pastille)
- Solution de soude à 40 %
- Solution d'acide borique à 4 %.

C. Mode opératoire

Minéralisation

Peser 1 gramme de substance dans une feuille de papier sans azote (à défaut prendre du papier filtre). Introduire la prise d'essai dans le tube de minéralisation.

Ajouter 1 pastille de catalyseur KJELTABS S 3.5 et 20 cm³ d'acide sulfurique concentré.

Introduire les tubes dans le bloc de minéralisation qui est en chauffe depuis 20 minutes. Mettre en place le collecteur de fumées, la hotte en marche ainsi que la trompe à eau.

Maintenir la température autour de 420°C (position 9 - 10 du thermostat). Poursuivre la minéralisation pendant 2 heures. Arrêter le chauffage. Au bout de 20 minutes, fermer la trompe à eau.

Distillation

Après refroidissement, ajouter 50 cm³ d'eau à chaque tube de minéralisation.

Procéder ensuite à la distillation de l'ammoniac. Connecter le tube de minéralisation à l'unité de distillation. Placer un erlenmeyer gradué de 250 cm³ contenant 25 cm³ de solution d'acide borique sur le plateau situé sous le tube terminal de l'unité de distillation. Veiller à ce que le tube plonge dans la solution d'acide borique.

Baisser la vitre protectrice. Actionner 2 fois de suite la poignée noire pour distribuer la soude. Ouvrir la vanne d'admission de la vapeur et recueillir environ 175 cm³ de distillat (correspondant à 5 minutes de distillation).

Titration

Avec l'unité de titration, doser le distillat par l'acide sulfurique N/10 (virage du vert au rose clair).

Remarques

- Il est obligatoire de procéder au nettoyage du circuit de distillation avant et après chaque série, pour éliminer toute trace de soude. Pour ce faire, il faut

procéder à une distillation complète avec un tube contenant de l'eau distillée mais sans ajouter de soude.

- Après le nettoyage du circuit, effectuer le titrage du blanc en distillant puis dosant environ 75 cm³ d'eau distillée ayant servi à la dilution des minéralisations; il faut ajouter la soude dans ce cas.

D. Calculs

A 1 proton H⁺, il correspond 1 atome -gramme d'azote soit 14.008 grammes d'azote ; ainsi à 1cm³ d'acide sulfurique (H₂SO₄) N/10 contenant 1/10000 H⁺, il correspond donc 1. 4008 milligramme d'azote.

Soit V = volume (en cm³) d'H₂SO₄ N/10 versé pour le dosage de l'échantillon.

V' = volume (en cm³) d'H₂SO₄ N/10 versé pour le dosage du blanc.

P.E. = Prise d'essai

M.S. = Matières sèches

$$\% \text{ N (azote)} = \frac{0.14 \times (V - V')}{\text{P. E.} \times \% \text{ M.S.}}$$

Ainsi, pour les matières azotées totales (M.A.T.), on a :

$$\% \text{ M.A.T.} = \% \text{ N} \times 6.25$$

4. Dosages du Phosphore (Méthode au Vanadate), du potassium, du calcium, du magnésium, du fer

A. Principe

Après minéralisation du produit, on combine le phosphore sous forme d'un complexe jaune, le phosphovanadomolybdate d'ammonium (réaction de MISSON) et l'intensité de la coloration obtenue est proportionnelle à la quantité de phosphore se trouvant dans la solution.

La solution ainsi préparée pour doser le phosphore peut être utilisée directement pour les dosages du potassium, du calcium, du magnésium et du sodium par spectrophotométrie de flamme.

B. Matériel et Réactifs

Matériel

- Capsules en silice - Four
- Bain de sable - Balance de précision
- Colorimètre SPECTRONIC 20
- Spectrophotomètre de flamme Ph F 80
- Fioles jaugées de 100 ml
- Tubes à essais.

Réactifs

- Solution de phosphore monopotassique à 1g / l (solution mère)
- Solution mère de potassium à 1g / l
- Solution mère de calcium à 1g / l
- Solution mère de magnésium à 1g / l
- Solution mère de sodium à 1g / l
- Solution de molybdate d'ammonium à 10 %
- Solution de métavanadate d'ammonium
- Acide nitrique (HNO₃) concentré
- Réactif nitro-vanodo - molybdique (MISSON)

C. Mode opératoire

Minéralisation

Peser exactement environ 1 g de produit finement broyé dans les capsules en silice.

Calciner au four à 530 - 550°C (environ 6 heures) jusqu'à obtention de cendres.

Préparation de la solution.

Reprendre le résidu de calcination par 5 ml de HCl pur concentré et évaporer jusqu'au sec au bain de sable pour insolubiliser la silice.

Dissoudre le résidu par 5 ml de HNO₃ à 10 % , plus une giclée d'eau distillée et faire bouillir pendant 5 minutes au bain de sable sans aller au sec (hydrolyse en orthophosphates, seules formes donnant immédiatement la réaction colorée).

Filter sur papier sans cendres dans une fiole jaugée de 100 ml.

Laver à l'eau chaude déminéralisée.

Laver à l'eau chaude déminéralisée.
Laisser refroidir et compléter à 100 ml.

Dosages

Du phosphore par colorimétrie.

Dans un tube à essai, ajouter : un volume V de la solution à analyser et 10 ml du réactif de Mission.

Homogénéiser et attendre au moins 10 minutes.

Mesurer l'intensité de la coloration au colorimètre à 430 nm en comparant à un essai à blanc.

Tracer la courbe étalon à l'aide de solutions contenant 0.5, 1, 1.5, 2 et 2.5 p.p.m de phosphore (préparées à partir de la solution mère) en ajoutant 10 ml de réactif à chacune des solutions étalons.

Du potassium, du calcium, du magnésium et du sodium par spectrophotométrie de flamme.

Dans un grand tube à essai, réaliser une dilution convenable de la solution à analyser.

Homogénéiser et attendre environ 1 à 2 minutes.

Mesurer la concentration de la solution au spectrophotomètre de flamme en comparant à un essai à blanc.

Pour chaque élément, tracer la courbe étalon à l'aide de solutions (contenant 1 et 2 p.p.m pour K, Ca et Na et 0.25 et 0.5 p.p.m pour Mg) préparées à partir ds solutions mères respectives.

Remarque

L'essai à blanc est préparé et obtenu dans les mêmes conditions que les solutions à analyser.

D . Calcul

- Pour le phosphore

Soit 100 = densité optique du premier point de la gamme étalon

50 = Concentration du premier point de la gamme étalon

D.O = densité optique de la solution à analyser

P.E = prise d'essai

V = volume prélevé (partie aliquote)

d = facteur de dilution

M. S = Pourcentage de matières sèches

$$\% P = \frac{50 \times d \times D.O. \times 10^{-4}}{100 \times V \times P.E. \times M. S.}$$

Ainsi, $\% P_2 O_5 = \% P \times 2,29$

- Pour K, Ca, Mg et Na

soit C = concentration de la solution à analyser

C' = concentration de l'essai à blanc

d = facteur de dilution

$$\%(K, Ca, Mg \text{ ou } Na) = \frac{(C - C') \times d \times 10^{-2}}{P.E. \times M. S.}$$

Ainsi, $\% K_2O = \% K \times 1,20$

$\% CaO = \% Ca \times 1,39$

$\% MgO = \% Mg \times 1,66$

5. Dosage du carbone organique (Méthode de WAKLEY and BLACK)

A. Principe

Le carbone organique d'une substance est oxydé par le bichromate de potassium à froid, l'excès de bichromate est réduit par un excès de sel de Mohr qui est lui-même titré par le permanganate de potassium. La réaction d'oxydation de la matière organique par le bichromate de potassium n'est pas complète mais correspond sensiblement à 77 % du carbone présent.

B. Matériel et réactifs

Matériel

- Balance de précision - 1 pipette de 20 ml
- 1 série d'erlenmeyers de 250 ml
- 1 burette de 50 ml - 1 éprouvette de 250 ml
- 1 agitateur magnétique (+ barreaux)

Réactifs

- Bichromate de potassium normal (49.035 g/l)
- Acide sulfurique concentré (d = 1.83)
- Sel de Mohr 0.6N (250 g/l)
- Permanganate de potassium 0.2N (6.320 g/L)

C. Mode opératoire

Peser, dans un erlenmeyer de 250 ml, un poids P de la substance à analyser (broyée et échantillonnée) de sorte que la quantité de carbone présent soit proche de 20 mg mais inférieure à 24 mg

Ajouter exactement 10 ml de bichromate de potassium

Ajouter 20 ml d'acide sulfurique concentré.

Agiter et laisser reposer pendant 30 minutes.

Ajouter alors environ 200 ml d'eau distillée à l'éprouvette puis 20 ml de sel de Mohr à la pipette pour réduire le bichromate en excès (la coloration verte constatée est due aux ions Cr^{3+} formés).

Titrer l'excès de sel de Mohr par le permanganate de potassium jusqu'à apparition d'une teinte bleue gris caractéristique.

Effectuer, pour chaque série d'analyses, 4 témoins sans substance dont on prendra la moyenne pour les calculs.

D. Calculs

Si : X = quantité de bichromate en m.e. utilisée pour oxyder la matière organique de P de substance

V_0 = quantité de bichromate, de normalité C_0 , en ml utilisée pour les témoins et pour les échantillons

V_1 = quantité de sel de Mohr, de normalité C_1 , en ml utilisée pour les témoins et pour les échantillons.

V_2 = quantité de permanganate, de normalité C_2 , en ml utilisée pour les témoins

V_2 = quantité de permanganate, de normalité C_2 , en ml utilisée pour les échantillons.

on a : $V_1C_1 = V_0C_0 + V_2C_2$ dans le cas des témoins

et : $V_1C_1 = X + V_0C_0 + v_2C_2$ dans le cas des échantillons

donc : $X = (v_2 - V_2) \times C_2$

Or, on sait que, théoriquement, 1ml de permanganate de potassium correspond à 3 mg de carbone ; soit en réalité :

$$3 \times 100 / 77 = 3.9 \text{ mg.}$$

Ainsi, la teneur en carbone de l'échantillon est :

$$\% C = \frac{(v_2 - V_2) \times C_2 \times 100}{P}$$

Puisque C_2 est généralement égale à 0.2

alors,

$$\% C = \frac{0.078 \times (v_2 - V_2)}{P}$$

d'où,

$$\% \text{ M.O. (Matière Organiques)} = \% C \times 1.727$$

6 Dosage de la cellulose (de Weende)

A. Principe

L'échantillon est soumis à 2 attaques successives : acide puis alcaline. Le résidu est ensuite séché puis calciné. La perte de poids résultant de la calcination correspond à la cellulose brute de la prise d'essai.

B. Matériel et réactifs

Matériel

- | | |
|---------------------------------------|---------------------------|
| - Rampe chauffage | - Colonnes réfrigérantes, |
| - Ballons à col rodé de 250 ml | - Etuve |
| - Creusets en verre fritté porosité 2 | - Four |
| - Centrifugeuse | - Pompe à vide |
| - Balance. | |

Réactifs

- Acide sulfurique 0,26 N (7,35 ml d' H_2SO_4 / L)
- Potasse : 0,23 N (12,9 g de KOH / l de solution).

C. Mode opératoire

Peser 1 g d'échantillon et le transvaser dans un ballon de 250 ml.
Ajouter 100 ml d' H_2SO_4 0.26N
Porter à ébullition sous réfrigérant pendant 30 minutes.
Centrifuger à 3000 tr/mn pendant 15 minutes.
Avec la pompe à vide, éliminer le surnageant.
Reprendre le culot avec de l'eau distillée,
Centrifuger de nouveau comme précédemment et
Éliminer le surnageant (opération à répéter 2 ou 3 fois pour éliminer toute trace d'acide).
Reprendre le culot avec 100 ml de KOH et transvaser dans le ballon.
Porter à ébullition sous réfrigérant pendant 30 minutes.
Ouvrir la vanne reliant le système de filtration à la pompe à vide.
Filtrer sous vide en versant doucement le contenu du ballon dans un creuset préalablement passé au four puis taré.
Rincer au moins 3 fois à l'eau déminéralisée chaude.
Rincer avec de l'acétone, si possible.
Casser le vide et arrêter la pompe.
Retirer les creusets pleins et les laisser à l'étuve à $130^{\circ}C$ pendant une nuit.
Sortir les creusets et les laisser refroidir au dessiccateur.
Les peser après refroidissement. Soit P_1 le poids d'un creuset.
Porter les creusets au four à $520^{\circ}C$ pour une nuit.
Arrêter le four et lorsque la température est proche de $100^{\circ}C$, sortir les creusets et les refroidir au dessiccateur.
Les peser de nouveau après refroidissement. Soit P_2 le poids d'un creuset.

D. Calcul

P_1 = poids du creuset plein avant calcination

P_2 = poids du creuset plein après calcination

et P. E. = prise d'essai.

alors,

$$\% \text{ cellulose} = \frac{(P_1 - P_2) \times 100}{P. E.}$$

N.B. : Ne pas dépasser $520^{\circ}C$ pour la calcination car la soudure du disque en verre fritté supporte mal une température supérieure.

RESUME

Les graines de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla*, deux espèces arborées résistantes aux conditions climatiques sahéliennes ont fait l'objet de cette étude.

Les méthodes d'extraction présentées, l'extraction chimique et le pressage mécanique montrent que ces graines sont riches en huile. Après l'extraction, notre travail a consisté à déterminer la composition et la nature des constituants des huiles. L'analyse sur les stérols donne des rapports inversés de sitostérol / stigmastérol, selon la nature de l'espèce. L'étude des acides gras montre en général, une prédominance des insaturés. Alors que pour *Balanites aegyptiaca*, les acides gras majoritaires sont l'acide oléique (9-18:1), l'acide linoléique (9,12 - 18:2) suivi de l'acide palmitique (16:0), pour *Parinari macrophylla*, en plus des deux acides gras insaturés suscités, on trouve l'acide α éléostéarique (9,11,13 - 18:3) en quantité significative (21,49%).

Pour la première fois, la détermination des différents types de triacylglycérols des deux huiles a été effectuée. Cependant, la complexité de l'huile de *Parinari macrophylla* est à l'origine d'une étude détaillée des structures des acides gras de l'huile par spectroscopie de masse couplée à la chromatographie en phase gazeuse. Cette dernière a permis de confirmer la présence de l'acide α éléostéarique et de montrer l'existence de ses isomères ainsi que d'autres isomères de l'acide linoléique, (9,11 - 18:2 et 9,13-18:2) de l'acide oléique (11-18:1).

Une des propriétés de l'acide α éléostéarique, à savoir son pouvoir inhibiteur de la $\Delta 6$ désaturase de l'acide linoléique a été mise en évidence par une expérience *in vitro*.

La détermination de la composition en acides aminés et de quelques oligo-éléments des tourteaux résultant de l'extraction des huiles, montre une certaine ressemblance entre les graines de *Balanites aegyptiaca* et de *Parinari macrophylla* et d'autres graines oléagineuses courantes.

Mots clés - Acides gras, Triacylglycérols, CLHP, CPG, EMAG, pyrrolidides d'acides gras, spectres de masse.