



République Algérienne Démocratique et Populaire



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Abdelhamid Ibn Badis-Mostaganem

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département d'Agronomie

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

En vue de l'obtention du diplôme de Master en Biotechnologie Alimentaire

Présenté par : Mme BENALIOUA AMEL Née BENAZZA
et Melle Chalakh Djamila

Thème

**Impact de deux procédés d'extraction traditionnelle
sur la qualité physicochimique d'une huile d'olives**

Devant le jury :

Président :	M. HOMRANI. A	Professeur	U. Mostaganem.
Promoteur :	M. AIT SAADA. D	MCA	U. Mostaganem.
Examineur :	Mme. AIT CHABANE. O	MCB	U. Mostaganem.

Etude réalisée au laboratoire de Technologie Alimentaire et Nutrition-Université de Mostaganem.

Année universitaire : 2019/2020

Remerciements :

Notre reconnaissance et sincères gratitudes sont exprimés en premier lieu au bon Dieu le tout puissant, le tout miséricordieux et le tout compatissant qui nous a crée et montré la voie du savoir et de la raison.

Nous exprimons nos sincères remerciements à Monsieur AIT-SAADA.D, maitre de conférences classe A à l'université Abdelhamid Iben Badis-Mostaganem, pour sa disponibilité, sa compréhension, ses conseils précieux et encourageants qui nous en permis de progresser énormément dans le domaine de la recherche et d'aboutir à bon terme ce modeste mémoire de fin d'études.

Nos remerciements s'adressent également A Monsieur HOMRANI Abdelkader Professeur à l'université de Mostaganem, d'avoir proposé cette thématique de recherche et accepté de présider le jury de soutenance.

Nous profonds remerciements s'adressent aussi dans la même ligne de conduite à Madame AIT-CHABANE Ouiza, maître de conférence classe B à l'université de Mostaganem d'avoir accepté de faire partie du jury et d'examiner ce modeste travail ; ses remarques et orientations seront sans doute très enrichissantes et très bénéfiques pour nous.

Enfin, nous tenon exceptionnellement à exprimer nos sincères remerciements à Madame AIT-CHABANE Fadila, doctorante à l'Université de Béjaia pour toutes les aides et orientations précieuses prodiguées à la réalisation des analyses physicochimiques des huiles d'olives; merci vivement.

Résumé :

Cette étude expérimentale vise à optimiser le meilleur procédé d'extraction pouvant au mieux préserver la qualité d'huile d'olives. Deux procédés d'extractions (à chaud et à froid) traditionnelles utilisées en Algérie ont été testées respectivement sur un échantillon de 8 à 8.5 kg d'olives issues d'une variété espagnole récolté manuellement au mois de février durant la campagne (2020). Les analyses physicochimiques effectuées sur les huiles d'extractions ont été réalisées en 5 répétitions et ont concerné : le rendement d'extraction, l'acidité libre, les composés phénoliques, l'indice de peroxyde, les extinctions spécifiques dans l'UV, les caroténoïdes et la chlorophylle. Les résultats ont subi une analyse de la variance mono-factorielle en randomisation et une comparaison des moyennes deux à deux selon le test de Newman et Keuls.

Les deux procédés technologiques d'élaboration testés n'ont pas affecté significativement le rendement d'extraction en huiles d'olives extra vierges obtenues.

Cependant, le taux en composés phénoliques de l'huile issue du procédé à froid a été nettement bien supérieure ($p < 0.01$) à celle résultant du procédé à chaud.

L'activité antioxydante des extraits d'olives a été modulée aussi par le traitement d'élaboration dont l'ampleur s'avère plus important dans l'huile d'olive extraite par le procédé à froid que celle élaborée via le procédé à chaud.

Néanmoins, aucune différence dans la capacité à décolorer le β -carotène et la chlorophylle n'a été notée dans les huiles issues des deux modes d'extractions.

Mots clés : procédés, technologiques, extraction, huiles, olives, qualité, chaud, froid.

Abstract :

This experimental study aims to optimize the best extraction process that can best preserve the quality of olive oil. Two traditional extraction processes (hot and cold) used in Algeria were tested respectively on a sample of 8 to 8.5 kg of olives from a Spanish variety harvested manually in February during the campaign (2020). The physicochemical analyzes carried out on the extraction oils were carried out in 5 repetitions and concerned: the extraction yield, free acidity, phenolic compounds, peroxide number, specific extinctions in UV, carotenoids and chlorophyll. The results were subjected to a single-factor analysis of variance at randomization and a comparison of means in pairs according to the Newman and Keuls test.

The two technological production processes tested did not significantly affect the extraction yield of extra virgin olive oils obtained.

However, the level of phenolic compounds in the oil from the cold process was significantly higher ($p < 0.01$) than that from the hot process.

The antioxidant activity of olive extracts has also been modulated by the processing treatment, the magnitude of which is found to be greater in olive oil extracted by the cold process than in that produced by the hot process.

However, no difference in the ability to decolorize β -carotene and chlorophyll was noted in oils from the two extraction methods.

Keywords: processes, technologies, extraction, oils, olives, quality, hot, cold.

ملخص :

تهدف هذه الدراسة التجريبية إلى تحسين أفضل عملية استخراج يمكنها الحفاظ على جودة زيت الزيتون بشكل أفضل. تم اختبار عمليتي استخلاص تقليديتين (ساخن وبارد) في الجزائر على التوالي على عينة من 8 إلى 8.5 كجم من الزيتون من صنف إسباني تم حصاده يدوياً في فبراير خلال الحملة (2020). أجريت التحاليل الفيزيائية والكيميائية على زيوت الاستخلاص في 5 تكرارات وهي: مردود الاستخلاص ، الحموضة الحرة ، المركبات الفينولية ، رقم البيروكسيد ، الانقراضات النوعية للأشعة فوق البنفسجية ، الكاروتينات والكلوروفيل. خضعت النتائج لتحليل التباين أحادي العامل في التوزيع العشوائي ومقارنة المتوسطات اثنان في اثنين وفقاً لاختبار نيومان وكيولز.

لم تؤثر عمليتا الإنتاج التقنيتان المختبرتان معنوياً على محصول استخلاص زيت الزيتون البكر الممتاز الذي تم الحصول عليه.

ومع ذلك ، كان مستوى المركبات الفينولية في الزيت من العملية الباردة أعلى بكثير ($p < 0.01$) من ذلك من العملية الساخنة.

كما تم تعديل النشاط المضاد للأكسدة لمستخلصات الزيتون من خلال المعالجة التجهيزية ، حيث وجد أن مداها أكبر في زيت الزيتون المستخرج بالطريقة الباردة منه في العملية الساخنة.

ومع ذلك ، لم يلاحظ أي اختلاف في القدرة على إزالة اللون كاروتين والكلوروفيل في الزيوت من طريقتي الاستخلاص.

الكلمات المفتاحية: العمليات ، التقنيات ، الاستخراج ، الزيوت ، الزيتون ، الجودة ، الساخنة ، الباردة.

Liste des figures :

Figure 1. Coupe transversale de l'olive.....	05
Figure 2. Production d'huile d'olive par pays (2016/2017 ; COI , 2017).....	07
Figure 3. Structures chimiques des principaux sécoiridoides présents dans l'olive...	11
Figure 4. Structures chimiques des principaux alcools phénoliques présents dans l'olive.	12
Figure 5. Structures chimiques des principaux acides phénoliques présents dans l'olive.....	13
Figure 6. Structures chimiques des principales lignanes.....	14
Figure 7. Structures chimiques des principaux flavonoides présents dans l'olive.....	15
Figure 8. Structure des Tocophérols de l'olive.....	18
Figure 9. Structure du β -carotène.....	19
Figure 10. Structure chimique de l'oléocanthal.....	32
Figure 11. Les trois stades de pigmentation de l'olive.....	35
Figure 12. Détermination de l'indice de maturité suivant la couleur du fruit.....	36
Figure 13. Utilisation du gaulage et des filets à la récolte.....	38
Figure 14. Caisse en plastique perforé.....	39
Figure 15. Sacs en Alfa.....	39
Figure 16. Broyeur à meule.....	41
Figure 17. Récolte des échantillons d'olives.....	50
Figure 18. Diagramme d'extraction traditionnelle à chaud de l'huile d'olive.....	52
Figure 19. Principaux étapes d'extraction à chaud de l'huile d'olive.....	53
Figure 20. Diagramme d'extraction traditionnelle à froid de l'huile d'olive.....	54
Figure 21. Principaux étapes d'extraction à froid de l'huile d'olive.....	55

Liste des tableaux :

Tableau 1. Composition chimique de l'olive.....	08
Tableau 2. Quelques polyphénols dégradés par les souches de <i>L. plantarum</i>	19
Tableau 3. Catégories d'huile d'olive et critères de qualité.....	25
Tableau 4. Composition en acides gras de l'huile d'olive.	26
Tableau 5. Structures chimiques des acides phénoliques présents dans l'huile d'olive.....	28
Tableau 6. Structures chimiques des secoiridoides présents dans l'huile d'olive.....	29
Tableau 7. Structures chimiques des alcools phénoliques présents dans l'huile d'olive.....	30
Tableau 8. Structures chimiques des flavonoïdes présents dans l'huile d'olive.....	31
Tableau 9. Structures chimiques des lignanes présents dans l'huile d'olive.....	31
Tableau 10. Structures chimiques des hydroxy-isochromanes présent dans l'huile d'olive..	32
Tableau 11. Structure chimique des tocophérols présents dans l'huile d'olive.....	34
Tableau 12 . Qualité de l'huile d'olive suivant le degré de maturité de l'olive.....	37
Tableau 13 . Récolte des olives en Algérie.....	37
Tableau 14 . Résultats d'analyse physico-chimiques des l'huiles d'olive.....	61

Liste des abréviations :

C E E: Communauté Economique Européenne.

COI : Conseil Oleicol International.

ppm : partie par million.

IM : Indice de maturité

IP : indice de peroxyde

ITAFV : Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne.

Tables des matières

Liste des figures
Liste des tableaux
Liste des abréviations

Introduction01

Partie 1 : Etude bibliographique

Chapitre I : Production de l'huile d'olive

1. Présentation et Classification botanique de l'olive.....	05
1.1. Définition.....	05
1.2. Production mondiale en huile d'olives	06
1.2.1. Effets de la production et taux de croissance	07
2. Composition de l'olive	08
2.1. Lipides	08
2.2. Les insaponifiables	09
2.3. Composés volatils.....	09
2.4. Antioxydants de l'olive	09
2.4.1. Composés phénoliques	09
2.4.1.1. Sécoiridoïdes	10
2.4.1.2 .Phénols simples	11
2.4.1. 2.1 Alcools phénoliques	11
2.4.1.2.2 Acides phénoliques.....	12
2.4.1.2.3. Lignanes	14
2.4.1.2.4.Flavonoïdes.....	14
2.4.2. Tocophérols	18
2.4.3. Caroténoïdes	19
2.4.4. Chlorophylles	19
3. Intérêts de la consommation des olives de table	20
3.1. Intérêts nutritionnels	20
3.2. Intérêts thérapeutiques	21
3.2.1. Pouvoir antioxydant.....	21
3.2.2. Pouvoir antibactérien.....	22

Chapitre II : Procédés d'extraction Technologiques d'huile d'olive

1. Définition	25
1.2. Catégories d'huiles d'olives	25
1.3. Composition générale	25
1.4. Fraction saponifiable	26
1.5. Fraction insaponifiable	26

2. Technologie d'élaboration de l'huile d'olive	33
2.1. Récolte des olives	33
2.2. Détermination de l'indice de maturité	35
2.3. Système de récolte des olives	36
2.3.1. Transport.....	38
2.3.2. Stockage	39
2.3.3. Transformation	40
2.3.4. Défeuillage.....	40
2.3.5. Lavage	40
2.3.6. Broyage.....	40
2.3.7. Malaxage	41
2.3.8. Extraction	42
2.3.8.1. Séparation des phases solide et liquide.....	42
a) Système d'extraction par pression.....	42
b) Système d'extraction par centrifugation	42
2.3.8.2. Séparation des phases liquide-liquide.....	43
2.4. Facteurs influençant la qualité de l'huile d'olive	43
2.4.1. Facteur variétal	43
2.4.2. Facteurs climatiques	43
2.4.3. Facteurs pédologiques	44
2.4.4. Pratiques culturales.....	44
2.4.5. Irrigation	44
2.4.6. Fertilisation.....	44
2.4.7. Taille	45
2.4.8. Contrôle phytosanitaire.....	45
2.4.9. Facteurs géographiques	46
2.4.10. Période de maturation et méthodes de récolte	46
2.4.11. Conservation du fruit	46
3. Les bienfaits de l'huile d'olive	47
3.1. L'huile d'olive et l'appareil digestif	47
3.2. L'huile d'olive et l'estomac.....	47
3.3. L'huile d'olive et l'intestin.....	47
3.4. L'huile d'olive et la voie biliaire	47
3.5. L'huile d'olive et l'enfance	48
3.6. L'huile d'olive et la friture.....	48

Partie 2 : Méthodologie expérimentale

1. Objectifs	50
2. Matériel et méthodes	50
2.1. Matériel végétal	50
2.1.1. Localisation géographique et présentation de la variété.....	50
2.1.2. Echantillonnage	50

2.2. Procédes d'extraction d'huile d'olive.....	50
2.2.1 .Procédé à chaud.....	50
2.2.2. Procédé à froid.....	51
3. Analyse physico-chimiques.....	51
3.1. Acidité libre.....	56
3.2. Indice de peroxyde.....	56
3.3. Extinction spécifique dans les UV.....	57
3.4. Pigment chlorophile et caroténoide.....	58
3.5. Teneur en polyphénols totaux.....	59
4. Traitement statistiques.....	59

Partie 3 : Résultats et Discussion

1. Résultats.....	61
1.1. Effet des procédés d'extractions traditionnelles sur la qualité d'huile d'olive.....	61
2. Discussion.....	62
Conclusion générale.....	65
Références bibliographiques.....	68

Introduction

Introduction :

L'huile d'olive de table est très appréciée pour ses propriétés nutritionnelles et biologiques qui lui ont valu l'appellation d'« Aliment fonctionnel ». Elle semble être un produit cible ayant un bon potentiel pour la promotion de la santé. Certains composants de ce fruit sont très bénéfiques pour la santé comme les fibres alimentaires (ayant des effets bénéfiques en matière de prévention contre plusieurs pathologies humaines en l'occurrence le cancer du colon), les acides gras mono-insaturés et acides gras essentiels (possédant une activité antiathérogène et anti-cancéreuse) et les antioxydants tels les stérols, les polyphénols, les caroténoïdes et les tocophérols (ayant montré de forts pouvoirs anti-vieillessement, antiathérogène et anti-infectieuse) (**Peres, 2013**). En outre, certaines bactéries lactiques indigènes des olives de table lui procurent un potentiel probiotique (**Charoemprasert et Mitchell, 2012**).

En Algérie, l'huile d'olive joue un rôle économique et social majeur. Le verger oléicole national couvre une superficie de plus de 400 mille hectares avec un nombre d'olivier atteignant les 6200000 arbres (**DSASI, 2015**). Au cours de ces dernières années, les efforts ont été déployés pour développer la culture de l'olivier dans certaines régions spécifiques de son territoire et afin de l'introduire dans certaines régions du Sahara. Beaucoup de progrès ont été aussi consenti dans l'intention d'améliorer la quantité de production et la qualité des huiles vierges à vierge extra.

L'huile d'olives Chemlal est considérée comme étant la variété la plus répandue en Algérie. Elle est principalement distribuée dans le centre-nord du pays. D'autres variétés d'olives locales sont toutefois exploitées à faible échelle dans la production d'huile (exemple : Longue de Meliana et Souidi...).

La recherche d'autres variétés plus productives qui s'adaptent bien aux différentes conditions pédoclimatiques du pays devient une première préoccupation des agriculteurs pour promouvoir la production d'huile d'olive de qualité supérieure susceptible d'être concurrentielle sur le marché national et internationale.

Nous nous sommes proposés donc dans cette présente étude de suivre les effets de deux procédés d'extraction traditionnelle autochtone réalisée d'une manière artisanale dans certaines régions du pays l'un à chaud et l'autre à froid sur la qualité de l'huile d'olive issu d'une variété espagnol non identifiée et cultivée dans le cadre d'un essai expérimentale à la ferme d'élevage de Haasi Mameche relevant de l'université de Mostaganem-Algérie.

Introduction

Le présent mémoire de fin d'études est divisé en trois parties :

- une synthèse bibliographique comportant un premier chapitre faisant état des connaissances sur la production et les aspects nutritionnels de l'olive de table et un deuxième chapitre se rapportant à la composition, aux procédés d'extractions et les facteurs de variation, de la qualité des huiles d'olives.
- Une deuxième partie, retraçant le protocole expérimental et les méthodes utilisées dans cette étude.

La dernière partie a été consacrée à la discussion des résultats obtenus et les perspectives de recherche développement à entreprendre dans le future.

Partie 1 :
Etude bibliographique

Chapitre I :
Production d'huile
d'olive

Chapitre1 : production d'huile d'olive

1. Présentation et Classification botanique de l'olive :

1.1. Définition

L'huile d'olive est un jus de fruit de l'olivier (*oleaeuropaea*), elle a bien acquis une place primordiale dans le régime alimentaire méditerranéen. Elle est très connue par ses vertus et ses effets bénéfiques sur la santé humaine. Elle possède une dimension patrimoniale, une valeur marchande et une valeur d'usage strictement liée à la domestication et aux modèles de développement économique (Serra, 2009 et Terral et al., 2009). Le secteur de l'huile d'olive est donc un secteur économique stratégique qui joue un rôle important sur le plan international. Au cours de ces dernières années, l'Algérie a fait beaucoup de progrès dans le but d'améliorer et de préserver la qualité des huiles d'olive Algériennes.

Contrairement aux autres huiles végétales, l'huile d'olive ne requête aucune étape de raffinage ni aucune transformation chimique. La simplicité procédurale a permis de fabriquer de l'huile d'olive depuis l'antiquité. Sa technique d'extraction a subi de nombreuses évolutions au cours de ces dernières années : une évolution relative au broyage des olives et une autre relative à la séparation des différentes phases.

L'olive (*Olea europaea L.*) est une drupe charnue de forme ovoïde à noyau dur. Ce fruit est composé de trois compartiments (figure 1) : l'épicarpe (13 à 23% de la masse), le mésocarpe ou pulpe (84 à 90%) et l'endocarpe ou noyau (2 à 3%) (Karleskind, 1992 ; Ryan et Robards, 1999).

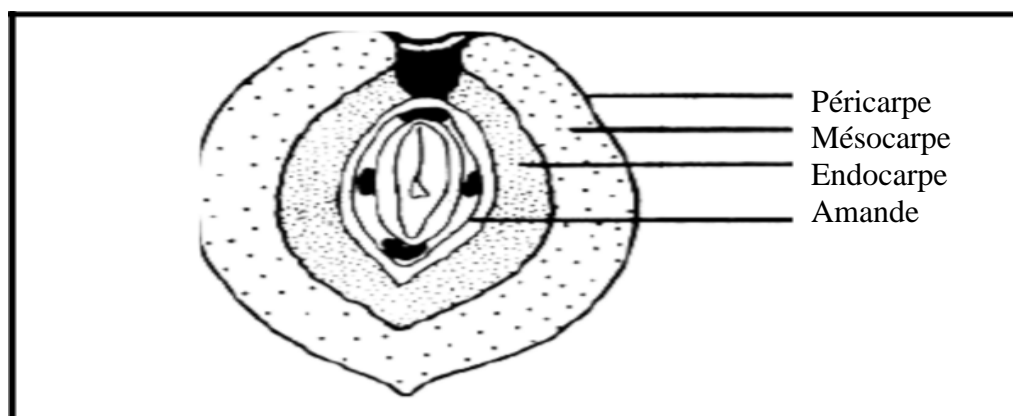


Figure 1. Coupe transversale de l'olive (Kiritsakis et Markakis, 1987)

L'olive est classée dans l'ordre botanique, selon **Argenson et al. (1999)** comme suit :

Règne : Plantae ; **Embranchement :** Phanérogames ; **Sous-embranchement :** Angio-spermes.
Classe : Monocotylédones ; **Sous classe :** Dialypetales ; **Ordre :** Ligustrales **Famille :** Oleaceae ; **Genre :** Olea ; **Espèce :** *Olea europea* Linné ; **Sous espèces :** *Olea europea* subsp. *Europea varsylvestris* *Olea europea* subsp. *Europea* var. *europea*

Les variétés d'olives peuvent être identifiées suivant des critères de caractérisation chromométrique dont le volume du fruit, son diamètre équatorial et longitudinal, le rapport pulpe/noyau, le poids et la forme du noyau (**Morales-Sillero et al., 2010**). Les principales variétés cultivées en Algérie sont la *Sigoise*, *Bouchouk*, *Aghenfour*, *Grosse de Hamma*, *Rougette*, *Cornicabra* et *Blanquette de Guelma*.

1.2. Production mondiale en huile d'olive :

La production de l'huile d'olive principalement réunie dans les pays du pourtour méditerranéen et au sud de l'Europe, ou une production mondiale de 75% est produite par l'Espagne, l'Italie, la Grèce, et le Portugal (**COI, 2015**). Elles produisent plus de 2, 500,000 tonnes /ans de la production mondiale de l'huile d'olive.

Le Conseil Oléicole International (**COI, 2016**) estime la production mondiale de l'huile d'olive à 2 713 500 t en 2016/2017, dont 2 519 000 t dans les pays membres du COI. Cette production a connu une réduction de 14% par rapport à 2015/2016. Les pays européens produiraient 1 923 000 t, soit 17% de moins qu'en 2015/16. L'Espagne, avec une production estimée de 1 311 300 t (- 6 %). Après la Grèce, avec 260 000 t (- 19 %) ; l'Italie avec 243 000 t (- 49 %) ; le Portugal, avec 93 600 t (- 14 %) ; la production en Tunisie 100 000 t (- 29 %) ; au Maroc 110 000 t (- 15 %) ; en Algérie 74 000 t (- 11 %) ; en Jordanie 23 000 t (- 22 %) ; au Liban 20 000 t (- 13 %) ; en Argentine et en Libye 15 500 t, soit (- 18 % et -14 % respectivement).

Par contre, la production augmenterait de 24 % en Turquie (177 000 t) ; en Égypte 27 000 t (+8%); en Israël 16 000 t (+ 7%) et en Albanie 11 000 t (+ 5 %).

Parmi les importants pays producteurs européens d'huile d'olive, on distingue l'Espagne dont la production est significativement très élevée, elle est de 1 283 600 t pour la campagne oléicole 2016/2017 (**Figure 2**).

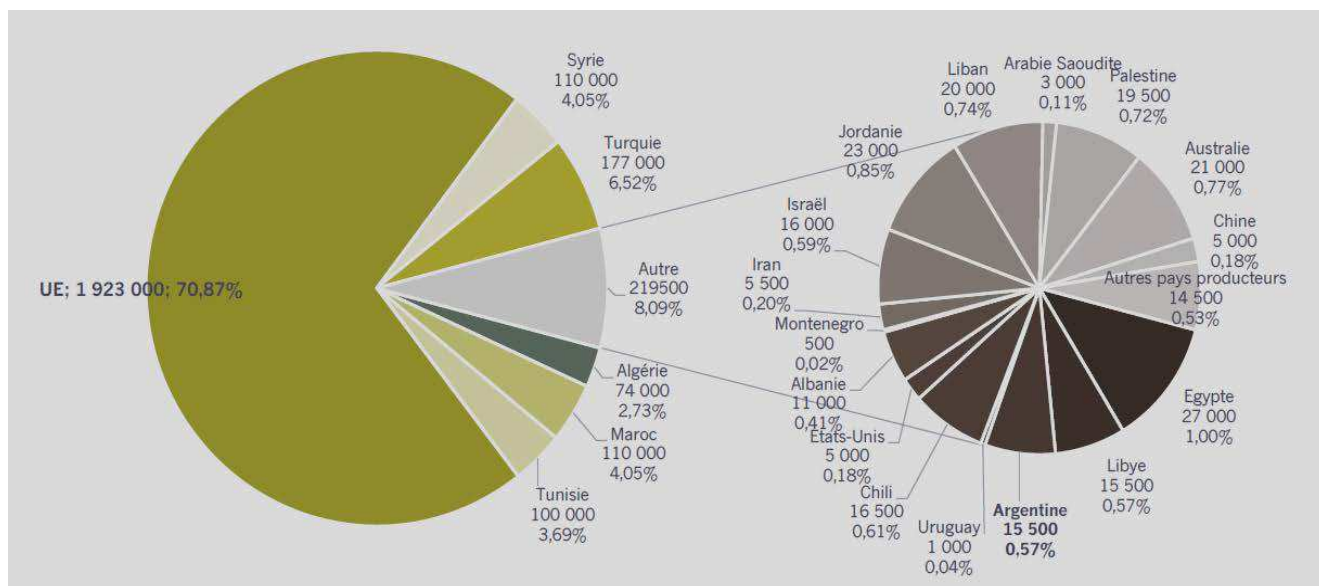


Figure 2. Production d'huile d'olive par pays 2016/2017 (COI, 2017).

Cette production millénaire joue un rôle très important dans l'économie de bassin méditerranéen comme elle fait également partie de sa culture et de son régime alimentaire.

L'Algérie possède un climat adéquat à la culture de l'olivier. Elle se positionne après l'Espagne, l'Italie, la Grèce et la Tunisie qui sont par ordre d'importance, les plus grands producteurs d'huile d'olive dans le monde.

1.2.1. Effets de la production et taux de croissance :

Le niveau de la production de l'année en cours exerce un double effet sur la capacité de fructification de l'année suivante. Le premier effet implique des mécanismes de contrôle du développement du fruit sur le plan de l'indication et de la capacité de différenciation des bourgeons. Le deuxième effet indirecte celui-là, implique le contrôle de la vigueur de la croissance végétative des pousses portant les fruits de l'année suivante. Il apparaît à l'évidence qu'une réduction du taux de croissance végétatif va entraîner une réduction du nombre de pousses avec moins de bourgeons, et donc un potentiel moindre du nombre d'infloréscence pour l'année de fructification suivante.

D'autre part, les arbres ayant une croissance végétative rigoureuse à cause de la cueillette limitée vont donner de longues pousses végétatifs et de nombreux bourgeons pour une différenciation potentielle des influrésence si les conditions ambiantes le permettent (Encyclopedie Mondiale de l'Olivier, 1997).

2. Composition de l'olive :

L'olive se distingue des autres fruits par sa faible concentration en glucides (2,5- 6%), sa teneur en lipides relativement élevée (3 à 38% suivant le stade de maturation) et par la présence d'une substance amère l'oleuropéine (**Bianchi, 2003**). La composition chimique de l'olive de table est modulée par divers facteurs, à savoir la variété (**Siddiq et al., 2012**) les conditions agronomiques, le degrés de maturité du fruit et les procédés d'élaboration (**Gomez et al., 2008 ; Ghambari et al., 2012**).

L'olive est riche en éléments nutritifs et en substances bioactives (**tableau 1**). La pulpe comprend 3,5 à 6% de glucides (glucose, saccharose, mannitol, pectines, cellulose et hémicelluloses) (**Balatsouras, 1999 ; Bianchi, 2003**), 1,5 à 2,2 % de protéines et 0,1 à 0,2 % d'acides organiques (acides oxalique, citrique, malique) (**Balatsouras, 1997**). L'olive constitue une source de vitamines (vitamines E et B1, et β -carotène) et de minéraux dont le zinc et le cuivre, cofacteurs dans les systèmes de défense antioxydante (**Sahan et al., 2013**).

Tableau 1. Composition chimique de l'olive (%) (**Ryan et Robards, 1998**).

Constituants	Mésocarpe	Endocarpe	Epicarpe
Eau	50-60	9,3	30
Huile	15-30	0,7	27,3
Matières azotées	2-5	3,4	10,2
Glucides	3-75	41	26,6
Cellulose	3-6	38	1,9
Cendres	1- 2	4,1	1,5
Composés phénoliques	1- 2,5	0,1	0,5- 1,0
Autres	/	3,4	2,4

2.1. Lipides :

Les lipides représentent 8 à 24g /100g d'olives ; ils sont gouvernés par des acides gras insaturés dont les mono-insaturés (acide oléique). Le taux de triglycérides augmente avec la maturation du fruit (17 % dans l'olive verte et 25% dans l'olive noire).

Les acides gras de l'olive comportent : C10 (acide caprique), C16 (acides palmitique et palmitoléique) ; C18 (acides stéarique, oléique, linoléique et linoléinique) ; C22 (acide érucique) et C28 (acide mortanique) (**Bianchi, 2003**).

L'acide oléique est l'acide gras majoritaire de l'olive (83 %). Le rapport AGPI/AGS est faible et varie durant la maturation des fruits, les alcools représentent 10 % des lipides de l'épicarpe et sont pratiquement absents dans la pulpe (**Owen et al. 2003 ; Sakouhi et al., 2008**).

2.2. Les insaponifiables :

Les alcanes (mélange de C23 à C33) sont concentrés dans l'épicarpe (**Bianchi, 2003**). Les hydrocarbures sont détectés dans la fraction insaponifiable représentée majoritairement par le squalène (60 à 75%). Ce composé est caractérisé par sa stabilité à l'oxydation relativement élevée. Cette fraction est également riche en acides triterpéniques, notamment, les acides maslinique et oléanolique, qui sont réputés pour leurs propriétés biologiques (**Grigoriadou et al., 2007**).

2.3. Composés volatils :

Les composés volatils ou aromatiques sont des molécules qui définissent les caractéristiques organoleptiques de l'olive. Ils constituent un index de qualité des olives élaborées en contrôlant leur acceptabilité par le consommateur. L'arôme de l'olive de table est constitué d'un mélange équilibré d'hydrocarbures, alcools, aldéhydes, cétones et esters (**Sabatini et Marsilio, 2007**). Cet arôme est influencé par plusieurs paramètres : facteurs génétiques (variété), degrés de maturité des fruits, procédé et conditions d'élaboration (température, aération), climat, type de sol (**Compeol et al., 2001 ; Gomez et al., 2008**).

Plusieurs voies sont proposées pour la synthèse des composés aromatiques dans les olives de table (**Kalua et al., 2007 ; Sabatini et Marsilio, 2007**):

- Oxydation des acides gras par action des lipoxgénases qui produit des aldéhydes, de l'éthanol et de l'hexanol. Cette activité diminue au cours de la maturation ;
- Désamination des acides aminés, permettant la production des acides acétique et propionique, d'aldéhydes, d'alcools et d'esters ;
- Action de l'alcool acyl-transférase qui catalyse l'estérification des alcools avec l'acétyl-CoA et produit les acétates ;
- Les fermentations alcoolique, hétérolactique et propionique (par les bactéries et les levures)

2.4. Antioxydants de l'olive :**2.4.1 Composés phénoliques :**

Les polyphénols sont des substances à noyau benzénique avec un ou plusieurs groupements hydroxyles. Ils sont principalement issus du métabolisme de l'acide shikimique ou de celui du polyacétate. La présence de groupements hydroxyles et la structure aromatique confèrent à ces composés des propriétés antioxydantes par transfert d'hydrogène, chélation de

métaux ou inhibition enzymatique (**Robards et al., 1999**). Cette activité est fonction du nombre et de la position des groupements hydroxyles (**Visioli et al., 1998**).

L'olive est riche en composés phénoliques, représentant 1 à 3 % du poids frais (**Ryan et al., 1999 ; Vinha et al., 2005**). Les plus importantes classes phénoliques rencontrées dans l'olive de table sont :

2.4.1.1. Les sécoiridoides :

Appelés aussi « phénols oléosidiques », ils appartiennent au groupe des coumarines. Ils dérivent chez les Oleacées des oléosides caractérisés par une fonction 8,9- oléfinique exocyclique (ester d'acide élénolique et d'un résidu glycosidique) (**Soler Rivas et al., 2000 ; Saija et Ucella, 2001**). Ils découlent de la voie du mévalonate/acétate et du métabolisme secondaire des terpènes (**Charoenprasert et Mitchell, 2012**).

Le composé dominant est l'oleuropéine (ester hétérosidique de 3,4-dihydroxyphényl-éthanol ou hydroxytyrosol et d'acide élénolique glucoside). Elle représente plus de 14% du poids sec du fruit (**Brenes et al., 2011**), ce composé est responsable de l'amertume de l'olive verte. Des études antérieures indiquent que l'amertume des olives est fortement reliée à la présence des formes dialdéhydriques et aldéhydiques de l'oleuropéine aglycone et du ligstroside (**Gutierrez-Rosales et al., 2003**). Le deacetoxy-ligstroside aglycone est responsable de la sensation piquante, alors que le deacetoxy-oleuropéine aglycone occasionne une sensation piquante très faible (**Andrewes et al., 2003**).

D'autres structures dérivées de l'oleuropéine sont présentes dans les olives : le demethyloleuropéine qui est considéré comme indicateur variétal (**Ryan et al., 2002 ; Luque De Castro et Lujan, 2006**), l'oleuropéine aglycone et l'oleuroside (**Esti et al., 1998; Medina et al., 2007**).

L'olive verte contient également du ligstroside (4-hydroxyphényl- ethanol ou tyrosol esterifié à l'acide élénolique glucoside), mais aussi ses dérivés telles le decarboxymethyl-ligstroside aglycon (*p*-HPEA-EA), et la forme dialdéhydrique du decarboxymethyl oleuropeine aglycone (3,4-DHPEA-EA) (**Servili et al., 2004**). Ces formes apparaissent lors de la fermentation ; leurs teneurs sont fortement dépendantes de la variété (**Medina et al., 2013**). Le verbascoside (ester heterosidique d'acide caféique et d'hydroxytyrosol) ou actéoside-1 ou 2-(3,4-dihydroxy-phényl-éthyl) 1-O- α -L-rhamnopyranosyl- (1-3)- β -d-(4-O caféyl) glucopyranoside) ; il s'avère omniprésent dans les olives (**Bastoni et al., 2001; Ghambari et al., 2012**), à coté de son isomère; l'actéoside-2 ou 2-(3,4-dihydroxy-phényl-éthyl)1-O- α -L-rhamnopyranosyl-(1-3)- β -d-(6-O-caféyl)-glucopyranoside) détectés au niveau des olives

vertes en saumure (Owen *et al.*, 2003). Ce composé s'accumule progressivement durant la phase de développement, puis sa teneur diminue avec la maturation des fruits ; son hydrolyse est favorisé à un pH <4 (Amiot, 1986 ; Ryan, 2002). La figure 3 illustre les structures des secoiridoïdes et de certains de leurs dérivés.

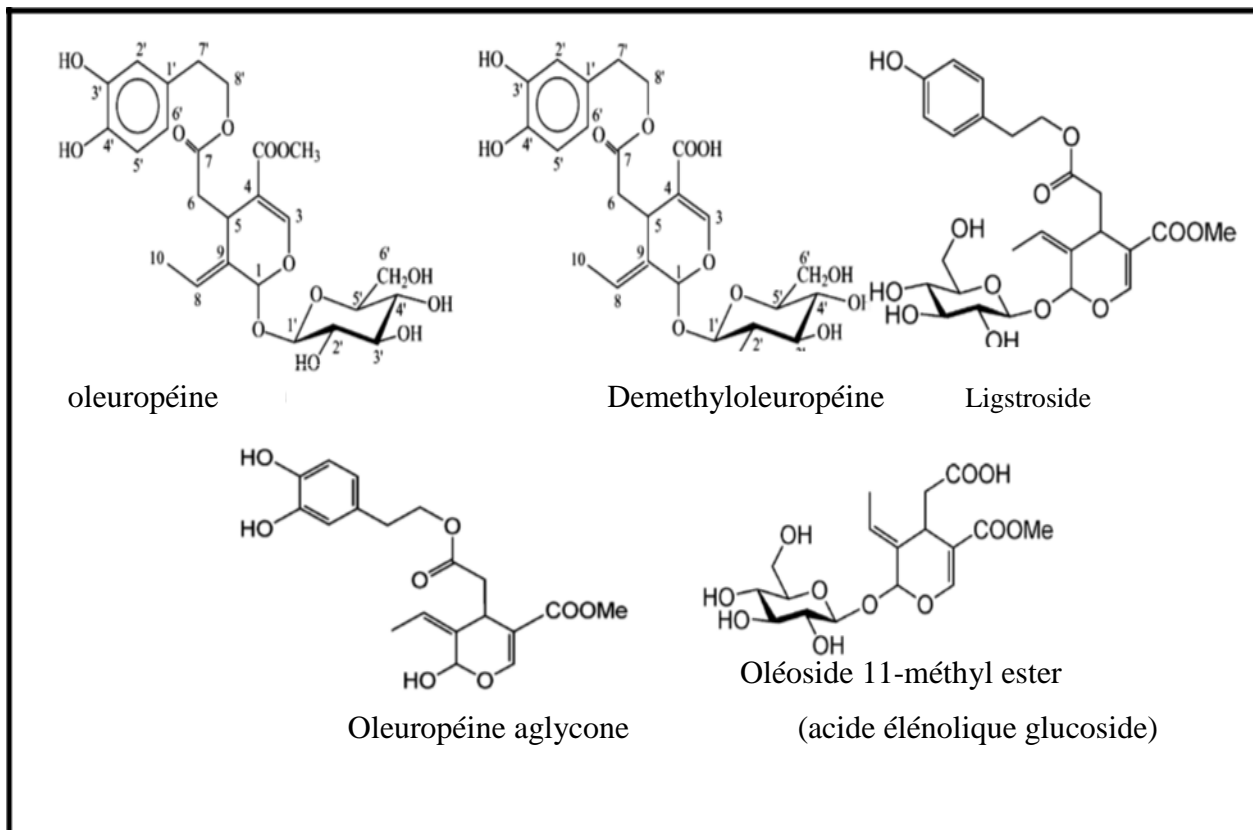


Figure 3. Structures chimiques des principaux secoiridoïdes présents dans l'olive (Ryan *et al.*, 1998)

2.4.1.2. Phénols simples :

Au cours de la maturation du fruit, se produisent des réactions d'hydrolyse par activation des estérases et de la β -glucosidase, ce qui conduit à la formation des phénols simples (Mazzucca *et al.*, 2006 ; Savarese *et al.*, 2007 ; Ghambari *et al.*, 2012). Différentes classes de phénols simples sont retrouvées dans l'olive verte :

2.4.1.2.1. Alcools phénoliques :

Les composés dominants sont l'hydroxytyrosol, l'hydroxytyrosol 4- glucoside et le tyrosol (Figure 4) (Romero *et al.*, 2004 ; Pereira *et al.*, 2006). L'hydroxytyrosol et l'acide élénolique glucoside sont considérés comme indicateurs de la maturation des olives (Soler Rivas, 2000). Des analogues lipophiles de l'hydroxytyrosol sont présents naturellement dans

les olives fraîches, leur quantité est fonction de la variété, du degré de maturité, du climat et de l'origine géographique (Fernández-Bolaños *et al.*, 2012).

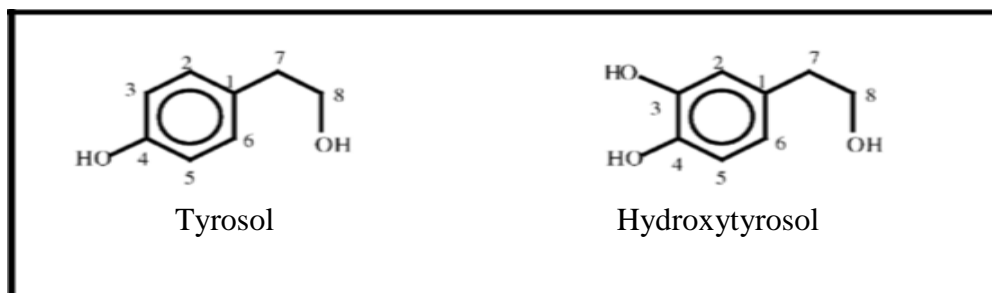


Figure 4. Structures chimiques des principaux alcools phénoliques présents dans l'olive (Ryan *et al.*, 1998).

2.4.1.2.2. Acides phénoliques :

Il s'agit de la forme la plus simple de composés phénoliques dans l'olive. Ils sont divisés en deux groupes; les acides hydroxycinnamiques et les acides hydroxybenzoïques. Le nombre et la position des hydroxyles portés sur le groupement aromatique permettent la distinction entre les différentes sous classes (Ajila et Brar, 2012) :

- **Les acides hydroxybenzoïque:** de structure générale C1-C6, ce groupe de composés existent sous forme glucosylée ou liée aux acides organiques (Obied *et al.*, 2012) ; ils comprennent les acides benzoïque (I), *P*-hydroxybenzoïque (II) (Kountouri *et al.*, 2007), vanillique (III), protocatechique (IV), syringique (V) et gallique (VI) (Garrido-Fernández *et al.*, 1997; Ben Othman *et al.*, 2009).
- **Les acides hydroxycinnamiques :** Caractérisés par une chaîne à triple carbone (structure: C6-C3) (Figure 5) (Obied *et al.*, 2012). Les acides cinnamique (VII), *P*-coumarique (VIII), *O*-coumarique (IX), caféique (X), férulique (XI), chlorogénique (XII) et sinapique (XIII) (Ryan *et al.*, 2002 ; Boskou *et al.*, 2006). Ils sont essentiellement liés aux structures subcellulaires telles que la cellulose, la lignine et les protéines via des ponts ester pouvant être rompus par la chaleur ou la fermentation (Ajila et Brar, 2012).
- **Les *ortho*-diphénols :** Les *ortho*-diphénols représentent un groupe très important parmi les phénols de l'olive, caractérisés par la fonction *O*-dihydroxyle dans le noyau catéchol. Les composés dominants sont l'hydroxytyrosol, l'acide caféique et l'oleuropéine (Brenes Balbuena *et al.*, 1992). Selon Son et Lewis (2002) et McDonald *et al.* (2001), les *O*-diphénols exercent une meilleure capacité antioxydante que les composés para-hydroxylés ou mono-hydroxylés, en raison de :

- Leur grande stabilité, par formation de liaisons hydrogène intramoléculaire entre leur groupement hydroxyle libre et leur radical phénoxy ;
- La présence d'un groupement hydroxyle donneur d'électrons en position *ortho*-réduit l'énergie de dissociation de la liaison O-H, favorisant ainsi le transfert de l'atome d'hydrogène. Ce sont également de puissants chélateurs de métaux ;
- L'insaturation au niveau de la liaison 2,3- augmente la stabilité du radical phénolique.

Les *O*-diphénols sont à l'origine de la coloration noire des olives noircies par oxydation suite à l'action des diphénols oxydases sur l'oleuropéine (Soler Rivas *et al.*, 2000).

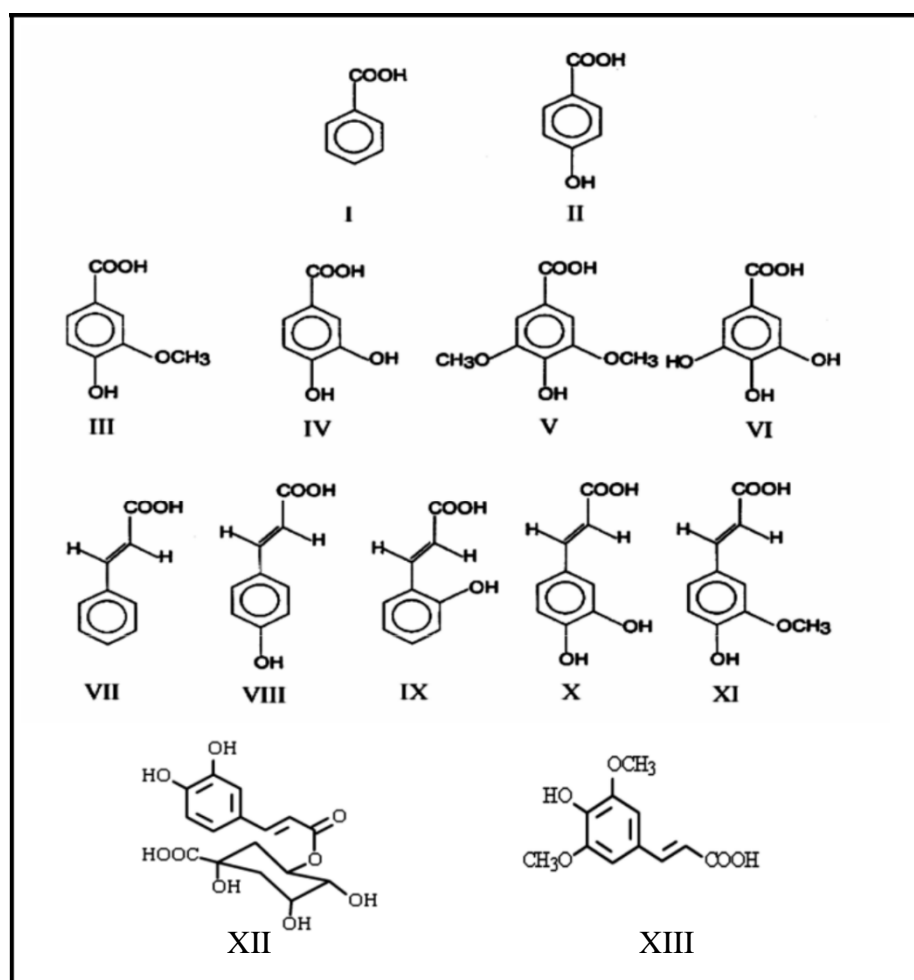


Figure 5. Structures chimiques des principaux acides phénoliques présents dans l'olive (Owen *et al.*, 2003; Servili *et al.*, 2004).

2.4.1.2.3. Lignanes :

Classés en dimères et en oligomères, ils dérivent de la combinaison entre les unités de phénylpropanoïdes (C6-C3) plus ou moins oxydées (Bruneton, 2002; Kurkin, 2003) et ils sont présents dans la matrice végétale sous forme libre et glycosylée (Cai *et al.*, 2004). On inclut dans cette classe le 1-acétoxy-pinorésinol et le pinorésinol, qui sont détectés dans la fraction lipidique des olives fraîches (Figure 6) (Romero *et al.*, 2004 ; Oliveras López *et al.*, 2008).

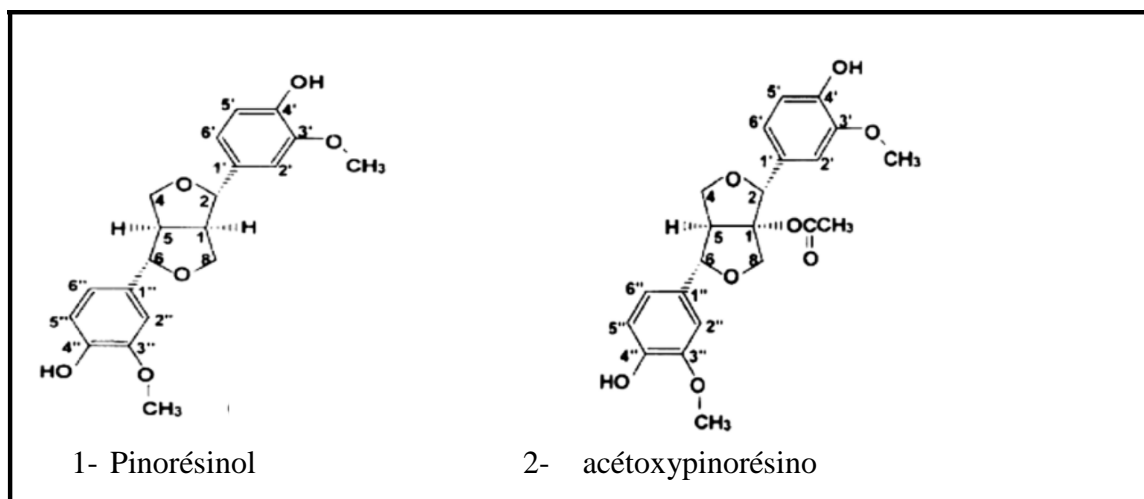


Figure 6. Structures chimiques des principales lignanes présentes dans l'olive (Bendini *et al.*, 2007).

2.4.1.2.4. Flavonoïdes :

Les flavonoïdes sont caractérisés par un noyau flavane, ils ont une structure commune en C6-C3-C6, dans laquelle deux cycles benzéniques sont liés par un élément en C3 qui diffère selon la classe de flavonoïdes : flavonols, flavones, flavanones, flavanols (cathéchines) et anthocyanes (Apak *et al.*, 2007). Dans l'olive, les flavonoïdes sont présents dès les premiers stades de développement (Vlahov, 1992), les flavones (lutéoline 7-O-glucoside, lutéoline -5-O-glucoside, la utine et l'apigénine 7-O-glucoside) et les flavonols glucosidiques (quercétine 3-O-glucoside et quercétine 3-O-rutinoside) sont les composés majoritaires dans l'olive (Blekas *et al.*, 2002 ; Vinha *et al.*, 2007). Les flavonoïdes aglycones sont libérés au cours du traitement des fruits (Al-Jaber *et al.*, 2011). Parmi les composés anthocyanines présents dans l'olive, les plus dominants sont la cyanidine 3-O-glucoside et la cyanidine 3-O-rutinoside (Piga *et al.*, 2005). La structure des flavonoïdes présents dans l'olive verte est donnée dans la (Figure 7).

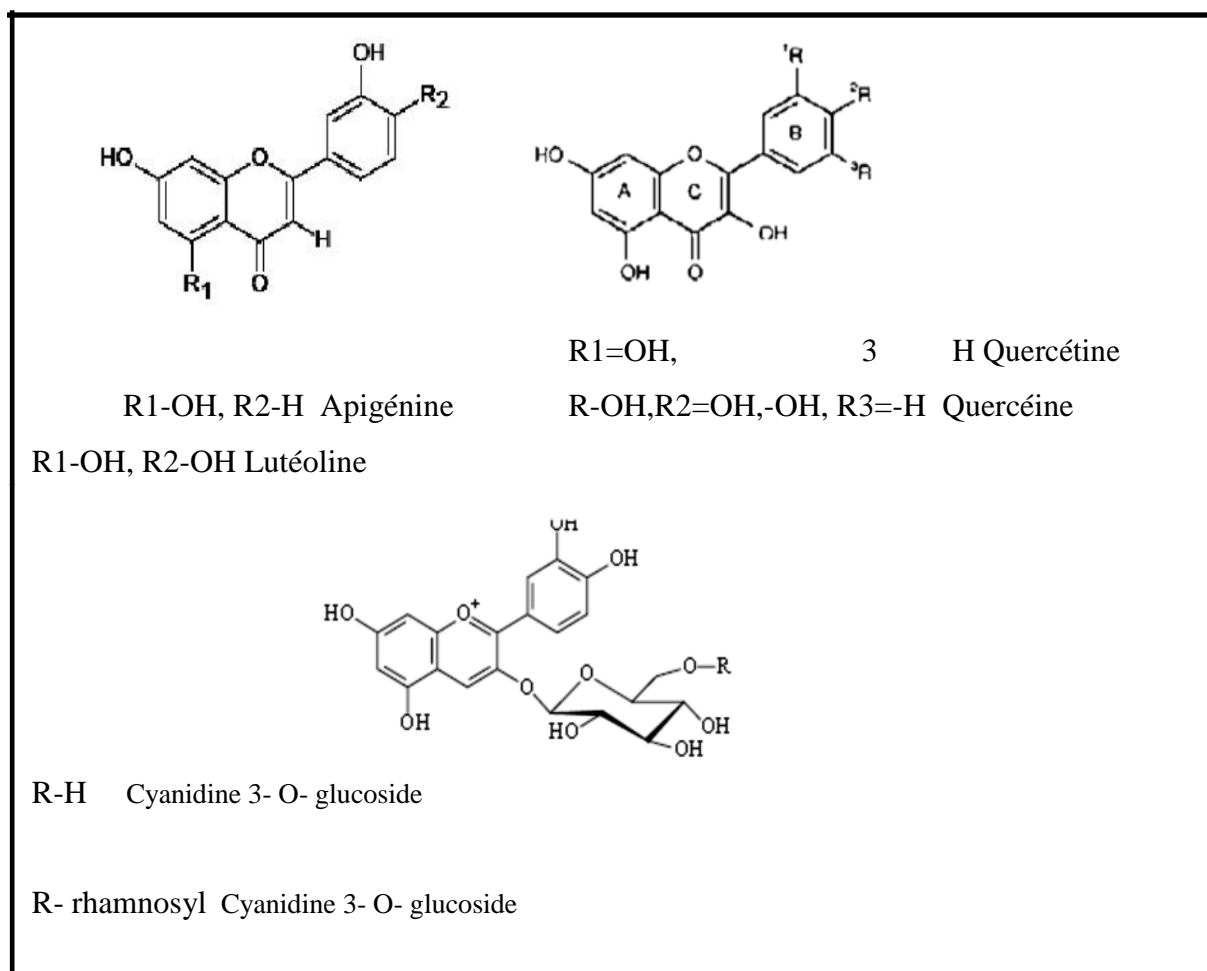


Figure 7. Structures chimiques des principaux flavonoïdes présents dans l'olive
(Sousa *et al.*, 2006 ; Malheiro *et al.*, 2011)

Les flavonoïdes sont des antioxydants puissants susceptibles d'inhiber la formation des radicaux libres et de s'opposer à l'oxydation des macromolécules (Sousa *et al.*, 2006). En effet, les flavonoïdes sont des piègeurs efficaces des radicaux libres les plus pro-oxydants, particulièrement ceux impliqués dans la peroxydation lipidique. De plus, ils ont une activité chélatrice des métaux, surtout vis-à-vis du cuivre et du fer, lesquels à l'état libre, peuvent être l'origine de la production de radicaux libres par les réactions de Fenton et d'Haber-Weiss (Al Jaber *et al.*, 2011 ; Gulcin, 2012).

D'après Mafrak (2003), Apak *et al.* (2007) et Ghouli et Chebil (2012), l'activité antioxydante des flavonoïdes est essentiellement dépendante de trois critères:

- La présence d'un groupe catéchol sur le cycle B (3'-OH, 4'-OH), confère la stabilité du radical flavonoïdique par formation de liaison hydrogène ou par délocalisation d'électrons, facilitant ainsi le transfert d'atome d'hydrogène;
- La double liaison C2-C3 conjuguée avec la fonction 4-oxo; augmente le transfert d'électron par délocalisation d'électrons;
- La présence simultanée de groupements (3-OH, 5-OH), menant à la formation de radicaux quinoniques plus stables.

➤ **Facteurs de variation du profil phénolique :**

La fraction phénolique de l'olive de table est modulée qualitativement et quantitativement par le cultivar, le calibre, le stade de maturité, l'origine géographique, les pratiques agronomiques, l'irrigation et les procédés technologiques d'élaboration (**Ucella, 2001; Lanza, 2012**).

➤ **Cultivars :**

Plusieurs auteurs (**Blekas et al., 2002; Grounta et al., 2013; Kiai et Hafidi, 2014**), ont rapporté la variation de la composition phénolique de l'olive de table élaborée suivant le style espagnol en fonction du facteur génétique. Les composés phénoliques pourraient constituer un paramètre de discrimination entre les cultivars, par exemple, l'oleuropéine est présente dans toutes les variétés tandis que les teneurs en diméthyleoleuropéine et en verbascoside sont dépendantes des cultivars ; la teneur en ce dernier composé montre une corrélation négative avec la dimension du fruit (**Sivakumar et al., 2005**). Aussi, la biosynthèse de la forme dialdéhyde de l'acide élénolique est dépendante du cultivar (**Obied et al., 2008**).

➤ **Pratiques agronomiques et environnement :**

La zone de culture de l'olivier a un effet considérable sur certains traits de qualité des fruits (**Allalout et al., 2011**). L'irrigation, peut modifier la composition phénolique des olives (**Cano Lamadrid et al., 2014**). **Martinellia et al. (2012)**, suggèrent que les teneurs en hydroxytyrosol, en tyrosol et en acide vanillique sont corrélées avec le taux d'irrigation alors que la fraction phénolique ligstroside aglycone (*p*-HPEA-EA) et oleuropéine aglycone (3,4-DHPEA-EA) décline avec l'intensité d'irrigation. Par ailleurs, l'augmentation de l'épaisseur de la cuticule lors du stress hydrique, prévient la perte en composés (**Patumi et al., 2002**). aussi, l'utilisation de pesticides (Kaolin, cuivre), réduit la perte en composés phénoliques (**Randazzo et al., 2011**).

➤ **Maturation de l'olive :**

Au stade primaire de croissance, l'oleuro-péine s'accumule quantitativement (**Ryan et Robards, 1998**), sa teneur est inversement proportionnelle à la dimension du fruit (**Ghambari et al., 2012**) ensuite sa teneur décroît en parallèle avec le mûrissement des fruits. suite à son hydrolyse par les estérases libérant de l'hydroxytyrosol (**Silva et al., 2006**). Selon **Menz et Vriesekoop (2010)**, les rapports [oleuropéine/ déméthyl-oleuropeine], [oleuropéine/ acide élénolique glucoside] et [oleuropéine/ verbascoside] diminuent ; par contre les teneurs en hydroxytyrosol-4- β -glucoside, en hydroxytyrosol et en tyrosol, augmentent avec la maturation du fruit (**Ryan et Robards, 1998**). L'acide élénolique glycosidique et l'hydroxytyrosol sont des marqueurs du degré de maturité (**Esti et al., 1998**).

➤ **Etat sanitaire des drupes :**

L'attaque des olives par le ravageur *Bactrocera olea* affecte la qualité des **olives** (**Tamendjari et al., 2004**). Le degré d'infection par la mouche est négativement corrélé la teneur en composés phénoliques notamment les *ortho*-diphénols en raison de l'auto-oxydation (**Gómez- Caravaca et al., 2008; Tamendjari et al., 2009**).

➤ **Procédé d'élaboration :**

Le traitement à la soude provoque la libération de l'hydroxytyrosol et de l'acide élénolique glucoside (**Goulas et al., 2012**), ainsi la teneur en oleuropéine en acide caféique et en hydroxytyrosol diminuent intensivement, après traitement, et celles en tyrosol, en acides *p* coumarique et vanillique restent invariables (**Pereira et al., 2008; Manzano et al., 2012**). L'hydroxytyrosol 1-glucoside et l'hydroxytyrosol 4-glucoside marquent la prépondérance dans les lessives de lavage, alors que le secologanoside qui est considéré comme un indicateur du traitement technologique des olives, disparaît totalement après élaboration (**Medina et al., 2008; Aponte et al., 2010**). La composition phénolique change au cours de la mise en saumure et de la fermentation, par décomposition irréversible des glucosides; et citant l'exemple de l'oléoside 11- méthyle-ester portant la fonction hemi-acétale sensible à l'acidité du milieu et la décomposition acide du glucoside d'élénolate en glucose et acide élénolique qui est instable à l'acidité (**De Castro et Brenes, 2001 ; Tamer et al., 2012**). L'ensaumage permet la dilution de la matrice végétale et la migration réversible des molécules hydrophyles qui s'accompagne de la diffusion de l'hydroxytyrosol vers la saumure.

Par ailleurs, certaines souches utilisées comme « starters » ont l'aptitude à dégrader, en plus de l'oleuropéine, les dérivés d'acides hydroxycinnamiques (acides *p*-coumarique et férulique), les acides caféique, gallique et protocatechique il en résulte une modification du contenu en antioxydants (Rodríguez *et al.*, 2009 ; Di Cagno *et al.*, 2013). Certains polyphénols et les enzymes responsables de leurs dégradations sont illustrés dans le tableau II.

2.4.2. Tocophérols :

L'olive est une source importante en tocophérols, antioxydants dont la teneur augmente au cours de la maturation (Sakouhi *et al.*, 2008). La présence de groupements méthyles dans la structure aromatique leur confère une stabilité au chauffage, aux traitements acides et alcalins que subira l'olive de table durant son élaboration. Dans l'olive l' α -tocophérol prédomine, les autres stéréo-isomères (β , γ et δ) (Figure 8) sont présents à l'état de traces (Blekas *et al.*, 2002). Une corrélation est établie, dans l'olive, entre les teneurs en α -tocophérol et en acides gras polyinsaturés (Sakouhi *et al.*, 2008).

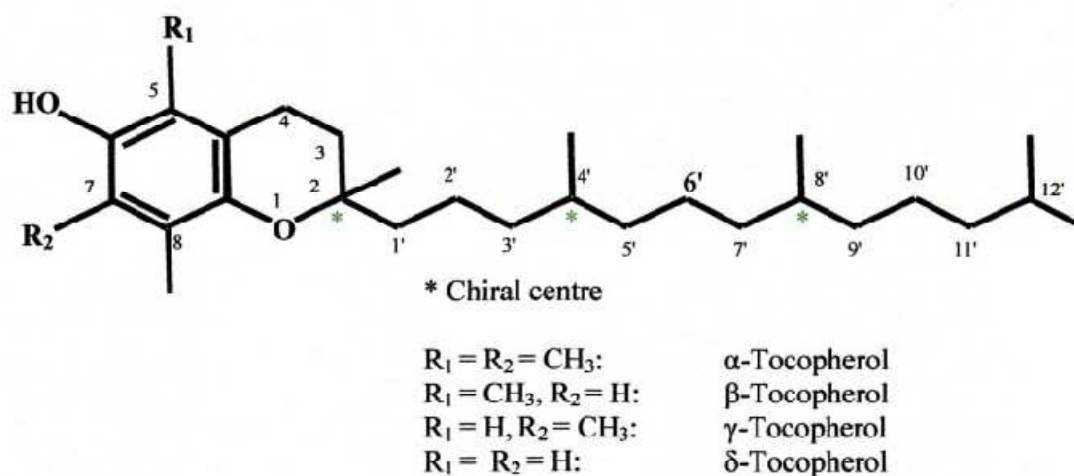


Figure 8: Structure des tocophérols de l'olive (Manfred et Moll, 1998)

En plus de leur rôle vitaminique, les tocophérols présentent une activité antioxydante importante en prévenant l'action de l'oxygène singulet, initiateur de la peroxydation des lipides (Lu Curto *et al.*, 2001) ; ils abaissent ainsi le taux de LDL cholestérol oxydé dans le sang et atténuent leur potentiel athérogène (Cabrini *et al.*, 2001). Par son caractère hydrophobe, l' α -tocophérol peut s'insérer au niveau des membranes biologiques et neutraliser les radicaux peroxydes. En outre, l' α -tocophérol présente un effet synergique avec le β -carotène en le protégeant contre l'oxydation (Perrin, 1992).

Tableau 2. Quelques polyphénols dégradés par les souches de *L. plantarum* (Ben Othman *et al.*, 2009; Rodriguez *et al.*, 2009; Landete *et al.*, 2010).

Polyphénols	Enzymes impliqués	Produits de dégradation
Acide caféique	-Polyphénols décarboxylase - Vinylcatéchol réductase	-Vinyl catéchol - Ethyl-catéchol
Acide <i>P</i> -coumarique	- Cinnamate décarboxylase - Vinylphénol réductase	-Vinyl-phénol -Ethyl phénol
Acide férulique	-Polyphénols décarboxylase -Vinylgaiacol réductase	-Vinyl gaïacol -Ethyl gaïacol
Acide gallique	Décarboxylase	Pyrogallol
Acide protocatechique	Décarboxylase	Catéchol
Oleuropéine	β -glucosidase	Oleuropéine aglycone

2.4.3. Caroténoïdes :

L'olive est riche en caroténoïdes ; ces pigments tendent à se dégrader au cours de la maturation (Ryan *et al.*, 1999). La dégradation des caroténoïdes est moins prononcée que celle des chlorophylles, bien que leur taux demeure inférieur à celui des chlorophylles durant toute la période de maturation du fruit (Roca et Minguez Mosquera, 2007). Ces composés comprennent les carotènes (β -carotène) (Figure 9), les xanthophylles (lutéine, zéaxanthine, violaxanthine et antheraxanthine) (Criado *et al.*, 2007).

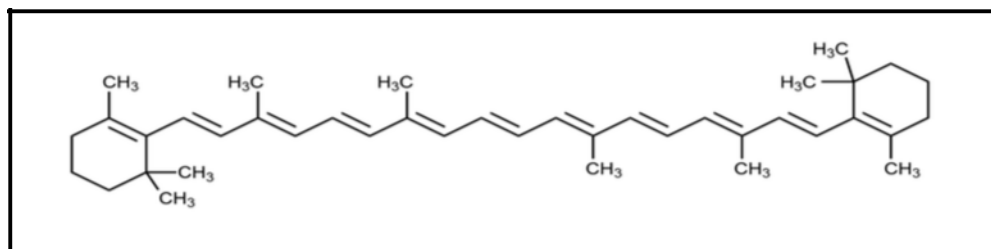


Figure 9. Structure du β -carotène (Perrin, 1998).

2.4.4. Chlorophylles :

L'olive verte est riche en pigments chlorophylliens qui tendent à se dégrader avec la maturation du fruit (Ryan *et al.*, 1999). Ces composés ont une action pro-oxydante dans la lumière. Plusieurs composés chlorophylliens sont retrouvés dans l'olive : la chlorophylle a (majoritaire) et les chlorophyllides (Roca *et al.*, 2007).

Des dérivés issus de l'oxydation des chlorophylles ont été détectés pour certaines variétés d'olives tels : chlorophylle-13²-OH et chlorophylle-15¹-OH-lactone (**Roca et al., 2007 ; Vergara-Dominguez et al., 2011**). Plusieurs voies de dégradation des chlorophylles sont distinguées (**Ramirez et al., 2015**) :

- Une co-oxydation couplée avec l'hydroperoxydation des acides gras insaturés catalysée par la lipoxygénase ;
- Une oxydation catalysée par la peroxydase en présence de d'hydroperoxydes et de phénols simples.
- Décoloration enzymatique par la chlorophylle oxydase en présence d'oxygène et d'acides gras insaturés (génère des chlorophyllides); par la Mg-déchélatase (produit des pheophytines dont la pheophorbide) et par la pheophorbide *a*-oxygénase (produit un tetrapyrrole non coloré).

Les chlorophylles présentent plusieurs propriétés biologiques telles que les activités antioxydante, antimutagène et l'induction de l'apoptose des cellules cancéreuses. Il a été démontré aussi, que certains dérivés des chlorophylles sont absorbés au niveau de l'organisme et exerceraient alors leur effet antimutagène dans le tube digestif (**Ramirez et al., 2015**).

3. Intérêts de la consommation des olives de table :

3.1 Intérêts nutritionnels :

La valeur nutritionnelle des olives de table est tributaire de sa composition originale en constituants majeurs et mineurs. Sa valeur calorique, son apport en vitamines liposolubles, et en acides gras mono-insaturés expliquent l'intérêt de sa consommation. Les parts des acides gras mono-insaturés (AGMI) et des acides gras polyinsaturés (AGPI), sont respectivement, de 78,9% et 4,8% ; la richesse de l'olive en acide oléique a suscité un regain d'intérêt des consommateurs et industriels en rappelant le rôle antioxydant de ce dernier, connu pour son effet antiathérogène ; il module le stress oxydatif en stimulant la glutathion peroxydase (**Negre Salvayre et Salvayar, 2005**).

Les AGPI sont représentés essentiellement par les acides linoléique et linoléique qui sont des acides gras essentiels impliqués dans la structure et la fonction cellulaire (**Peres et al., 2013**). Les acides gras et les stérols de l'olive contribuent pour la prévention des maladies dégénératives et des accidents cardiovasculaires. Ce fruit constitue également une source en fibres, en acides aminés essentiels, en vitamines hydrosolubles (acide ascorbique et thiamine) et liposolubles (tocophérols et carotènes) (**Lopez-Lopez et al., 2008 ; Peres et al., 2013**).

3.2 Intérêts thérapeutiques de la consommation des olives de table :

La composition minérale de l'olive de table contribue pour son pouvoir antioxydant ; ils constituent des cofacteurs pour l'activité des enzymes impliquées dans la lutte contre le stress oxydant (Peres *et al.*, 2013).

De nombreuses études (Visioli et Galli, 1998 ; Ucella, 2001) attestent des bienfaits pharmaceutiques des biophénols de l'olive de table et de leur implication dans la prévention de diverses maladies grâce à leur propriétés biologiques antioxydante et antibactérienne.

3.2.1. Pouvoir antioxydant :

L'action antioxydante est l'un des nombreux mécanismes par lesquels les substances des fruits et légumes peuvent exercer leurs effets bénéfiques sur la santé. La présence, dans l'olive de table, de divers antioxydants tels les tocophérols, les caroténoïdes et de différentes classes de composés phénoliques, surtout la présence des composés *ortho*-diphénoliques et des flavonoïdes auxquels on reconnaît une forte action antioxydante attestent de l'activité antioxydante des olives de table. Les tocophérols et le β -carotène sont de puissants antioxydants qui préviennent la peroxydation lipidique, les dommages de la peau, le cancer et l'athérosclérose (Peres *et al.*, 2013).

Selon plusieurs auteurs (Saidja *et al.*, 1998 ; Visioli *et al.*, 2000 ; Santana-Meridas, 2012), l'hydroxytyrosol, l'oleuropéine, le demethyloleuropéine, le tyrosol, le verbascoside, le ligstroside et les dérivés d'acides hydroxycinnamiques et hydroxybenzoïques ainsi que les différentes classes de flavonoïdes possèdent des propriétés biologiques et fonctionnelles attribuée à leur capacité antioxydante. Ces composés protègent du stress oxydant et réduisent ainsi les risques de cancer et des incidents cardiovasculaires. Les *ortho*-diphénols (hydroxytyrosol, oleuropéine) sont les composés les plus actifs contre les radicaux hydroxyles (OH), peroxyles (LOO) et le peroxyde d'hydrogène (Tuck et Hayball, 2002 ; Chaoenprasert et Mitchell, 2012). L'excrétion urinaire de l'hydroxytyrosol et de son métabolite l'alcool homovanillique est dépendante de la dose ingérée, aussi, l'excrétion du 8-iso-PGF_{2 α} , marqueur du stress oxydant, décroît avec l'augmentation de la concentration des *ortho*-diphénols (Tuck et Hayball, 2002 ; Peres, 2013).

Diverses propriétés biologiques sont attribuées aux composés phénoliques des olives de table ; l'hydroxytyrosol inhibe l'agrégation plaquettaire et exerce une action anti-inflammatoire, anti-thrombotique et anti-cholesterolémique (Pereira *et al.*, 2006 ; Pereira-Caro *et al.*, 2009).

Les travaux de **Puerta et al. (1999)** ont démontré la capacité de l'oleuropéine à piéger l'acide nitrique et à stimuler l'activité et l'expression de l'oxyde nitrique synthase. L'oleuropéine et l'hydroxytyrosol sont reconnus plus puissants que le BHT ou la vitamine E contre l'acide hypochlorique, initiateur de l'oxydation des LDL. Par ailleurs, les acides phénoliques sont connus pour leurs capacité chélatrice des ions métalliques (**Laguerre et al., 2007**).

3.2.2 Pouvoir antibactérien :

Un attribut probiotique est reconnu pour l'olive de table (**Oliveira et al., 2004 ; Lavermicocca et al., 2005**) ; cet effet est exercé par différents mécanismes : production d'agents antimicrobiens et de métabolites actifs, établissement d'un équilibre entre espèces protéolytiques et saccharolytiques (**Pessione et al., 2015 ; Blana et al., 2016**).

L'olive de table est riche en composés phénoliques dotés d'une activité antibactérienne. **Bisignano et al. (1999)** et **Medina et al. (2006)**, ont rapporté la capacité antibactérienne de l'oleuropéine et de l'hydroxytyrosol à inhiber différentes espèces bactériennes responsables d'infections intestinales et respiratoires. Un fort pouvoir antibactérien leur est reconnu contre *Haemophilus influenza*, *Salmonella typhi*, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Echerichia coli*, *Vibrio parahaemolyticus* et *Moraxella catarhalis* ; ils inhibent également le développement de *Mycoplasma hominis*, *M. fermentans*, *M. pneumoniae* et *M. pirum*.

En outre, la quercétine et la catéchine sont des inhibiteurs de *Bacillus subtilis*, *Candida albicans*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* et *Saccharomyces cerevisiae* (**Sandhar et al., 2011**). De plus, les acides phénoliques possèdent des activités antivirale, antibactérienne et antifongique. L'acide caféique, possède une action bactériostatique sur les bactéries pathogènes contaminant les denrées alimentaires y compris *Bacillus stearothermophilus*, *Brochothrix thermosphacta*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes*, *Pseudomonas fluorescens*, *Salmonella enteric*, *Staphylococcus aureus* et *Vibrio cholera*. Les flavonones glucosides ont aussi montré une activité antimicrobienne (**Cowan, 1999; Sandhar et al., 2011**).

Ces propriétés font de l'olive de table un aliment fonctionnel qui participe à la prévention de plusieurs pathologies via diverses actions:

- **Activité anti-inflammatoire :** Les polyphénols des olives de table présentent une activité anti-inflammatoire en inhibant la 5-lipoxygénase productrice de leukotriènes B₄. Chaoemprasert et Mitchell (2012) ont classé la capacité anti-inflammatoire de ces

composés dans l'ordre décroissant suivant : hydroxytyrosol> oleuropéine> acide caféique> tyrosol. Par contre, l'oleuropéine stimule l'activité des macrophages.

- **Activité antidiabétique :** L'hydroxytyrosol prévient des risques de diabète type I par son effet antithrombotique (réduction de 46% le taux de thromboxane B₂) (**Leger et al., 2005**).
- **Activité anti-carcinogénique :** Les biophénols de l'olive, essentiellement l'hydroxytyrosol, l'oleuropéine et le ligstroside exercent un excellent effet anti-cancer par inhibition du métabolisme de l'acide arachidonique et par piégeage du radical peroxy-nitrite (ONOO°) causant des dommages à l'ADN, par modification des mécanismes de prolifération et vascularisation des cellules cancéreuses et par induction de l'apoptose (**Deiana et al., 1999**).
- **Prévention des risques cardiovasculaires :** La richesse de l'olive de table en AGMI et en composés phénoliques, intervient pour réduire les risques d'oxydation des LDL et par conséquent, la réduction du taux de malonaldehyde (marqueur du stress oxydant), de cholestérol et de triglycérides plasmatiques (**Chaoemprasert et Mitchell, 2012**).
- **Prévention des maladies dégénératives :** Il a été rapporté que l'oleuropéine augmente l'activité des enzymes protéosomiques, responsables de la dégradation des protéines. Le tyrosol et l'hydroxytyrosol préviennent la formation des plaques d'amyloïde (maladie d'*Alzheimer*) (**Chaoemprasert et Mitchell, 2012**).

Chapitre II :

Procédés Technologiques d'extraction d'huile d'olive

1. Définition :

Il est désigné par l'huile d'olive vierge toute huile extraite du fruit de l'olivier (*Olea europaea L.*) uniquement par des procédés mécaniques ou d'autres procédés physiques et dans des conditions, notamment thermiques, n'entraînant pas d'altération de l'huile, à l'exception des huiles obtenues par solvant ou par des procédés de réestérification et de tout mélange avec des huiles d'autre nature. L'huile d'olive vierge ne doit avoir subi aucun autre traitement que le lavage, la décantation, la centrifugation et la filtration (COI, 2003).

1.2. Catégories d'huile d'olive :

L'huile d'olive vierge comprend diverses appellations : vierge extra, vierge fine, vierge courante, vierge lampante. Ces diverses catégories qui correspondent à une certaine qualité sont définies en fonction de l'acidité de l'huile, de son indice de peroxyde ainsi que d'autres critères chimiques et qualités organoleptiques (Perrin, 1992). Les différentes catégories d'huile d'olive ainsi que les limites des critères de qualité établies par le COI (2003) sont représentées dans le (Tableau 3).

Tableau 3 . Catégories d'huile d'olive et critères de qualité (COI, 2003).

Catégories	Acidité (%)	Indice de peroxyde (mEq O2 /Kg)	Extinction spécifique dans l'UV			Caractéristiques organoleptiques	
			270nm	ΔK	232nm	Médiane du défaut	Médiane du fruité
1-Huile d'olive vierge extra	≤ 0,8	≤ 20	≤ 0,22	≤ 0,01	≤ 2,5	Me = 0	Me > 0
2-Huile d'olive vierge fine	≤ 2,0	≤ 20	≤ 0,25	≤ 0,01	≤ 2,6	0 < Me ≤ 2,5	Me > 0
3-Huile d'olive vierge courante	≤ 3,3	≤ 20	≤ 0,30	≤ 0,01	–	2,5 < Me ≤ 6	–
4-Huile olive vierge lampante	> 3,3	Non limité	–	–	–	Me > 6	–

1.3. Composition générale :

L'huile d'olive est constituée d'une fraction saponifiable constituée d'acides gras et de leurs dérivés, et la fraction insaponifiable qui comprend les stérols, les alcools aliphatiques, les pigments, les hydrocarbures, les composés aromatiques, les tocophérols et les composés phénoliques (Berra, 1998). La composition chimique de l'huile d'olive dépend largement de la variété du fruit, des conditions agronomiques, du degré de maturité, des procédés d'extraction et des conditions de stockage (Dugo et al., 2004).

1.4. Fraction saponifiable

La fraction saponifiable représente environ 99 % de la composition de l'huile d'olive. Elle se compose essentiellement de :

-Glycérides : Les triglycérides sont les majoritaires de l'huile d'olive (95,4 %) et les diglycérides ne représentent qu'environ 1-2,8 % (**Zarrouk et al., 1996; Boskou et al., 2006a**). Les principaux triglycérides de l'huile d'olive sont : la trioléine « OOO » (40 à 60 %), la dioléopalmitine « POO » (10 à 20 %), la dioléolinoléine « OOL » (10 à 20 %), la palmitooléolinoléine « POL » (5 à 7 %) et la dioléostéarine « SOO » (3 à 7 %) (**Ryan et al., 1998; Boskou et al., 2006a**).

-Acides gras : La composition en acide gras de l'huile d'olive est dominée par l'acide oléique (C18:1), l'acide linoléique (C18 :2), l'acide palmitique (C16 :0) et l'acide stéarique (C 18 :0) (**Ryan et al., 1998**). L'acide oléique, présent en grande quantité, distingue l'huile d'olive des autres huiles alimentaires (**Visioli et Galli, 1998 ; Ait Yacine et al., 2002**). Les principaux acides gras de l'huile d'olive sont représentés dans le (**Tableau 4**). La variation de la composition en acide gras des huiles d'olive ne semble pas être seulement affectée par les facteurs pédoclimatiques (**Stefanoudaki et al., 1999; D'Imperio et al., 2007**) mais aussi par plusieurs autres facteurs dont l'époque de la récolte et la variété (**Inglese, 1994; Boskou et al., 2006a**).

Tableau 4. Composition de l'huile d'olive en acides gras (**COI, 2003**).

Acides gras	Symboles	Limite de variabilité (%)
Acide myristique	C14 : 0	≤ 0,05
Acide palmitique	C16 : 0	7,5 – 20,0
Acide palmitoléique	C16 : 1	0,3 – 3,5
Acide heptadécanoïque	C17 : 0	≤ 0,3
Acide heptadécénoïque	C17 : 1	≤ 0,3
Acide stéarique	C18 : 0	0,5 – 5,0
Acide oléique	C18 : 1	55,0 – 83,0
Acide linoléique	C18 : 2	3,5 – 21,0
Acide linoléinique	C18 : 3	≤ 1,0
Acide arachidique	C20 : 0	≤ 0,6
Acide gadoléique	C20 : 1	≤ 0,4
Acide béhénique	C22 : 0	≤ 0,2
Acide lignocérique	C24 : 0	≤ 0,2

1.5 Fraction insaponifiable

Dénommés constituants mineurs de l'huile d'olive, ils représentent environ 2% de l'huile d'olive où ils sont introduits plus de 230 composés différents (**Visioli et Galli, 1998; Ramirez- Tortosa et al., 2006**) dont :

-Les stérols : Les stérols représentent 20% de la fraction insaponifiable de l'huile d'olive (Montealegre *et al.*, 2010). Les principaux stérols de l'huile d'olive : β -sitostérol (75 à 90%), Δ -5-avenasterol et campesterol, d'autres stérols sont présents à l'état de traces, à savoir : le cholestérol, le Δ -7- stigmastérol, le Δ -7- avenastérol et le campestanol (Boskou *et al.*, 2006a). Les teneurs en stérols varient en fonction de l'origine géographique (Ben Temime *et al.*, 2008), de la variété (Rivera del Alamo *et al.*, 2004) et de la maturité des olives (Koutsaftakis *et al.*, 2000).

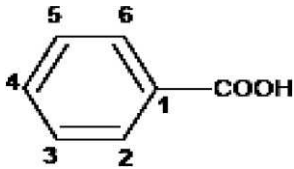
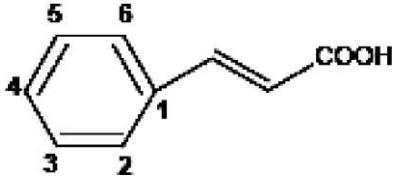
-Les composés aromatiques : Responsables de l'arôme délicat de l'huile d'olive, ils sont constitués d'un mélange de composés volatils : aldéhydes, alcools, esters, hydrocarbures, cétones (Boskou *et al.*, 2006b; Kalua *et al.*, 2007). Ils sont principalement générés par la voie de lipoxygénase par oxydation des acides gras polyinsaturés (les acides linoléique et linolénique), induisant ainsi à la formation des principaux aldéhydes C6, alcools et esters dans l'huile d'olive (Sánchez et Harwood, 2002).

D'autres composés aromatiques peuvent être générés par le métabolisme des acides gras et acides aminés engendrant ainsi les acides, alcools, esters et cétones (Angerosa, 2002 ; Kalua *et al.*, 2007). La teneur en composés volatils varie d'un cultivar à un autre, et dépend étroitement de l'activité des enzymes de la voie de la lipoxygénase (Dhifi *et al.*, 2005; Runcio *et al.*, 2008). D'autres facteurs peuvent influencer leurs teneurs, à savoir : le degré de maturité des olives, le stockage des olives, le temps et la température du malaxage, les conditions climatiques et l'état sanitaire des olives (Morales *et al.*, 2005; Boskou *et al.*, 2006a., Haddada *et al.*, 2007; Baccouri *et al.*, 2008a).

-Les composés phénoliques : L'huile d'olive renferme plus de 30 composés phénoliques (Visioli et Galli, 1994; Tuck et Hayball, 2002). Ce sont des substances naturelles qui confèrent à l'huile d'olive des propriétés organoleptiques et contribuent à la bonne stabilité de l'huile à l'auto-oxydation (Perrin, 1992; Ollivier *et al.*, 2004; Tura *et al.*, 2007). Les composés phénoliques de l'huile d'olive appartiennent à diverses familles : acides et alcools phénoliques, sécoiridoïdes, lignanes, flavonoïdes, etc. (Ninfali *et al.*, 2001). Ils sont soit liés, etherfiés ou estérifiés avec les glycosides (Perrin, 1992; Dhifi *et al.*, 2006) soit à l'état libre suite à des réactions d'oxydation et d'hydrolyse au sein de ces composés au cours de la maturation du fruit, ou lors du processus de l'extraction (Vazquez-Roncero, 1978; Tsimidou, 1998; Dhifi *et al.*, 2006). L'huile d'olive est quasiment la seule huile contenant des quantités notables de substances phénoliques naturelles, ces composés confèrent à l'huile son goût si particulier, à la fois amère et fruité (Perrin, 1992). Ces composés appartiennent à diverses familles (Ollivier *et al.*, 2004) et ils constituent un mélange complexe de composés avec

différentes structures chimiques (Boskou, 2009). Selon Bendini *et al.* (2007), les dérivés de l'oleuropéine sont majoritaires dans les huiles d'olive vierges (Tableau 5).

Tableau 5. Structures chimiques des acides phénoliques présents dans l'huile d'olive (Bendini *et al.*, 2007).

Composés	Substituant	Structure
Acides phénoliques		
Dérivés hydrobenzoïque		
Acide benzoïque,	OH	
<i>p</i> -acide hydroxybenzoïque, Acide	OH	
protocatéchique, Acide gallique,	3,4-OH	
Acide vanillique, Acide gentistique	3,4,5-OH	
Acide syringique	3-OCH ₃ , 4-OH	
	2,5-OH	
	3,5-OCH ₃ , 4-OH	
Dérivées hydroxycinnamique		
Acide <i>p</i> -coumarique,	4-OH	
Acide <i>o</i> -coumarique, Acide	OH	
caféique, Acide ferulique Acide	3,4-OH	
sinapique	OCH ₃ , 4-OH	
	3,5-OCH ₃ , 4-OH	

-Les secoiridoïdes : Ces composés appartiennent au groupe des coumarines (Bendini *et al.*, 2007). Ils sont caractérisés par la présence d'acide élénolique et ses dérivés dans leur structure, ces composés sont le résultat d'hydrolyse des secoiridoïdes glucosides présents dans le fruit d'olive et sont représentés principalement par l'oleuropéine, le deméthyleoleuropéine et le ligstroside (Servili *et al.*, 2004 ; Carrasco-Pancorbo *et al.*, 2005a). La réaction d'hydrolyse est catalysée par la β - glucosidase (Angerosa *et al.*, 1996; Rayan *et al.*, 2002). Romero-Segura *et al.* (2009) ont confirmé l'aptitude de cette enzyme à hydrolyser les secoiridoïdes glucosides présents dans le fruit d'olive avec une activité maximale avec le substrat oleuropéine suivie du ligstroside (65,4%) et du deméthyleoleuropeine (21%).

Les secoiridoïdes représentent la fraction majoritaire des polyphénols de l'huile d'olive, généralement ils sont représentés par : la forme dialdéhydique de l'acide élénolique liée à l'hydroxytyrosol (3,4-DHPEA-EDA) ou liée au tyrosol (*p*-HPEA- EDA) et les isomères

d'oleuropéine aglycone (3,4-DHPEA-EA) (Tableau) (Gomez-Alonso *et al.*, 2002; De la Torre-Carbot *et al.*, 2005; Servili *et al.*, 2009). Les formes dialdehydiques de l'oleuropéine aglycone et du ligstroside aglycone sont des secoiridoïdes présents en faibles quantités dans l'huile d'olive (Montedoro *et al.*, 1993; Servili *et al.*, 2002; Carrasco-Pancorbo *et al.*, 2006) (Tableau 6).

Tableau 6. Structures chimiques des secoiridoïdes présents dans l'huile d'olive (Hrncirik et Fritsche, 2004; Bendini *et al.*, 2007).

Composés	Substituant	Structure
Secoiridoïdes		
Décarboxyméthyl oleuropéine aglycone ou (3,4-DHPEA-EDA)	R ₁ -OH	
Décarboxyméthyl ligstroside aglycon ou (p-HPEA-EDA)	R ₁ -H	
Oleuropéine aglycone ou (3,4 DHPEA-EA)	R ₁ -OH R ₁ -H	
Ligstroside aglycone ou (p-HPEA-EA)	R ₁ -OH R ₁ -H	
Forme dialdehydique de l'oleuropéine aglycone	R ₁ -OH R ₁ -H	
Forme dialdehydique ligstroside aglycone	R ₁ -OH R ₁ -H	

-Les alcools phénoliques : L'hydroxytyrosol « (3,4-dihydroxyphenyl) éthanol ou (3,4-DHPEA) » et le tyrosol « (p- hydroxyphenyl) éthanol ou (p-HPEA) » (Tableau 7) sont les principaux alcools phénoliques présents dans l'huile d'olive (Owen *et al.*, 2000a; Carrasco-Pancorbo *et al.*, 2005a). Leurs teneurs sont généralement faibles dans l'huile fraîche c'est à dire l'huile nouvellement extraite (Servili et Montedoro, 2002). D'après Servili *et al.* (2004), cette teneur augmente graduellement au cours du stockage, cette augmentation est due à la

libération des molécules d'hydroxytyrosol et du tyrosol des secoiridoïdes comme 3,4-DHPEA-EDA, *p*-HPEA-EDA et 3,4-DHPEA-EA. D'autres travaux menés sur l'identification des composés phénoliques de l'huile d'olive ont révélé la présence d'autres alcools phénoliques, caractérisés par la présence d'hydroxytyrosol dans leur structure. En effet, une étude menée par **Brenes *et al.* (1999)** a montré la présence d'une molécule 4-(acétoxyéthyl)-1,2-dihydroxybenzène ou l'hydroxytyrosol acétate caractérisé par un groupement acétyle lié au groupement méthylène de l'hydroxytyrosol, la présence de cet alcool phénolique est confirmée par **Gomez-Alonso *et al.* (2002)** et **Hrncirik et Fritsche (2004)**.

Tableau 7. Structures chimiques des alcools phénoliques présents dans l'huile d'olive (**Bendini *et al.*, 2007 ; Cicerale *et al.*, 2009**).

Composés	Substituant	Structure
Alcools phénoliques		
Tyrosol ou <i>p</i> -HPEA ou [(<i>p</i> hydroxyphenyl)ethanol]	4-OH	
Hydroxytyrosol , 3,4-DHPEA ou [(3,4-dihydroxyphenyl)ethanol]	3,4-OH	
4-(acétoxyéthyl)-1,2-dihydroxybenzène ou 2-(3-4 dihydroxy phényle) ou hydroxytyrosol acétate		

-Flavonoïdes : Les flavonoïdes représentent un groupe de polyphénols dont la structure est disposée sous la configuration C6-C3-C6 (**Balasundram *et al.*, 2006**). Ils sont composés de deux noyaux aromatiques liés par un hétérocycle oxygéné, une substitution dans cet hétérocycle a pour résultat les principales classes de flavonoïdes : flavones, les flavonols, les flavanes, les flavanones, isoflavones, flavanonol et les anthocyanidines (**Hollman et Katan, 1999**). La lutéoline et l'apigénine sont les flavones dominants dans l'huile d'olive (**Tableau**). Ce sont des dérivées de 7-glucoside lutéoline et apigénine glucoside, ces deux composés phénoliques sont présents dans l'olive (**Brenes *et al.*, 1999; Carrasco-Pancorbo *et al.*, 2005a; Bendini *et al.*, 2007**). **Carrasco-Pancorbo *et al.* (2004)** ont identifié la taxifoline qui est un flavanonol présent dans l'huile d'olive espagnole.

-Lignanes : Le terme lignane a été introduit pour décrire un groupe de dimères de phénylpropanoïdes dans lesquels les unités phénylpropanes sont liées par le carbone central (C8) de chaque chaîne propyle (Willför *et al.*, 2006). Brenes *et al.* (2000) et Owen *et al.* (2000) ont identifié le (+)-1-acétoxypinoresinol et le (+)- pinoresinol (Tableau 8) comme étant les composés majeurs des lignanes présents dans l'huile d'olive. Selon Brenes *et al.* (2000), l'hydrolyse des composés similaires aux lignanes liés aux glucosides secoiridoïdes sont à l'origine de ces deux composés phénoliques. (Tableau 9)

Tableau 8. Structures chimiques des flavonoïdes présents dans l'huile d'olive (Carrasco-Pancorbo *et al.*, 2005a).

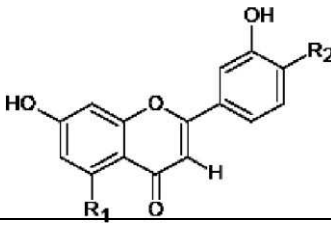
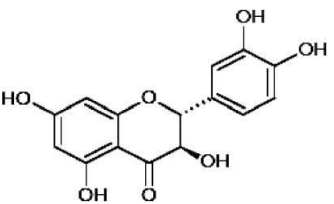
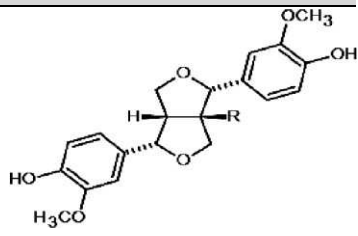
Composés	Substituant	Structure
Flavonoïdes		
Flavones	R1-OH, R2-H R1-OH, R2-OH	
Apigénine		
Lutéoline		
Flavanonol		
Taxifoline		

Tableau 9. Structures chimiques des lignanes présents dans l'huile d'olive (Bendini *et al.*, 2007).

Composés	Substituant	Structure
Lignanes		
(+)-Pinoresinol	R-H	
(+)-1-acétoxypinoresinol	R-OCOCH ₃	

-Hydroxy-isochromanes : Selon Bendini *et al.* (2007), les hydroxy-isochromanes présents dans l'huile d'olive sont générés par l'interaction de l'hydroxytyrosol et les composés carbonylés résultants du processus d'extraction de l'huile. En effet, l'interaction de l'hydroxytyrosol avec la vanilline ou benzaldéhyde produit le 1-phényl-6,7-dihydroxy-

isochromane et le 1-(3'-methoxy-4'-hydroxy)phenyl-6,7-dihydroxy-isochromane, respectivement (Tableau 10) (Bianco *et al.*, 2001).

Tableau 10. Structures chimiques des hydroxy-isochromanes présent dans l'huile d'olive (Bianco *et al.*, 2001).

Composés	Substituant	Structure
Hydroxy-isochromanes		
1-Phenyl-6,7-Dihydroxyisochromane	R ₁ ,R ₂ -H	
1-(3'-Methoxy-4'hydroxy)phenyl-6,7-dihydroxyisochromane	R ₁ -OH,R ₂ -OCH ₃	

-Oléocanthal : L'identification de l'oléocanthal a récemment eu lieu (Figure 30) (Bianco *et al.*, 2001 ; Beauchamp *et al.*, 2005). Il reste à vérifier si ces composés sont présents dans les huiles spécifiques (extraites à partir de cultivars spécifiques) ou sont inhérentes aux huiles d'olive de bonne qualité. Beauchamp *et al.*, (2005), affirment que l'oléocanthal, un composé qui a la même activité pharmacologique que l'ibuprofène[®], médicament anti- inflammatoire, se trouve uniquement dans l'huile d'olive extra vierge fraîchement pressée et sa présence est liée à la sensation de picotement dans la gorge.

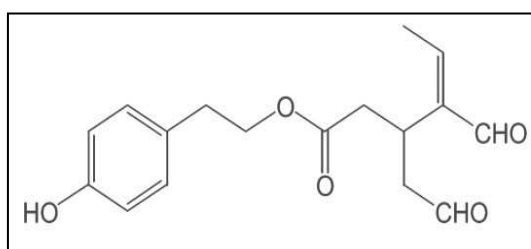


Figure 10. Structure chimique de l'oléocanthal (Benlemlih et Ghanam, 2012).

-Pigments : L'huile d'olive contient divers pigments dont les chlorophylles, les phéophytines et les caroténoïdes. Ils sont transférés du fruit d'olive à l'huile durant le système d'extraction (Cerretani *et al.*, 2008). Les pigments présents dans une huile d'olive sont responsables de la couleur verdâtre à jaune de cette dernière. La couleur est un attribut de base pour la détermination des caractéristiques de l'huile d'olive, elle est associée pour la plupart des consommateurs à la notation de qualité (Ryan *et al.*, 1998; Mateos et García-Mesa, 2006).

- **Chlorophylles** : Constitués de chlorophylle *a* et *b* qui se transforment durant l'extraction en phéophytines *a* et *b*. En effet, la libération d'acides induit à cette transformation suite à la perte du Mg²⁺. Ces pigments sont essentiellement responsables de la couleur caractéristique de l'huile d'olive (**Ryan *et al.*, 1998; Gandul-Rojas *et al.*, 2000**). Les pigments chlorophylliens dans les huiles végétales sont doués d'un pouvoir photosensibilisateur se traduisant par la production de l'oxygène singulet. Cette espèce d'oxygène excité, étant plus réactive envers les lipides insaturés que l'oxygène à l'état fondamental dissout dans l'huile, aboutit à la formation d'hydroperoxydes (**Judde, 2004; Ben Tekaya et Hassouna, 2005**).
- **Caroténoïdes** : Les principaux caroténoïdes dans l'huile d'olive sont la lutéine, le β -carotène et les xanthophylles suivantes : néoxanthine, violaxanthine, lutéoxanthine, anthéroxanthine, mutatoxanthine et beta-cryptoxanthine (**Ryan *et al.*, 1998; Mateos et García-Mesa, 2006; Montealegre *et al.*, 2010**). Leur teneur dans l'huile d'olive dépend de la variété, du degré de maturité, des conditions environnementales, du procédé d'extraction et des conditions de stockage (**Gallardo-Guerrero *et al.*, 2002; Criado *et al.*, 2004; Criado *et al.*, 2007**). Les caroténoïdes exercent une activité antioxydante, en effet, elles sont efficaces dans la désactivation de l'oxygène singulet généré par les pigments chlorophylliens (**Cillard et Cillard, 2006 ; Laguerre *et al.*, 2007**).

-Tocophérols : Il est distingué quatre formes de tocophérols, (α , β , γ et δ) qui diffèrent seulement par le nombre et la position de groupes méthyles sur le noyau aromatique (**Azzi et Stocker, 2000**). L' α - tocophérol représente 95% de l'ensemble des tocophérols présent dans l'huile d'olive (**Ryan *et al.*, 1998**). Les tocophérols se trouvent sous forme libre dans l'huile d'olive, ils exercent une activité antioxydante par rupture de la chaîne radicalaire lors des étapes de propagation de l'oxydation.

2. Technologie d'élaboration de l'huile d'olive :

2. 1. Récolte des olives :

La récolte est une opération importante de la culture de l'olivier et, par conséquent, elle doit être contrôlée de près étant donnée ses répercussions sur le coût de la production, la qualité du produit obtenu et la qualité de l'huile d'olive. Cette dernière est affectée aussi bien

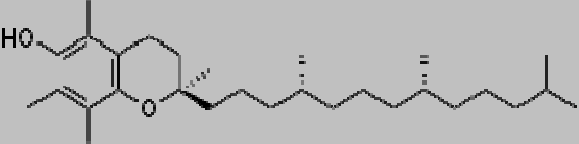
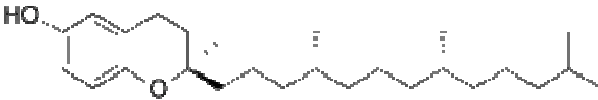
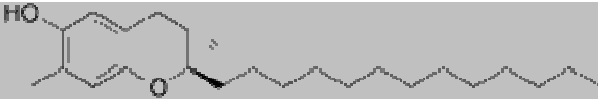
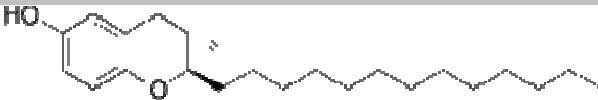
Chapitre II: Procédés technologiques d'extraction d'huile d'olive

par les modalités de récolte (système, durée) que par l'époque à laquelle intervient celle-ci.

La qualité de la matière première (olives) est déterminante dans la fixation de la qualité de l'huile, étant donné que tout au long des processus d'élaboration du produit, on ne peut (et au meilleur des cas) que préserver la qualité de l'huile telle que dans l'olive.

La qualité des olives est sous forte influence de la variété et des techniques culturales appliquées à l'olivieraie. Ces dernières, dans leur ensemble, conditionnent la teneur en huile des olives ainsi que les niveaux des divers composants de l'huile (**Tableau 11**).

Tableau 11. Structure chimique des tocophérols présents dans l'huile d'olive (**Bianco *et al.*, 2001**).

Forme	Structure
<u>Alpha-Tocopherol</u>	
<u>Beta-Tocopherol</u>	
<u>Gamma-Tocopherol</u>	
<u>Delta-Tocopherol</u>	

L'époque de récolte est liée directement au degré de maturité des olives. Au fur et à mesure de sa maturité, l'olive passe par les trois stades de pigmentation suivants : vert, semi-noir et noir.

Le degré de maturité des olives au moment de la trituration, affecte aussi bien la qualité que le rendement d'extraction des huiles qui en sont produites. Au stade de maturité précoce (stade vert), les olives sont peu riches en huile et donnent un produit fini très susceptible à l'oxydation de par sa teneur exceptionnellement élevée en pigments chlorophylliens, favorisant l'oxydation en présence de la lumière. L'huile issue d'olives vertes est également moins riche en composés phénoliques doués de propriétés antioxydantes tels que l'hydroxytyrosol et l'acide caféique. A maturité complète (stade noir), il y'a une influence négative sur le taux des composés mineurs responsables des attributs sensoriels de l'huile (composés aromatiques, polyphénols) et de sa stabilité à l'oxydation (polyphénols). Il favorise

également la chute des olives, qu'elle soit naturelle ou provoquée (pluie, vent, attaques par les ravageurs de l'olivier). Les olives donnent des huiles moins aromatisées, moins riches en composés phénoliques à activité antioxydante, et ont tendance à être plus acides en fonction du temps de séjour sur le sol, et absorbent des odeurs étrangères. Si les fruits surmûrissent sur les arbres, ils épuisent leurs réserves nutritives et accentueront l'alternance durant l'année suivante (**Figure 11**).

Aussi, pour assurer une production oléicole de qualité, il faut procéder à la récolte à un stade optimal de maturité. L'époque optimale de récolte doit être déterminée pour chaque variété d'olive et par région oléicole, en prenant en considération les objectifs suivants :

- Une teneur maximale en huile dans les fruits ;
- Une huile de meilleure qualité ;
- Un coût aussi faible que possible de la récolte.



Figure 11. Stades de pigmentation de l'olive (Source : ITAFV)

2. 2. Détermination de l'indice de maturité :

La maturité des olives lors de leur récolte conditionne le rendement en huile mais également la qualité organoleptique de l'huile (**AFIDOL, 2002**). Elle est déterminée conformément à la formule suivante :

$$\mathbf{IM} = \{(0 \times N_0) + (1 \times N_1) + (2 \times N_2) + (3 \times N_3) + (4 \times N_4) + (5 \times N_5) + (6 \times N_6) + (7 \times N_7)\} / 100.$$

Les huiles possèdent des caractéristiques organoleptiques qui varient en fonction du terroir (sol et climat), des pratiques agronomiques (**Figure 12**), de la variété et du stade de maturité du fruit dont:

- **Le Goût** : qui consiste à apprécier l'amertume de l'huile.
- **Les Arômes** : l'appréciation par les panelistes vise à vérifier si l'huile est plus fruitée ou encore plus mûre.
- **Les sensations kinesthésiques et tactiles** : ce critère consiste à apprécier si le fruit est ardent ou onctueux.

2. 3. Système de récolte des olives:

La cueillette manuelle est la technique la plus ancienne et la seule utilisée encore en Algérie. Elle est réalisée par chute naturelle du fruit, à la main ou encore avec de simples instruments de gaulage.

La généralisation de l'utilisation de filet de récolte n'est pas encore répandue, seule la haute vallée de la Soummam et la région de Maillot qui utilise le filet de récolte (**Kheloufi, 2001**).

La cueillette peut s'effectuer à la main. C'est l'opération qui convient le mieux pour obtenir la meilleure qualité de l'huile vierge car les olives sont cueillies sélectivement selon leur degré de maturité. C'est une méthode coûteuse en main d'œuvre (**Tableau 12**).



Figure 12. Détermination de l'indice de maturité suivant la couleur du fruit (**ITAFV, 2008**).

Tableau 12. Qualité de l'huile d'olive suivant le degré de maturité de l'olive (ITAFV, 2009).

Caractéristiques de l'huile	Fruits cueillis	
	Précocement	Tardivement
Qualité d'huile	Faible	Plus élevée
Taux d'acidité	Bas	Un peu plus élevée
Couleur	Verte	Jaune
Saveur	Fruitée	Peu fruitée

Elle peut faire appel à l'usage des gaules pour faire tomber les fruits. Le fait de frapper les branches fructifères provoque la chute des brindilles qui doivent porter la fructification de l'année suivante. Par ailleurs, les olives qui tombent par terre, subissent des lésions à travers lesquelles pénètrent les parasites du sol. La productivité de l'olivier s'en trouve compromise et la qualité de l'huile altérée. L'acidité augmente et le profil du goût et de l'arôme change (Tableau 13).

Une fois la maturité atteinte, les fruits peuvent tomber par terre et l'oléiculteur se contente de les ramasser. Si cette méthode permet d'obtenir un volume d'huile élevé, la qualité s'en trouve altérée : le taux d'acidité est élevé et l'odeur de l'huile modifiée (Ouaouich et Chimi, 2007).

Tableau 13. Récolte des olives en Algérie (ITAFV, 2009).

	Epoque de récolte	Techniques de récolte	Matériels
Olives de table vertes	Mi septembre Avant l'apparition des pigments jaunes	Cueillette à la main	Paniers Caisses Echelles
Olives de table tournantes	Avant maturité complète Teinte rose ou brune	Cueillette à la main	Peigne Filet Caisses Panier Echelles
Olives de table noires	A complète maturité (ou peu avant) Couleur noire rougeâtre à noir olivâtre	Cueillette à la main	Peigne Filet Caisses Panier Echelles
Olives à huile	De novembre à février La couleur vire au noire La pulpe ramollie violette Le noyau se détache facilement	Cueillette à la main gaulage	Peigne Gaule souple Filet Caisses Echelles



Figure 13. Utilisation du gaulage et des filets à la récolte (ITAFV)

Des équipements sont utilisés actuellement en récolte mécanique et parmi eux on peut citer les crochets vibrants, les peignes oscillantes et les vibreurs.

Si ces machines gagnent du terrain dans les pays oléicoles industrialisés à cause de la cherté de la main d'œuvre, dans les pays du sud de la Méditerranée, elles sont d'un usage peu courant. Considérées sous l'aspect économique, ces machines bien que rentables présentent l'inconvénient de laisser 20 à 30% de fruits sur l'arbre. Les vibreurs, n'étant pas sélectifs, les fruits récoltés présentent des meurtrissures, sont hétérogènes surtout au point de vue degré de maturité, ce qui ne manque pas d'affecter négativement la qualité de l'huile qui en est extraite (**Figure 13**).

2. 3.1. Transport :

Enfin le transport des olives jusqu'au pressoir doit être effectué dans des conteneurs appropriés tels que les bacs à parois percées. L'utilisation de sacs plastiques ou de nylon est déconseillée à cause de l'aération insuffisante du produit ou à cause des lésions fréquentes provoquées par l'écrasement des olives. Tout ceci cause une influence négative sur la qualité de l'huile finale. (**Interesse et Rugierro, 1971**).

Pour obtenir une huile avec des caractéristiques élevées de qualité il est conseillé de broyer les olives rapidement (maximum 1 jour) de la récolte. Il n'est pas toujours possible de travailler les stocks d'olives journalièrement pour les pressoirs et par conséquent il est nécessaire de stocker pendant plusieurs jours les olives prêtes pour-la mouture. Pendant cette attente des modifications chimiques peuvent se produire sur le fruit, qui amène à une augmentation du degré d'acidité et d'oxydation de l'huile.



Figure 14. Caisse en plastique perforé.



Figure 15. Sacs en Alfa.

Ces processus se produisent rapidement si la conservation date de plus de 3-5 jours, en particulier si les conditions de conservation ne sont pas optimales et s'il s'agit d'olives en état avancé de maturation, ou bien avec des lésions, ou atteintes par la mouche d'olivier huilier (*Dacus olea*) (Morillo, 1992).

2. 3.2. Stockage :

Les meilleures conditions pour la conservation des olives sont les suivantes :

-Basse température (10-15°C).

-Stockage en minces couches avec circulation d'air entre les différentes couches (Pansiat et Rebour, 1960).

L'un des systèmes de stockage d'olive le plus rationnel, consiste à réaliser des couches d'hauteur de 10-12 cm maximum, cette disposition peut se faire sur le sol ou mieux en utilisant des claies superposables. Ce genre de structure, permet une remarquable économie et une meilleure condition de conservation due à la circulation de l'air ; il est également possible d'utiliser des caisses en plastique percées, en évitant toutefois la formation de couche supérieures à 20-30 cm. (Bouchetata, 1996). Il est bon de se souvenir que même en adoptant des conditions de stockage rationnelles, plus le temps de conservation est court et meilleure sera la qualité de l'huile (Bouchetata, 1996). Les olives doivent être conservées au frais, bien aérées, et si possible à l'abri de la lumière et des sources de chaleur. Cette phase doit être particulièrement soignée pour prévenir les problèmes de réchauffement, de moisissures, ou de fermentation anormales par faute de manque d'aération des drupes ou de leur récolte sur la terre. Pour toutes ces raisons il est conseillé de ne pas stocker les olives saines avec les olives dans un état avancé de maturité ou récoltées par terre avec des lésions superficielles et des meurtrissures au niveau de la cuticule externe (Morillo, 1992).

2. 3.3. Transformation :

L'huile olive vierge est un produit naturel obtenue par une pression «Mécanique ou Physique» à froid, ce qui permet de maintenir une qualité plus élevée de graisse (17 à 30%), surtout de l'acide oléique et de l'acide gras mono insaturé.

La technologie d'extraction a beaucoup évoluée, la matière première en l'occurrence l'olive, doit être préparé et conditionnée selon un certain nombre d'étape mécanique apparemment simple. De la mise en œuvre correcte de ces phases, dépend de la qualité finale de l'huile d'olive à condition que la matière première soit elle aussi de bonne qualité (**Morillo, 1992**).

2. 3.4. Défeuillage :

Cette opération, exécutée par vibra tamis accompagnés très souvent d'aspirateurs, est nécessaire pour éviter l'accumulation d'un grand nombre de feuilles ou autres rebuts végétaux pendant le processus de production, mais également pour éloigner les corps étrangers comme la terre, les cailloux, les résidus de bois...etc.

Le fait de laisser de côté les feuilles dans le processus d'exploitation pour conditionner la couleur de l'huile finale, ne change pas considérablement la valeur de chlorophylle totale présente, et par conséquent l'intensité de la couleur verte dans les huiles ; en fait, cette valeur dépend seulement du degré de maturité des fruits, d'autre part la présence des feuilles facilite le drainage de l'huile prise au piège à l'intérieur des scourtins dans les processus discontinus, en contribuant ainsi au rendement d'extraction (**Morillo, 1992**).

2.3.5. Lavage :

L'opération de lavage, conseillée pour améliorer l'aspect et la propreté des drupes récoltées par terre, crée souvent des dégâts si elle est effectuée sur des olives de stade de maturation avancée, puisque la cuticule qui les recouvre, au contact de l'eau se lacère plus facilement en compromettant, sérieusement la qualité du produit final. Cette opération s'effectue uniquement si les olives présentent des résidus sur l'épicarpe (**Morillo, 1992**).

2. 3.6. Broyage :

Le broyage est une opération parmi le processus de transformation des olives. Du foulage, du moulin à bras :

➤ Broyeur à meule :

Constitué d'une base fixe en granite sur laquelle tourne une roue du moulin également en

granit appelé meule du broyeur. L'huile d'olive est contenue en fines gouttelettes dans les cellules de la pulpe du fruit. La meule transforme les olives en pâte au cours de la phase de mouture, sans trop émietter le noyau d'une part, et obtenir un mélange adéquat de la pâte de façon à provoquer le rassemblement des gouttelettes d'huile dispersées dans l'eau de végétation d'autre part. Les broyeurs à meule effectuent une mouture de haute qualité car grâce à l'action conjointe de compression et de poussée de la roue sur la drupe, il réalise la double opération de mouture et de mélange de la pâte (Morillo, 1992).



Figure16. Broyeur à meule (Source : ITAFV) (GHEZLAOUI, 2011).

Les broyeurs mécaniques à marteaux ou à disque dentés ont un rendement en trituration plus important que le broyeur à meule(Figure16). Ils sont moins encombrants, peut coûteux, leur simplicité a favorisé la diffusion de leur usage. Ils sont accouplés à des malaxeurs (Morillo, 1992).

2.3.7. Malaxage :

L'opération de malaxage de la pâte d'olive consiste à mélanger celle-ci de façon lente et continue. Le malaxage de la pâte des broyeurs à meule demande de temps que celle des broyeurs à marteaux. Généralement, les broyeurs à meule sont accouplés avec des machines appelées malaxeurs doseurs (malaxeurs répartiteurs de pâte sur des scourtins).

Les broyeurs à marteaux diversent la pâte d'olive dans de grande cuves en inox ou des palettes sont en mouvement et malaxe pendant au moins 20mn la pâte, et la durée de malaxage est une phase très délicate dans l'extraction d'huile. Trop de malaxage crée l'émulsion de l'huile et un malaxage de courte durée ne permet pas aux cellules huileuses de libérer leur huile.

Le but de l'opération est d'augmenter le pourcentage d'huile « libre » d'une part, en favorisant le regroupement des gouttelettes d'huile en gouttes plus grandes dimension de façon qu'elles puissent être séparées (Morillo, 1992).

2. 3.8.Extraction :

2. 3.8.1.Séparation des phases solide et liquide :

L'huile d'olive est extraite avec différents systèmes à l'aide d'appareillages spécifiques, actionnés par des forces de nature physique, lesquelles, convenablement exercées sur la pâte d'olive, permettent la séparation des différentes phases (huileuse, solide et margine) (Di Giovacchino, 1991 ; Alba Mendoza, 1999 ; Di Giovacchino *et al.*, 2002).

a) Système d'extraction par pression :

La séparation de la phase liquide de la phase solide est réalisée dans des installations à pression (Di Giovacchino, 1991). Ce système est basé sur le fait que sous l'action de la pression, la pâte d'olive dégage le moût huileux (phase liquide) qui se sépare de la phase solide (Alba Mendoza, 1999, Chimi, 2006). Actuellement, l'extraction à pression est habituellement effectuée en super-presses hydrauliques avec une augmentation progressive de la pression jusqu'à la valeur maximale de 400 atm dans 45-60 min (Petrakis, 2006). Selon certains auteurs (Chimi, 2006 ; Wiesman, 2009), l'utilisation de cette méthode traditionnelle dévalorise la production du fruit d'olivier. En effet, l'exposition de la pâte d'olive durant les opérations de broyage et de pressage, à l'air libre durant environ une heure et plus peuvent conduire à des huiles caractérisées par des défauts organoleptiques, un degré d'oxydation et une acidité élevée, ce qui peut conduire à classer ce produit dans la catégorie «des huiles impropres à la consommation » (Petrakis, 2006).

b) Système d'extraction par centrifugation :

L'introduction de ces installations a permis de réduire le coût de transformation et la durée de stockage des olives (Chimi, 2006). L'extraction de l'huile des olives dans les installations de centrifugation intervient par effet de la force centrifuge, cette méthode exploite la différence existante entre les poids spécifiques des liquides et du matériel solide (Metzidakis *et al.*, 1995;Di Giovacchino *et al.*, 2002).

- **Système d'extraction par centrifugation à trois phases :** L'utilisation de ce système nous permet d'obtenir trois produits (huile, grignons et margines) (Chimi, 2006, Uceda *et al.*, 2006). La séparation de la phase solide de la phase liquide nécessite l'ajout d'une eau tiède, cette addition diminue le taux des polyphénols

dans l'huile et par conséquent une résistance plus faible à l'oxydation (**Salvador et al., 2003**).

- **Système d'extraction par centrifugation à deux phases** : L'utilisation de ce système engendre deux produits (l'huile, eau de végétation plus grignons) (**Chimi, 2006, Uceda et al., 2006**). Ce système ne nécessite pas l'adjonction d'eau pour la séparation de la phase huileuse ; une humidification avec l'eau de végétation est suffisante ce qui garantit une huile avec une teneur élevée en antioxydants naturels (α -tocopherols, β - carotène, polyphenols) par rapport au système d'extraction par centrifugation à trois phases (**Gimeno et al., 2002; Salvador et al., 2003; Chimi, 2006**).

2. 3.8.2.Séparation des phases liquide-liquide :

La séparation se fait en fonction de la densité des deux phases (huile et margine). Cette opération est réalisée soit par décantation naturelle ou par centrifugation (**Di Giovacchino et al., 2002; Uceda et al., 2006**).

2.4. Facteurs influant la qualité de l'huile d'olive :

La production oléicole est influencée par l'interaction de facteurs climatiques, génétiques et agronomiques. Les facteurs agronomiques comme la température et les précipitations, ont une influence sur le comportement physiologique de la plante et par conséquent, sur la qualité de l'huile produite. Les caractéristiques qualitatives de l'huile d'olive résultent donc de l'action concomitante des facteurs agronomiques et des facteurs technologiques employés au cours du processus d'élaboration de l'huile (**Ryan et al. 1998**).

2.4.1. Facteur Variétal:

La variété influence principalement les caractéristiques organoleptiques de l'huile d'olive (**Psyllakis et al, 1980**). La production d'olive et la qualité d'huile extraite dépendent très fortement du cultivar (**Ouaouich et Chimi, 2007**). Chaque variété donnera une huile d'olive avec un profil sensoriel qui lui est propre (**Demnati, 2008**).

2.4.2. Facteurs Climatiques:

Le climat a une influence importante sur la maturité des olives et donc sur la composition chimique de l'huile d'olive qui en est extraite. En outre, la lumière et la température affectent la concentration en acides gras de l'huile d'olive. Il a été démontré que la composition en

acides gras insaturés, et principalement en acide linoléique, augmentait avec la diminution de la température (Demnati, 2008).

2.4.3. Facteurs pédologiques:

L'influence du sol sur la qualité de l'huile d'olive est un phénomène complexe : la nature du sol, le pH et la composition chimique peuvent influencer sur la qualité de l'huile.

Ainsi, des terres grasses produisent des huiles moins aromatiques que les terres maigres. De plus, les huiles provenant des sols calcaires ont une acidité plus basse que celles des sols argileux (Demnati, 2008).

2.4.4. Pratiques culturales :

Le système d'irrigation, le traitement phytosanitaire, etc. sont autant de facteurs pouvant influencer sur la qualité organoleptique de l'huile d'olive (Demnati, 2008).

2.4.5. Irrigation :

L'olivier est une plante connue pour sa résistance au déficit hydrique. Cette caractéristique est due essentiellement à la forme des feuilles de la plante qui sont de petite taille et menues d'une membrane protectrice sur leur face dorsale, sans oublier les stomates qui sont profondes avec des orifices très réduits qui s'opposent à l'évapotranspiration. L'olivier cultivé en sec a besoin de 10 à 15 ans pour fructifier ; alors qu'en conditions favorables il n'a besoin que de 4 à 5 ans pour fructifier. Les besoins de l'olivier en eau varient suivant ; la nature du sol, par sa perméabilité et sa capacité de rétention d'eau; la pluviométrie et la température.

La période d'irrigation influe beaucoup sur la floraison. En effet, c'est au printemps qu'il faut éviter les déficits hydriques, parce que c'est la période de production des fleurs et le déficit en eau conduit à une augmentation de l'avortement ovarien. Les effets de l'irrigation sont positifs et il en ressort que l'irrigation augmente le rendement et la résistance à l'alternance, la teneur en huile dans la matière sèche et le rendement annuel en huile et le poids des olives. L'irrigation a aussi un effet remarquable sur la composition de l'huile. Elle provoque une légère augmentation de l'acide palmitique et une teneur en acide oléique et linoléique, différente de celles des huiles des oliviers non irrigués (Ouaouich et Chimi, 2007).

2.4.6. Fertilisation :

La fumure a pour but d'améliorer la plante en lui apportant les éléments dont elle a besoin, notamment les éléments minéraux (azote, phosphore, potassium...) et les oligo-éléments tels que le magnésium et le fer. L'azote est un facteur stimulant de la croissance et de l'activation de

tous les autres phénomènes (la fécondation, le développement du fruit...). Les effets positifs de cet élément se résument en l'augmentation du taux de croissance de l'arbre (ce qui entraîne l'augmentation de la surface productrice) et du calibre des olives. Le potassium joue également un rôle de régulateur de la migration des acides (acide uronique), produits de dégradation des pectines et pro-pectines, et permet ainsi la synthèse des acides aminés et des acides phénoliques. L'utilisation du sulfate de potassium comme engrais permet la réduction du développement de la surface morte de la plante, le changement de la couleur du vert clair au vert foncé et l'augmentation du calibre du fruit et par la suite l'augmentation du rendement. Quant au phosphore, il favorise l'absorption d'autres éléments (azote, magnésium, calcium et le bore), et est donc indispensable lors du développement du méristème (**Ouaouich et Chimi, 2007**).

2.4.7. Taille :

La taille a pour but de maintenir l'équilibre entre la croissance végétative et la fructification. Elle réduit la phase juvénile improductive et s'oppose à la sénescence prématurée de l'arbre. Associé à la fumure et à l'irrigation, la taille permet de maintenir un équilibre qui assure chez l'olivier une production soutenue, des olives de meilleurs calibre, et une maturité régulière des fruits. En assurant un éclaircissage de la frondaison, la taille facilite la pénétration des produits phytosanitaires à l'intérieur de l'arbre pour une meilleure efficacité de lutte contre les parasites et les maladies de l'olivier, et permet un meilleur fonctionnement de l'appareil photosynthétique constitué par les feuilles et facilite les opérations de cueillette. Elle limite aussi les surfaces évaporantes et réduit ainsi les besoins en eau de l'arbre (**Ouaouich et Chimi, 2007**).

2.4.8. Contrôle phytosanitaire :

Le non contrôle des attaques parasitaires peut provoquer des altérations importantes sur les olives et par conséquent l'huile. Ces dégâts se manifestent par une chute prématurée des fruits attaqués, une diminution de la qualité de la pulpe et une détérioration de la qualité de l'huile. Les ravageurs les plus habituels sont : *Bactrocera oleae*, la cochenille de l'olivier, l'œil de paon, etc. (**Ouaouich et Chimi, 2007**).

Les substances chimiques employées ne peuvent être totalement inoffensives, ce qui entrave la qualité de l'huile extraite. En effet, tout résidu de pesticides présent dans l'olive peut se retrouver dans l'huile comme c'est le cas de pesticides liposolubles. Le problème des résidus de pesticides se pose beaucoup plus lors de la consommation de ces huiles crues. Ces huiles ne subissent aucun traitement thermique qui peut détruire ces résidus (**Ouaouich et Chimi, 2007**).

2.4.9. Facteurs géographiques :

Les olives cultivées dans différentes zones géographiques présentent des caractéristiques différentes. Ainsi, la qualité de l'huile d'olive est affectée par l'altitude, notamment sa composition en acides gras (acide oléique). De même, elle présente un effet sur l'acidité, l'indice de peroxyde et la teneur en polyphénols (**Ouaouich et Chimi, 2007**).

2.4.10. Période de maturation et méthodes de récolte :

Il est bien connu que les caractéristiques qualitatives de l'huile d'olive atteignent leur optimum quand les fruits se trouvent au stade de maturité physiologique. Ceci correspond à la période où la couleur passe du vert-jaune au violet-noir (**Psyllakis et al, 1980**). Ainsi, un fruit vert donne une huile de couleur vert fort et de goût amer.

La prolongation de la présence du fruit sur l'arbre après la maturité entraîne une réduction des substances aromatiques de l'huile et l'augmentation de l'acidité ainsi qu'un changement de couleur de l'huile. La qualité de l'huile d'olive est dépendante de plusieurs facteurs liés à la récolte à savoir, la durée de séjour sur le filet, le contact du fruit avec le sol humide, lors de la chute physiologique des olives et les méthodes de récolte du fruit (battage, utilisation de peignes, récolte manuelle...) (**Uzzan, 1992**).

2.4.11. Conservation du fruit:

La qualité de l'huile d'olive est liée au mode et à la durée de stockage des olives avant l'extraction (**Ryan et al, 1998**). En effet, plus le temps de stockage est long, plus l'acidité libre dans le fruit est importante, ce qui déprécie et dégrade la qualité organoleptique du produit d'extraction. Au niveau du moulin le mode d'extraction des huiles, ainsi que leur stockage jouent un rôle important dans la réduction de leur qualité. La modification la plus importante que l'on rencontre est l'oxydation ou rancissement qui est causé par plusieurs facteurs, comme l'oxygène, la lumière, la température, facteurs qui favorisent un certain nombre de phénomènes en l'occurrence la fermentation (**Psyllakis et al., 1980**).

Le stockage à une température de 10-15°C est considéré comme idéal par certains auteurs parce qu'elle empêche l'oxydation et ne fait pas troubler l'huile comme dans le cas des températures plus basses (**Psyllakis et al., 1980**).

L'importance des différents facteurs qui conditionnent les caractéristiques qualitatives des huiles d'olives peut être appréciée à l'examen.

3. Bienfaits de l'huile d'olive :

L'huile d'olive présente beaucoup de vertus (**Charmoux et Lacoste, 2000**).

3.1. Huile d'olive et appareil digestif :

L'huile d'olive est l'amie du tube digestif. Depuis toujours, les peuples du pourtour méditerranéen parfument et argumentent avec elle leur cuisine de chaque jour, en France, les plus grands chefs la célèbrent, en aimant l'introduire dans leur plats les plus raffinés, des entrées aux desserts. Mais pour affirmer ces vertus digestives, la science médicale moderne s'est appuyée sur des valeurs santé bien prouvées (**Charbonnier, 1996**).

3.2. Huile d'olive et l'estomac :

Comme toutes les graisses alimentaires, l'huile d'olive ralentit les mouvements de l'estomac et retarde l'évacuation de son contenu post-prandial vers le duodénum et l'intestin. Tout le monde sait qu'un repas trop copieux en graisses est lourd à diriger. Il reste sur l'estomac par contre, il n'y avait jusqu'à nos recherches aucune étude permettant de préciser si la composition qualitative des graisses intervenait sur la motilité de l'estomac et sur ses vitesses d'évacuation des repas (**Ridgway, 2004**).

3.3. Huile d'olive et l'intestin :

L'huile d'olive est l'aliment gras qui a la meilleure digestibilité. Celle-ci est sous la dépendance de la sécrétion de deux hormones digestives : la cholécystokinine, qui par le jeu de la contraction vésiculaire amène dans la lumière en cholestérol une bile très riche en acides biliaires, en cholestérol et en phospholipides, capables de former des micelles avec l'acide oléique et la pancréazymine celle-ci fragmente les graisses grâce à la sécrétion et l'activité de la lipase pancréatique en vue de leur adsorption par la barrière intestinale (**Ridgway, 2004**).

6.4. Huile d'olive et la voie biliaire :

Les effets de l'huile d'olive sur la fonction biliaire en général et sur la vésicule biliaire en particulier, décrit et fondée scientifiquement par la médecine actuelle, retrouvent le bien fondé d'une pratique ancestrale, reprise par les prescriptions, des médecins français de la Première moitié de XX^{ème} siècle. La prise d'une cuillerée à soupe d'huile d'olive le matin à jeun ou avant un repas de fête est préconisée pour prévenir les lenteurs et les pesanteurs de digestion, et les perturbations fonctionnelles digestives qui accompagnent les excès alimentaires (**Charbonnier, 1996**).

3.5. Huile d'olive et l'enfance :

Le nourrisson allaité au sein reçoit environ 50% des calories sous formes de liquide dont près de 10% sont représentées par les acides gras poly insaturés. L'enfant sevré a besoin encore d'une quantité relativement élevée des lipides. Il est difficile que des situations carencielles en acides gras essentielles se vérifient chez l'enfant, toujours est il qu'un faible apport d'acide linoléique d peut'huile d'olive peut être déterminant des retards de la croissance des altérations cutanées, hépatiques et du métabolisme siuvent constatés chez le nourrisson (C.O.I, 1994). Il importe enfin de maintenir un rapport équilibré entre les acides linoléique et linoléique, du fait qu'un excès du premier ou une carence du second peut causer des troubles du système nerveux (Morillo, 1992).

3.6. Huile d'olive et friture :

Les recherches de Fedili ont démontrés que la stabilité de l'huile d'olivier se maintient même aux températures élevées de friture, contrairement à ce qui arrive avec les huiles de graines, non seulement en raison de la présence des antioxydants, mais également de part sa richesse en acide oléique. Ce sont en effet les acides gras poly insaturés qui subissent le plus les effets nuisibles de la thermo- oxydation et cette susceptibilité proportionneelles sont seulement au degré moyen d'insaturation de l'huile mais également au nombre des doubles liaisons présentent dans la chaîne simple de l'acide gras. Outre le degré d'insaturation, l'importance des altérations des corps gras est proportionnelle au degré de la température atteinte, à la durée du chauffage, à la nature de l'aliment cuit et à la présence éventuelle du catalyseur (Charbonnier, 1996).

Les produits d'altérations qui se forment dans les corps gras soumis aux températures élevés sont les peroxydes, les aldéhydes, les cétones, les hydro peroxydes, les polymères et les monomères cycliques. Chacun de ces composés peut être responsable d'effets toxiques, même si les aldéhydes et les cétones qui sont volatiles sont facilement éliminés et les polymères sont difficilement absorbés. Les effets toxiques peuvent affecter l'estomac, le foie, l'appareil cardiocirculaire et les reins.

Partie 2 :

Méthodologie expérimentale

1. Objectifs :

L'étude a été réalisée en vue de suivre l'effet de deux procédés technologiques d'extraction traditionnelle (à chaud et à froid) sur la composition qualitative et quantitative des huiles d'olives issue d'une variété espagnole.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel végétal :

2.1.1. Localisation géographique et présentation des variétés :

Une variété d'olive (Oléastre) espagnole non identifiée a fait l'objet de cette étude. Cette variété a été introduite à titre expérimentale dans l'atelier agricole relevant de l'université de Mostaganem et sise dans la commune de Hassi mammeche – Mostaganem à $0^{\circ} 05'21.05''E$ de longitude et à $35^{\circ} 55'52.14'' N$ de latitude.

2.1.2. Echantillonnage :

Les quantités d'olive récoltées manuellement durant la campagne (2020) du mois de février ont été d'environ 17 Kg. Les fruits une fois collectés ont été rapidement transportés dans une caisse en plastique et orientés pour une éventuelle extraction d'huile d'olive par deux procédés d'extraction traditionnels ; l'un à chaud l'autre à froid (**Figure 17**).



Figure 17. Récolte des échantillons d'olives

2.2. Procédés d'extraction d'huile d'olive :

2.2.1. Procédé à chaud :

Après récolte, les échantillons d'olives ont subi un effeuillage et débarrassés des brindilles, pierres, bout et de poussières.

Une quantité de 9Kg d'olives a été broyée au fur et à mesure dans un mortier traditionnel (MEHRAZ). De l'eau chaude, environ 8 litres à une température de (80-90°C), a été ajoutée au broyat d'olives et laissée agir pendant 45min, jusqu'à ce que le milieu devient tiède. Le mélange a été, ensuite, bien malaxé avec une spatule en bois et filtré à travers une grande passoire séparant les deux composants : Grignon et Moût.

Le moût récupéré a été mis dans une marmite et chauffé au feu doux jusqu'à ébullition dans un four durant 01 heure.

Le lendemain, après refroidissement et décantation, l'huile d'olive de surface a été récupérée par le biais d'une louche. Les échantillons d'huile ont été recueillis dans deux flacons en verre fumé d'une capacité de 125 ml, étiquetés et conservés à une température de 4°C jusqu'à des analyses ultérieures (**Figure 18 et 19**).

2.2.2 Procédé à froid :

Ce procédé a été appliqué sur une quantité de 8 Kg d'olives. Les échantillons ont été tout d'abord débarrassés des feuilles et du reste des débris d'animaux ou végétaux, ainsi que de toute poussière pouvant adhérer. Après l'opération de nettoyage, les olives ont subi un broyage dans un mortier traditionnel, et le broyat récupéré a été mis soigneusement dans un sac en jute déposé sur un tabouret. Le sac contenant le broyat d'olives a été mis ensuite sous une pression d'un poids de 25Kg durant une nuit. Le jus d'extraction récupéré dans un bac a été laissé se décanté durant 6 heures et l'huile vierge flottante a été enfin récupérée et déposée dans un flacon teinté à 4°C (**Figure 20 et 21**).

3. Analyses physico-chimiques :

Les huiles d'olives issues des deux procédés d'extraction à froid et à chaud ont été analysées lors de la première mise en bouteille. Les paramètres testés ont représenté les différents indices déterminant de la qualité d'une huile dont :

- Indice de peroxyde ;
- Absorbance dans les UV (K232 et K270) ;
- Taux des pigments (chlorophylles et caroténoïdes) ;
- Taux en composés phénoliques totaux.

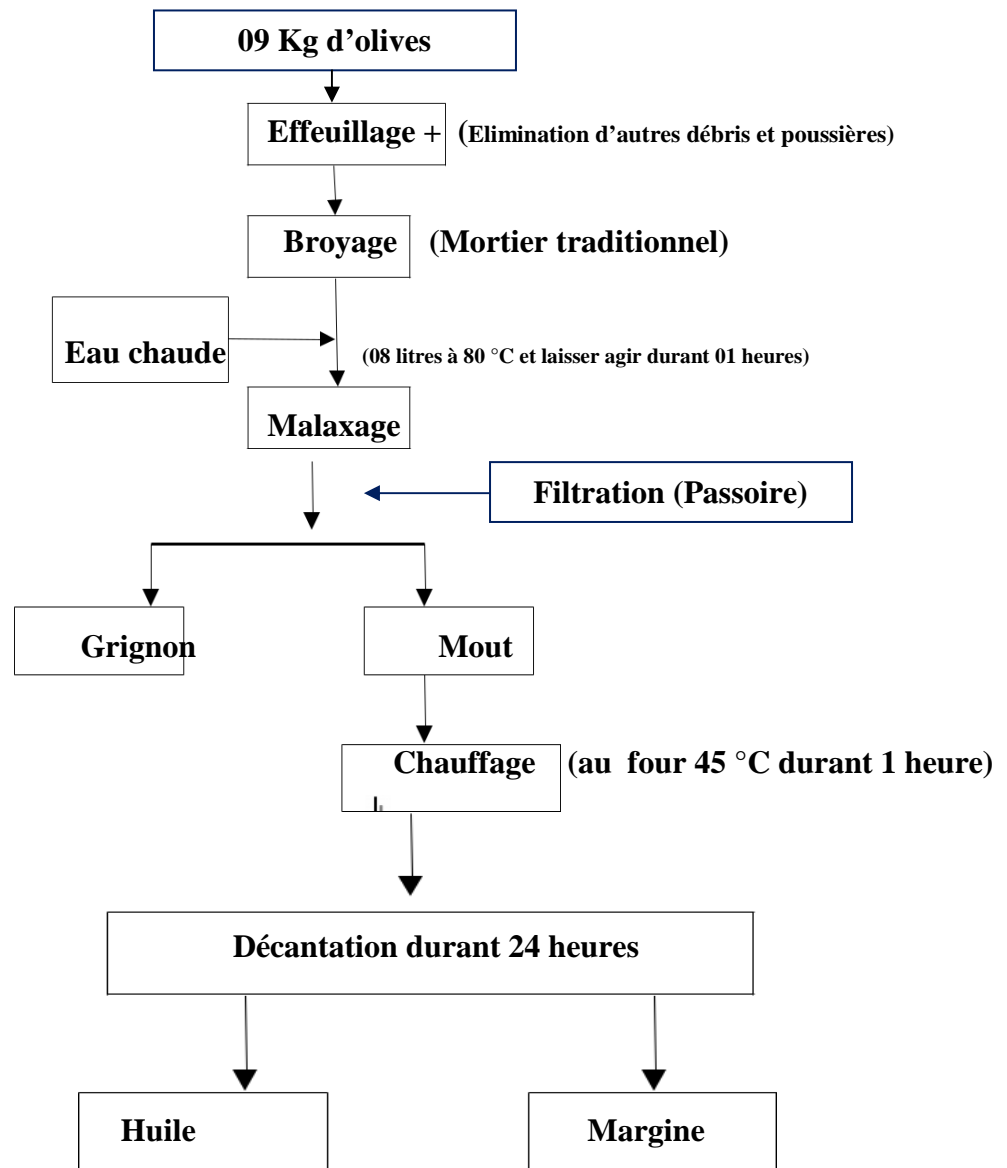


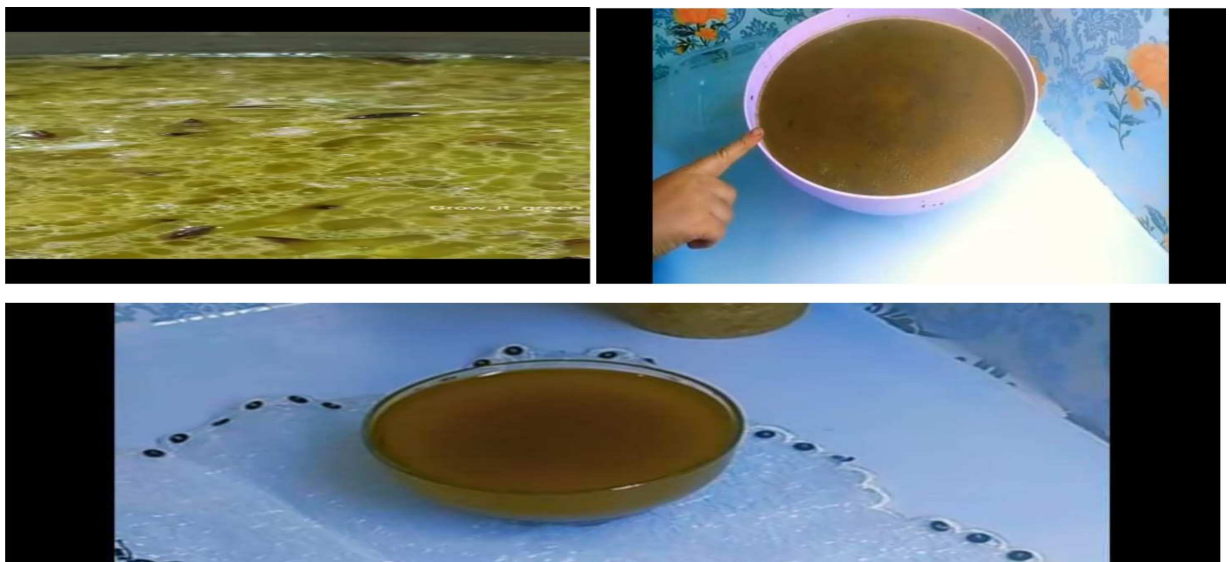
Figure 18. Diagramme d'extraction traditionnelle à chaud de l'huile d'olive.



a/ Broyage des olives dans un mortier



b/ Malaxage de la pate avec de l'eau chaude



c/ Récupération d'huile.

Figure 19. Principaux étapes d'extraction à chaud de l'huile d'olive.

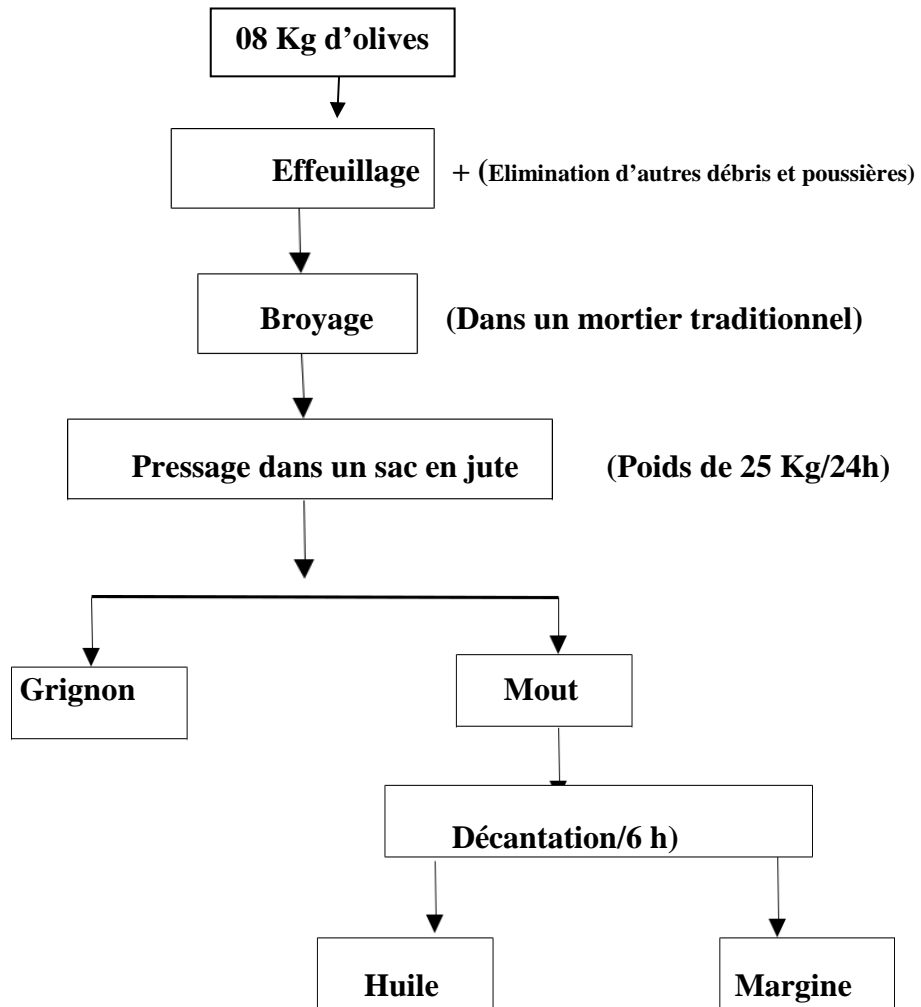


Figure 20. Diagramme d'extraction traditionnelle à froid de l'huile d'olive.



a/ Dépôt du broyat d'olives dans un sac en jute



b/ Extraction du jus par pression pendant une nuit

(Dépôts d'un poids de 25 kg sur le sac contenant le broyat d'olives).



C/ Récupération de l'huile vierge après décantation de 6 heures du jus d'extraction.



d/ Conservation de l'huile à 4°C dans des Flacons fumés.

Figure 21. Principaux étapes d'extraction à froid de l'huile d'olive.

Méthodologie expérimentale

Pour une meilleure fiabilité des résultats, les analyses de chaque indice (mesure) ont été effectuées en 05 répétitions.

3.1. Acidité libre :

Exprimé en % d'acide oléique, l'acidité libre a été déterminée selon la méthode décrite dans le règlement **CEE /2568/91** relatif aux caractéristiques des fruits d'olives et des huiles de grignons d'olive ainsi qu'aux méthodes d'analyse y afférentes. Après dissolution de 5 g d'huile dans 20 ml d'un mélange d'oxyde diéthylique-éthanol à 95% (V/V), les acides gras présents sont titrés à l'aide d'une solution d'hydroxyde de potassium à 0,1 N en présence de phénophtaléine. Un essai témoin (sans matières grasses) a été réalisé dans les mêmes conditions.

L'acidité est déterminée selon la formule suivante :

$$A \%(\text{d'acide oléique}) = (V - V_0) * (N * M / 10 * m)$$

{ V : Volume en ml de KOH nécessaire pour neutraliser l'échantillon ; V₀ : Volume en ml de KOH nécessaire pour neutraliser le blanc ;
N : Normalité de l'hydroxyde de potassium ;
M : masse molaire g/ml d'acide oléique qui est égale à 282g/ml ;
m : Masse en gramme de la prise d'essai.

3.2. Indice de peroxyde :

La détermination de la teneur en peroxydes dans les huiles permet d'évaluer le niveau d'oxydation primaire produit au cours du stockage et/ou d'élaboration de l'huile. La présence d'hydroperoxydes peut être détectée dans l'huile d'olive, à travers un dosage colorimétrique par le thiosulfate de sodium. Cet indice est exprimé en milliéquivalent d'oxygène. La formation des peroxydes est causée par la présence de certains facteurs favorisant (UV, eau, enzyme, trace de métaux, etc.) et à la présence d'oxygène dissout dans l'huile.

Selon la méthode décrite par le règlement **CEE/2568/91**, dans une fiole peser 2 g à 0,001 près d'huile d'olive. Ensuite, ajouter 10 ml de chloroforme, dissoudre rapidement la prise en agitant. Ajouter 15 ml d'acide acétique, puis 1 ml de solution d'iodure de potassium (solution aqueuse saturée). Boucher immédiatement et agiter vigoureusement pendant 1 minute, puis laisser reposer pendant 5 minutes à l'abri de la lumière et à température ambiante (15 à 25°C).

Méthodologie expérimentale

Ajouter 75 ml d'eau distillée. Titrer l'iodure libéré avec la solution de thiosulfate de sodium à 0,01N en agitant vigoureusement et en employant la solution d'amidon comme indicateur. Un essai à blanc a été effectué simultanément.

L'indice de peroxyde (IP) a été déterminé conformément à la formule suivante:

$$Ip = N (V - V_0) * 1000 / m \text{ (meq d'O}_2\text{/Kg)}$$

- V: Volume en millilitre de thiosulfate de sodium nécessaire pour titrer le blanc.
- V : Volume en millilitre de thiosulfate de sodium nécessaire pour titrer l'essai.
- N : Normalité de la solution de thiosulfate de sodium (0,01 N).
- m : Masse en gramme de la prise d'essai.

3.3. Extinction spécifique dans les UV :

L'examen spectrophotométrique a pour but de déterminer la qualité d'une huile, son état de conservation et ainsi les modifications dues aux processus technologiques (COI, 2013). Les coefficients d'extinction spécifiques déterminés par spectrophotométrie UV permettent d'évaluer l'état d'oxydation d'une huile d'olive (COI, 2013). Le coefficient d'extinction spécifique à 232 nm est lié à l'oxydation primaire de l'huile, tandis que K270 est lié à des produits d'oxydation secondaire ; des composés carbonylés (aldéhydes et cétones).

Le coefficient d'extinction spécifique a été déterminé selon la méthode officielle décrite par le COI (2013). L'échantillon examiné doit être parfaitement homogène et exempt d'impuretés en suspension. La filtration est faite à l'aide d'un papier filtre. Peser 0.25 g à 0,001 près d'huile d'olive dans une fiole jaugée de 25 ml, compléter avec du cyclohexane jusqu'au trait de jauge ; la solution obtenue doit être parfaitement limpide. La lecture est faite dans des cuves en quartz de parcours optique de 1 centimètre aux longueurs d'onde de 232 et 270 nm. En utilisant comme blanc le solvant employé.

Les extinctions spécifiques rapportées aux différentes longueurs d'onde sont calculées comme suit :

$$E = A\lambda / C * l$$

{ E : Extinction spécifique a la longueur d'onde λ ;
A λ : Absorbance mesurée a la longueur d'onde λ ;
C : Concentration de la solution en gramme par 100 millilitres ;
l : Epaisseur de la cuve en centimètre (1cm).

3.4. Pigments (chlorophylles et caroténoïdes) :

La teneur en pigments naturels est impliquée dans les mécanismes d'auto-oxydation et de photooxydation (Minguez-Mosquera et al., 1991). Ils ont tendance à diminuer pendant la maturation des olives.

Comme tous les fruits, la maturation implique une perte de pigments ; seulement la réduction en chlorophylles est toujours supérieure à celle des caroténoïdes (Roca et Minguez-Mosquera, 2001).

Les pigments, carotènes et chlorophylles ont été déterminés suivant la méthode décrite par Minguez-Mosquera et al. (1991). Trois grammes (3g) d'huile ont été dissoutes dans 10 ml de cyclohexane. Les teneurs des caroténoïdes et chlorophylles ont été déterminées respectivement, par la mesure de l'absorbance à 472 et 670 nm.

Les valeurs des coefficients d'extinctions spécifiques appliquées étaient

- E0 = 613 pour la phéophytine, une composante majeure des pigments chlorophylliens ;
- E0 = 2000 pour la lutéine, un élément majeur des caroténoïdes.

Les teneurs en pigments ont été calculées comme suit:

$$\text{Chlorophylle (mg/Kg)} = (A_{670} * 106) / (613 * 100 * l).$$

$$\text{Caroténoïde (mg/Kg)} = (A_{470} * 106) / (2000 * 100 * l).$$

{ A λ : absorbance à la longueur d'onde λ .
l : épaisseur de la cuve en centimètre (1cm).

3.5. Teneurs en polyphénols totaux:

Le protocole de **Pirisi et al. (2000)** a été adopté afin d'extraire les composés phénoliques. 02 g d'huile d'olive ont été introduits dans un tube, additionnés de 1 ml de n hexane et 02 ml de méthanol 60%. Après homogénéisation, la mixture a été centrifugée pendant 05 min à 3000 tpm. Le surnageant (méthanol) contenant les polyphénols a été récupéré. Deux autres extractions ont été réalisées dans le but d'épuiser l'huile. Les surnageants ont été réunis avant d'être concentrés à sec sous vide à 40 °C, puis récupérés dans 1 ml de méthanol 50%.

La teneur en poly-phénols totaux a été déterminée selon la méthode préconisée par (**Favati et al., 1994**). 5 ml d'eau distillée ont été ajoutés à 2 ml de l'élua suivi de 0,5 ml de réactif de Folin-Ciocalteu. Après 3 min d'incubation à température ambiante, le mélange a été additionné avec 4 ml de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 10 %. Le mélange a été porté à un volume final de 20 ml par de l'eau distillée. Après incubation pendant 90 min à l'obscurité, la préparation est filtrée puis analysée à 760 nm contre un blanc dont l'élua est remplacé par le même volume du méthanol. La concentration en phénols est calculée à l'aide d'une courbe d'étalonnage réalisée avec de l'acide gallique comme standard (20, 35, 45, 55, 65, 75 $\mu\text{g}/\text{ml}$). Les résultats sont exprimés en mg Equivalents Acide Gallique par kg d'huile d'olive (EAG/kg d'huile).

4. Traitement statistique :

Les résultats exprimés en moyennes accompagnés des écarts types respectifs ont été traités statistiquement par un logiciel Software à savoir le **Stat Box 6.4**. Les données de chaque variable mesurée ont été traitées statistiquement par une analyse de variance monofactorielle en randomisation, suivie d'une comparaison des moyennes deux à deux selon le test de Newman et Keuls. Les groupes homogènes de comparaison des moyennes ont été révélés aux deux seuils de probabilité : à $p < 0.05$ et à $p < 0.01$.

Partie 3 :

Résultats et Discussion

Résultats et Discussion

1. Résultats :

1.1. Effet des procédés d'extractions traditionnelles sur la qualité d'huile d'olive.

Le procédé à chaud a engendré un rendement d'extraction d'huile d'olive plus élevé ($p < 0.01$) que le procédé à froid ; 3.16 vs 2.60 %, en moyenne.

Par ailleurs, l'huile d'olive issue du procédé à chaud a marqué une acidité significativement ($p > 0.01$) plus prononcée que celle résultant du procédé à froid ; 0.72 vs 0.63 % d'acide oléique, en moyenne.

En outre, l'huile du procédé à froid a accusé un fort ($p < 0.01$) indice de peroxyde comparativement au procédé à chaud ; 15.30 vs 10.23 mequi O₂/l, en moyenne.

Concernant les résultats d'extinction dans l'ultra-violet, les valeurs enregistrées au K232 et au K 270 dans l'huile préparée par le procédé à chaud sont significativement ($p < 0.01$) supérieures à ceux provenant du procédé à froid ; 1.75 vs 1.25 et 0.18 vs 0.13, en moyenne, respectivement.

Pour les principaux pigments caractéristiques de qualité des huiles, pratiquement les deux huiles expérimentales ont présenté des teneurs comparables ($p > 0.05$) en caroténoïdes et en chlorophylles ; 0.56 vs 0.62 et 1.20 vs 1.40 mg/l, en moyenne.

En fin, le chauffage a sensiblement altéré le niveau de composés phénoliques dans l'huile préparée par le procédé à chaud (115.45 mg EAG/l) comparativement au procédé à froid dont les teneurs ont été significativement ($p < 0.01$) plus élevées (160.23 mg EAG/l) (**Tableau 14**).

Tableau 14. Effet de deux procédés d'extractions traditionnelles sur la qualité d'huile d'olive.

Mesures	Procédé à froid	Procédé à chaud
Rendement (%)	02.60	03.16
Acidité libre (% acide oléique)	00.63	00.72
Indice de peroxyde (mequi O ₂ /l)	15.30 ^a	10.23 ^b
Extinction spécifique dans l'UV (K232)	1.25 ^b	1.75 ^a
Extinction spécifique dans l'UV (K270)	0.13 ^b	0.18 ^a
Caroténoïdes (mg/l)	0.56	0.62
Chlorophylles (mg/l)	1.20	1.40
Composés phénoliques (mg EAG/l)	160.23 ^a	115.45 ^b

Les résultats sont exprimés en valeurs moyennes plus ou moins écarts types correspondants, avec un nombre de répétitions n égal à 05 ; mg EAG : milligramme équivalent acide gallique ; UV : ultra-violet ; a, b: Groupes homogènes de comparaison des moyennes deux à deux selon le test de Newman et Keuls.

2. Discussion :

Le rendement en huile a été calculé en pourcentage par rapport au poids brut de la matière végétale qui a servi pour l'extraction. D'après les résultats le rendement réalisé par le procédé traditionnel à chaud été plus important (3.16%) par rapport au procédé à froid (2.6%). La chaleur semble valoriser plus le niveau d'extraction et de dissolution de l'huile d'olives dans le milieu.

L'acidité libre compte comme étant le principal critère permettant de classer l'huile d'olive en différentes catégories de qualité. Les taux enregistrés n'ont révélé aucune différence significative ($p > 0.05$) entre les huiles d'olives extraites selon les deux procédés d'extractions traditionnelles testés ; à Froid et/ou à Chaud. Conformément à la réglementation **COI (Conseil Oléicole International) N° 2568/91** une huile extra vierge ne doit aucunement dépasser un taux d'acidité supérieur à 0,8% d'acide oléique. Apparemment, toutes les huiles analysées peuvent être donc classées dans la catégorie d'huile d'olive vierge extra. Néanmoins, la légère différence d'acidité plus importante constatée dans l'huile issue du procédé à chaud par comparaison au procédé à froid peut sans doute être incriminée à la dénaturation sous l'action de la chaleur de certains composés constitutifs de l'huile lors de l'extraction dont les acides gras à longue chaîne à l'origine d'une libération probable d'acides gras à courtes chaînes capables par voie de conséquence de rehausser l'acidité du milieu. .

Concernant l'indice de peroxyde qui détermine la quantité d'hydroperoxydes présents dans l'huile d'olives permettant de mesurer l'auto-oxydation des lipides (**Haddada et al., 2008**), les valeurs enregistrées dans les deux catégories d'huiles étudiées sont inférieures à la norme commerciale dictée par le **Conseil Oléicole International (COI, 2013)** de 20 meq d'O₂/Kg d huile d'olives. Toutefois, l'huile d'extraction à froid a présenté un fort ($p < 0.01$) indice de peroxyde par rapport à celle issue du procédé à chaud ; 15.30 vs 10.23 mequi O₂/l, en moyenne. Il est bien établi que l'augmentation de l'indice de peroxyde est étroitement liée à l'activité de la lipoxygénase. Le traitement thermique appliqué lors de l'extraction à chaud semble affecter l'activité de cette enzyme et diminuer l'indice de peroxyde de l'huile (**Baccouri et al., 2008**).

Les extinctions spécifiques d'une huile d'olive à 232 et 270 nm reflètent l'état d'oxydation de l'huile (**COI, 2013**). Le coefficient d'extinction spécifique à 232 nm est lié à l'oxydation primaire de l'huile, tandis que K270 est lié à des produits d'oxydation secondaire comme les composés carbonylés (aldéhydiques et cétoniques). Les échantillons d'huiles étudiés ont présenté tous des coefficients d'extinctions spécifiques en ultra-violet K232 et K270 s'inscrivant bien dans les limites établies par le **COI (2013)** pour une huile d'olive extra-

Résultats et Discussion

vierge et qui sont respectivement inférieures ou égales à 2,50 et 0,22. Par ailleurs, les valeurs enregistrées au K232 et au K 270 dans l'huile préparée par le procédé à chaud sont significativement ($p < 0.01$) supérieures à ceux provenant du procédé à froid ; 1.75 vs 1.25 et 0.18 vs 0.13, en moyenne, respectivement. La chaleur appliquée au cours du procédé d'extraction à chaud s'avère favoriser plus la formation de produits d'oxydation primaire et secondaire dans l'huile d'olive.

Pour les principaux pigments caractéristiques de qualité des huiles, pratiquement les deux huiles expérimentales ont présenté des teneurs comparables ($p > 0.05$) en caroténoïdes et en chlorophylles ; 0.56 vs 0.62 et 1.20 vs 1.40 mg/l, en moyenne. Les teneurs en pigments de l'huile dépendent, au faite, de plusieurs facteurs, tels que le cultivar, le sol, les conditions climatiques, la maturité des olives, les procédures de traitement et les conditions de stockage (**Ait Yacine, 2001 ; Psomiadou et Tsimidou, 2001**). Ces pigments agissent en tant qu'antioxydants soit à l'obscurité ou en présence de la lumière et leurs présence dans les huiles est très importante et peut rendre les huiles moins vulnérables à l'oxydation (**Malheiro et al. 2013**). Les résultats trouvés dans cette étude suggèrent que les huiles conservées dans des flacons en verre fumé sont un peu stables. Ces propos concordent à ceux rapportés par (**Caponio et al. 2005 et Ben Takaya et Hassouna, 2005**) ayant constaté après 4 mois de stockage une faible chute des pigments chlorophylliens dans les échantillons d'huiles conservés à l'obscurité.

Les poly-phénols totaux rapportent de nombreux aspects pour la santé, ce sont des composés antioxydants importants qui visent à protéger l'huile contre l'auto-oxydation et les radicaux oxygénés. Ces composés sont responsables de la qualité nutritionnelle et sensorielle de l'huile d'olive vierge extra, ils sont reconnus pour leurs propriétés biologiques multiples, offrant des bienfaits antioxydants, anti-inflammatoires, chimiopréventifs et anticancéreux, ainsi que leur goût piquant et amer caractéristique (**Bendini et al., 2007 ; Tanouti et al., 2011**). Les huiles étudiées ont montrés des quantités d'acides phénoliques qui ont varié entre 160.23 mg EAG/l pour le procédé à froid et 115.45 mg EAG/l pour celle extraite par le procédé à chaud. En effet, l'huile d'olives extraite à froid s'avère nettement plus riche en phénols totaux que l'huile obtenue par le procédé à chaud. Les variations de ces teneurs observées sont dues à la différence du degré de maturité des olives, mais dépendent également du procédé d'extraction. Les degrés de température appliqués lors de l'extraction ont, ainsi, relativement altéré la concentration en principaux composés phénoliques totaux constitutifs de l'huile.

Conclusion Générale

Conclusion :

L'étude a été réalisée afin de déterminer l'effet de deux procédés d'extraction traditionnelle sur la composition qualitative et quantitative des huiles d'olives.

Les résultats obtenus ont montré que l'élaboration des huiles d'olives contribue significativement à une perte en composés phénoliques qui est étroitement dépendante de la procédure d'extraction adoptée. L'analyse quantitative a bien mis en évidence un impact significatif du procédé d'élaboration sur le taux en composés phénoliques des huiles dont les teneurs ont été supérieures dans le procédé à froid que le procédé à chaud.

Les procédés d'élaboration des huiles semblent affecter moins, la composition en acide oléique ; composé majoritaire dans les olives fraîches. Les teneurs en acidité libre inférieures à 0,8% d'acide oléique ont permis de classer toutes les huiles analysées dans la catégorie d'huile extra vierge.

Parallèlement à la perte en composés phénoliques, l'activité antioxydante des extraits d'olives a été modulée par le traitement d'élaboration, et l'ampleur de l'effet s'avère varier selon le procédé, et selon la variété utilisée. Elle est plus affectée, par le procédé d'extraction à chaud qu'en milieu à froid.

Le procédé d'élaboration a exercé une moindre influence sur la capacité antioxydante de l'huile d'olive extraite par le procédé à froid que celle élaborée via le procédé à chaud. Néanmoins, aucune différence dans la capacité à décolorer le β -carotène n'a été notée dans les huiles issues des deux modes d'extractions.

Au terme de cette étude, il est à noter que le procédé à froid est le mieux adapté pour l'extraction, ce qui permet de conclure que la chaleur affecte relativement la nature des composantes de l'huile d'olives ; c'est également la plus conservatrice en composés phénoliques.

Les huiles d'olives constituent donc une source naturelle prometteuse en divers composés phénoliques dotés d'activités antioxydantes importantes et très bénéfiques pour la santé.

Ces résultats ne sont que partiels et d'autres travaux s'imposent car les approches adoptées dans les deux procédés technologiques d'extraction traditionnels des huiles restent globales. Il serait alors très intéressant de cibler les principales étapes pouvant engendrer des pertes moindres en composés phénoliques à même de préserver au mieux, la capacité antioxydante des huiles d'olives lors de leurs élaborations. Les efforts doivent être orientés, également, afin

Conclusion

de minimiser au mieux les pertes en composants essentiels lipidiques par une optimisation efficace du meilleur procédé d'extraction traditionnel pouvant aboutir à une nouvelle méthode d'élaboration des huiles en Algérie.

Référence bibliographique

Référence bibliographique

A

AFIDOL, (2002). Bulletin d'information d'AFIDOL (Association française interprofessionnelle de l'olive). Inf.N°3.

Ait Yacine Z. (2001). Etude des facteurs déterminant la meilleure période de récolte des olives (var. Picholine marocaines) Destinées à la trituration dans le TADLA. Thèse de Doctorat d'état ès-Sciences, Université Mohamed I, Faculté des Sciences, Oujda. p : 1-106.

Ait Yacine Z., Serhrouchni M. and Hilali S. (2002). Evolution de la composition acide de l'huile d'olive à différents stades de la maturité des olives. Cas du Périmètre du Tadla-Maroc. *Olivae*, 94:51-53.

Ajila C.-M., & Brar S.-K., (2012). Role of Dietary Antioxidants in Cancer, In: Nutrition, Diet and Cancer, Shankar, S. et Srivastava, R.K. (Eds.), *Springer Science & Business Media* : 384-404.

Alba Mendoza J.A. (1999). Separation des phases solide et liquide (analyse des différentes méthodes). Séminaire international sur les innovations scientifiques et leurs applications en oléiculture et oleotechnique, Florence, 10, 11 et 12 mars 1999. Conseil Oleicole International, 1-20.

Al-Jaber N.-A., Awaad A.-S. & Moses J.-E. (2011). Review on some antioxidant plants growing in Arab world. *Journal of Saudi Chemical Society*, 15: 293–307.

Allalout A., Krichène D., Methenni K., Taamalli A., Oueslati I., Daoud D. and Zarrouk M. (2009). Characterization of virgin olive oil from super intensive Spanish and Greek varieties grown in northern Tunisia. *Scientia Horticulturae*, 120: 77-83.

Andrewes P., Busch J.L.H.C., Joode T., Groenewegen A. & Alexandre H. (2003). Sensory properties of virgin olive oil polyphenols: identification of deacetoxy-ligstroside aglycon as a key contributor to pungency. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51:1415-1420.

Apak R., Gorinstein S., Böhm V., Schaich M.K., Özyürek M. & Güçlü K. (2013).
Apak R., Güçlü K., Demirata B., Özyürek M., Esin Çelik S., Bektaşoğlu B., Berker K.-I. & Özyurt D. (2007). Review: Comparative Evaluation of Various Total Antioxidant Capacity Assays Applied to Phenolic Compounds with the CUPRAC Assay. *Molecules*, 12: 1496-1547.

Aponte M., Ventrino V., Blaiotta G., Volpe, G., Farina V., Avellone G., Lanza C.M. & Moschetti G. (2010). Study of green Sicilian table olive fermentations through microbiological, chemical and sensory analyses. *Food Microbiology*, 27 : 162–170.
Methods of measurement and evaluation of natural antioxidant capacity/activity (IUPAC Technical Report). *Pure Applied chemistry*, 85: 957–998.

Référence bibliographique

B

Baccouri O, Guerfel M, Baccouri B et Cerretani L. (2008). Chemical composition and oxidative stability of Tunisian monovarietal virgin olive oils with regard to fruit ripening. *Food Chemistry*, 109: 743-754.

Balatsouras G. (1997). Méthodes d'élaboration des olives de table. Chapitre 8, In : Encyclopédie de l'olivier, conseil oléicole international (Ed.). Edition COI. pp. 297-341.

Balatsouras G., Tsibri, A., Dalles T. & Doutsias G. (1983). Effects of Fermentation and Its Control on the Sensory Characteristics of Conservolea Variety Green Olives. *Applied and Environmental Microbiology*, 46, 68-74.

Bendini A., Cerretani L., Carrasco-Pancorbo A., Gómez-Caravaca A.M., Segura Carretero A., Fernández-Gutiérrez A. & Lercker G. (2007). Phenolic molecules in virgin olive oils: a survey of their sensory properties, health effects, antioxidant activity and analytical methods. An overview of the last decade. *Molecules*, 12: 1679-1719.

Ben Othman N., Roblain, D., Chammen N., Thonart P. & Hamdi M. (2009). Antioxidant phenolic compounds loss during the fermentation of Chétoui olives. *Food Chemistry*, 116: 662–669.

Brenes Balbuena M., Garcia Garcia P.& Garrido Fernandez A. (1992). Phenolic compounds related to the black color formed during the processing of ripe olives. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 40: 1192- 1196

Brenes M., García A., De los Santos B., Medina E., Romero C., de Castro A. & Romero F. (2011). Olive glutaraldehyde-like compounds against plant pathogenic bacteria and fungi. *Food Chemistry*, 125: 1262–1266.

Bianchi G. (2003). Lipids and phenols in table olives. *European Journal of Lipid Science Technology*, 105: 229–242.

Blekas G., Vassilakis C., Harizanis C., Tsimidou M. & Boskou D.-G. (2002). Biophenols in table olives. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 50: 3688-3692.

Bruneton. (2002). Phytothérapie, les données de l'évaluation. Edition Tec&Doc, Lavoisier EM inter. pp. 174, 175.

Boskou G., Fotini N., Salta, Chrysostomou S., Mylona A., Chiou A. & Andrikopoulos N.K. (2006). Antioxidant capacity and phenolic profile of table olives from the Greek market. *Food Chemistry*, 94 : 558–564.

C

Cabrini L., Barzanti V., Cipollone M., Florentinio B. & Zambin L. (2001). Antioxidants and total peroxyl radical-trapping ability of olives and seed oils. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49 : 6026- 6032.

Caponio F, Pasqualone A, and Gomes T. (2005). Changes in the fatty acid composition of vegetable oils in model dough's submitted to conventional or microwave heating," *International Journal of Food Science and Technology*, vol. 38, no. 4, pp. 481–486, 2005

Référence bibliographique

Cai Y., Luob Q., Sunc M. & Corke H. (2004). Antioxidant activity and phenolic compounds of 112 traditional Chinese medicinal plants associated with anticancer. *Life Sciences*, 74: 2157–2184.

Cano-Lamadrid M., Gir I.F, Pleite R., BurlF., Corell M.& Moriana A., Carbonell-

Charoenprasert S. & Mitchell A., (2012). Factors influencing phenolic compounds in table olives (*Olea europaea*). *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 60: 7081-7095.

C.O.I. (2003). Classification des huiles d'olive. Normes internationales applicables à l'huile d'olive et à l'huile de grignon d'olive. Conseil Oléicole International.

Cowan M. M. (1999). Plant Products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12 (4) : 564- 882.

Criado M.N., Motilva M.J., Goni M. & Romero M.P. 2007. Comparative study of the effect of the maturation process of the olive fruit on the chlorophyll and carotenoid fractions of the drupes and virgin olive oils from *Arbequina* and *Farga* cultivars. *Food Chemistry*, 100 : 748- 755.

Conseil Oléicole International (COI, 2013) - Estimations pour 2013/14, market newsletter no 76 – October 2013, p 6.

D

DSASI (2015). Direction des Statistiques Agricoles et des Systèmes d'Informations. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rurale. Bejaia.

De Castro A. & Brenes M. (2001). Fermentation of washing waters of Spanish-style green olive processing. *Process Biochemistry*, 36: 797–802.

Deiana M., Aruoma O.L., Bianchi M.L., Spencer J.P., Kaur H., Halliwell B., Aeschbach R., Banni S., Dessi M.A. & Corongiu F.P. (1999). Inhibition of peroxynitrite dependent DNA base modification and tyrosine nitration by the extra- virgin olive oil-derived antioxidant hydroxytyrosol. *Free Radical Biological Medical*, 26: 762- 769

Demnati D, (2008). L'huile d'olive vierge : Qualité et dégustation. Publication. IAV. Hassan II (Rabat) : Technologie Alimentaire, Analyse Sensorielle et Gestion de la Qualité. Royaume du Maroc.

Di Giovachino L. (1991). L'extraction de l'huile d'olive par le système de la pression, de la centrifugation et de la percolation: incidence des techniques d'extraction sur les rendements enhuile. *Olivae*, 36 :14-40.

Di Giovachino L., Sestili S. and Di Vincenzo D. (2002). Influence of olive processing on

Référence bibliographique

virginolive oil quality. *European Journal of Lipids and Science Technology*, 104: 587–601.

E

ENCYCLOPEDIE MONDIALE DE L'OLIVIER .avril 1997.Par FAUSTO LUCHETTI, Directeur Exécutif du C.O.I.

Esti, M. Cinquanta, L. et La Notte, E. (1998) Phenolic compounds in different olive varieties.

Journal of Agricultural and Food Chemistry, 46 : 32-35.

F

Fernández-Bolaños J.-G., López Ó., López-García M.-Á. & Marset A. (2012). Biological Properties of Hydroxytyrosol and Its Derivatives. In: *Olive Oil - Constituents, Quality, Health Properties and Bioconversions*, Dimitrios Boskou (Ed.), InTech. ISBN: 978-953-307-921-9. pp. 375-395.

G

Garrido Fernández A., Fernandez Diez M.-J. & Adams M.-R. (1997). Table Olives.

Ghambari R., Anwar F., Alkharfy K.-M., Gilani A.-H. & Saari N. (2012). Valuable Nutrients and Functional Bioactives in Different Parts of Olive (*Olea europaea L.*). *A Review International Journal of Molecular Sciences*, 13: 3291-3340.

Ghoul M. & Chebil L. (2012). Enzymatic polymerisation of phenolic compounds by oxidoreductases, *SpringerBriefs in Green Chemistry for Sustainability*: 36-38.

Gimeno E., Castellote A.I., Lamuela-Raventos R.M., De la Torre M.C. and Lopez-Sabater M.C. (2002). The effects of harvest and extraction methods on the antioxidant content (phenolics, α -tocopherol, and β -carotene) in virgin olive oil. *Food Chemistry*, 78: 207-211.

Gomez-Caravaca A. M., Cerretani L., Bendini A., & Segura-Carretero A. (2008). Effects of fly attack (*Bactrocera oleae*) on the phenolic profile and selected chemical parameters of olive oil. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 56: 4577-4583.

Goulas V., Charisiadis P., Gerothanassis I.-P. & Manganaris G.-A. (2012). Classification, Biotransformation and Antioxidant Activity of Olive Fruit Biophenols: A Review. *Current Bioactive Compounds*, 8 : 232-239.

Grounta A., Nychas G.-J.E. & Panagou E.-Z. (2013). Survival of food-borne pathogens on natural black table olives after post-processing contamination. *International Journal of Food Microbiology*, 161: 197–202.

Gülçin İ. (2012). Antioxidant activity of food constituents: an overview. *Archives of Toxicology*, 86: 345–391.

Référence bibliographique

H

(Haddada *et al.*, (2008), Concernant l'indice de peroxyde qui détermine la quantité d'hydroperoxydes présents dans l'huile d'olives permettant de mesurer l'auto-oxydation des lipides

I

ITAFV, (2008). L'oléiculture en Algérie – Situation actuelle de l'oléiculture en Algérie.

ITAFV, (2009). Les principales maladies de l'olivier et moyens de lutte. Institut Technique de l'arboriculture fruitière et de la vigne, Algérie.

Interesse, Rugierro A., (1971). Torremolinos. Confint des tech. Oléiculture. Univ. De Bari. 14-19.

K

Kalua C.M., Allen MS., Bodgood D.R., Bishop A.G., Prenzler P.D. & Robards. (2007).

Olive oil volatile compounds, Flavor developpement and quality. A Critical Review, *Food Chemistry*, 100: 273.

Karleskind A., Wolff J. & Guthmann J.-F. (1992). Manuel des corps gras. (Tome 1).

Edition Tec & Doc:pp 222.

Kiai H. & Hafidi A. (2014). Chemical composition changes in four green olive cultivars during spontaneous fermentation. *Lebensmittel-Wissenschaft-Technologie- Food Science and Technology*, 57: 663-670.

Kiritsakis et Markakis (1987). Effect of olive collection regim on olive oil quality. *Journal of Science Food and Agriculture*, 35: 677-680.

L

Laguerre M., López-Giraldo L.-J., Lecomte J., Pina M. & Villeneuve P. (2007). Outils d'évaluation *in vitro* de la capacité antioxydante. *Oléagineux Corps Gras et Lipides*, 14 : 278-292.

Landete J.M., Rodríguez H., Curiel J.A., de las Rivas B., de Felipe F.L. & Muñoz R.

(2010). Degradation of Phenolic Compounds Found in Olive Products by *Lactobacillus plantarum* Strains. In: Olives and Olive Oil in Health and Disease Prevention, Preedy V.R. et Watson R.R. (Eds.). ISBN: 978-0-12-374420-3. pp: 387-396.

Lanza B. (2012). Chapter 16: Nutritional and Sensory Quality of Table Olives. In: Olive Germplasm – The Olive Cultivation, Table Olive and Olive Oil Industry in Italy, Lanza B. (Ed.), édition In Tech. pp. 343-368.

Référence bibliographique

Lavermicocca P., Valerio F., Lisa Lonigro S., De Angelis M., Morelli L., Luisa Callegari M., Rizzello, C.-G. & Visconti A. (2005). Study of Adhesion and Survival of Lactobacilli and Bifidobacteria on Table Olives with the Aim of Formulating a New Probiotic Food. *Applied and Environmental Microbiology*, 71: 4233–4240.

Leger C.L. ; Carbonneau M.A. ; Michel F. ; Mas E. ; Monier L. ; Cristol J.P. & Descomps

B. (2005). A thromboxane effect of a hydroxytyrosol rich olive oil wastewater extract in patients with uncomplicated type I diabetes. *European Journal of Clinical Nutrition*, 59 : 727-730.

López A., García P. & Garrido A. (2008). Multivariate characterization of table olives according to their mineral nutrient composition. *Food Chemistry*, 106: 369–378.

M

Manfred M.et Moll N. (1998). Additifs alimentaires et auxiliaires technologiques. 2^{ème} Edition. Dunod. pp 93

Mafrak A. (2003). Radiolyse Gamma des flavonoïdes. Etude de leurs réactivités avec les radicaux issus des alcools : formation de dépsides. Thèse de doctorat, Université de LIMOGES. pp.175.

Malheiro, R., Sousa, A., Casal, S., Bento, A., Pereira, J.-A. (2011). Cultivar effect on the phenolic composition and antioxidant potential of stoned table olives. *Food and Chemical Toxicology*, 49, 450–457.

Malheiro R, Casal S, Teixeira H, Bento A, Pereira JA. (2013). Effect of Olive Leaves Addition during the Extraction Process of Overmature Fruits on Olive Oil Quality. *Food Bioprocess Tech* 6: 509-521.

Martinella F., Basile B., Morellid G., d'Andriad R. & Tonuttia P. (2012). Effects of irrigation on fruit ripening behavior and metabolic changes in olive. *Scientia Horticulturae*, 144: 201–207.

Medina M., de Castro A., Romero C., Ramírez E. & Brenes M. (2013). Effect of antimicrobial compounds from olive products on microorganisms related to health, food and agriculture. Microbial pathogens and strategies for combating them: Science, Technology and Education (A. Méndez-Vilas, Ed.), édition FORMATEX. pp. 1087-1094.

Metzidakis I., Gerasopoulos D. and Kiritsakis K. (1995). Effet de la durée du séjour des olives dans les filets sur les caractéristiques qualitatives de l'huile d'olive. *Olivae*, 56 : 40-43.

Montedoro G, (1989). Huile - Variétés et technologies influencent la qualité. *Olivae*, 29 : 28-30.

Référence bibliographique

N

Negre Salvayre N. & Salvayare R. (2005). Effet protecteur des acides gras contre le stress oxydatif: Implication en physiopathologie vasculaire. *Oleagineux Corps Gras et Lipides*, 12 (5-6): 433- 438.

O

Obied H.-K., Paul D., Prenzler P.-D. , Ryan D., Servili M., Taticchi A., Esposito S. et Robards K. (2008). Biosynthesis and biotransformations of phenol-conjugated oleosidic secoiridoids from *Olea europaea* L. *Natural Product Reports*, 25: 1167–1179.

Obied H.-K., Prenzler P.D., Omar S.H., Ismael R., Servili M., Esposito S., Taticchi A., Selvaggini, R. & Urbani S. (2012). Chapter 6: Pharmacology of Olive Biophénols. In: *Advances in Molecular Toxicology*, 6:196-218.

Oliveira M., Brito D., Catulo L., Leitão F., Gomes L., Silva S., Vilas Boas L., Peito A., Fernandes I., Gordo F. & Peres C. (2004). Biotechnology of olive fermentation of Galega Portuguese variety. *Grasas y Aceites*, 55 (3): 219-226.

Oliveras López, M.-J., Innocenti, M., Ieri, F., Giaccherini, C., Romani, A. & Mulinacci, N. (2008). HPLC/DAD/ESI/MS detection of lignans from Spanish and Italian *Olea europaea* L. fruits. *Journal of Food Composition and Analysis*, 21: 62-70.

Ouaouich A et Chimi H, (2007). Guide du producteur d'huile d'olive. ONUDI. Vienne.182-206.

Owen R.W., Haubner R., Mier W., Giacosa A., Hull W.E., Spiegelhalder B., & Bartsch H., (2003). Isolation, structure elucidation and antioxidant potential of the major phenolic and flavonoid compounds in brined olive drupes. *Food and Chemical Toxicology*, 41:703–717.

P

Patumi M., d'Andria R., Marsilio V., Fontanazza G., Morelli G. & Lanza B. (2002).

Pereira J.-A., Pereira A.-P.G., Ferreira I.-C. F. R., Valenta P., Andrade P.-B., Seabra R., Estevinho L. & Bento A. (2006). Table Olives from Portugal: Phenolic Compounds, Antioxidant Potential and Antimicrobial Activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54: 8425-8431.

Pereira, A.P., Pereira J.A., Bento, A. & Estevinho M.L. (2008). Microbiological characterization of table olives commercialized in Portugal in respect to safety aspects. *Food and Chemical Toxicology*, 46: 2895–2902.

Peres C., Peres C.-M., Moreira L., Alves M., Maricato J., Xavier Malcata F. (2013).

Table olives: A natural source of health- promoting bioactive nutrients and probiotics. *Options Méditerranéennes*, 106: 171- 177.

Piga A., Pinna L., Del Caro A., Aggabio M., (2005). *Lebensen Wess Technology*, 38: 425-429.

Référence bibliographique

Perrin J.L. (1992). Les composés mineurs et les antioxygènes naturels de l'huile d'olive. *Revue Française des Corps Gras*, 39 (1/2): 25- 31.

Pessione A., Bianco G., Mangiapane E., Cirrincione S., Pessione E. (2015). Characterization of potentially probiotic lactic acid bacteria isolated from olives: Evaluation of short chain fatty acids production and analysis of the extracellular proteome. *Food Research International*, 67: 247–254.

Petrakis C. (2006). **Olive Oil Extraction in Olive Oil: Chemistry and Technology:** in *Olive Oil, Chemistry and Technology, 2nd Ed. The American Oil Chemists' Society*, 191-224.

Psomiadou E, Tsimidou M. (2001) Pigments in Greek virgin olive oils: occurrence and levels. *Science of Food Agriculture* 81: 516.

R

Ramírez E., Gandul-Rojas B., Romero C., Brenes M. & Gallardo-Guerrero L. (2015).

Composition of pigments and colour changes in green table olives related to processing type.

Food Chemistry, 166 :115–124.

Randazzo C.L., Fava G., Tomaselli F., Romeo F.V., Pennino G., Vitello E. & Caggia C. (2011). Effect of kaolin and copper based products and of starter cultures on green table olive fermentation. *Food Microbiology*, 28: 910-919.

Robards, k., Prenzler, P.-D., Tucker, G., Swatsitang, P. & Glover, W. (1999). Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chemistry*, 66: 401-436.

Roca M. & Mínguez Mosquera M.I. (2007). Carotenoid levels during the period of growth and ripening in fruits of different olive varieties (*Hojiblanca, Picual and Arbequina*). *Journal of plant physiology*, 160: 451- 459.

Rodríguez H., Curiel J.A., Landete J.M., de las Rivas B., de Felipe F.L., Gómez-Cordovés, C., Mancheño J.M. & Muñoz R. (2009). Review Food phenolics and lactic acid bacteria. *International Journal of Food Microbiology*, 132: 79–90.

Romero C., Brenes M., Yousfi K., Garcia P., Garcia A. & Garrido A. (2004). Effect of cultivar and processing method on the contents of polyphenols in table olives. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 52: 479-484.

Ryan D. & Robards K. (1998). Phenolic compounds in olives. *Analyst*, 123: 31–44.

Ryan D., Robards K., & Lavee S., (1999). Changes in phenolic content of olives during maturation. *International Journal of Food Science and Technology*, 37: 523- 526.

Référence bibliographique

Ryan D., Antholovich M., Prenzler P.D., Robard K., and Lavee S. (2002). Biotransformations of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *Scientia Horticulturae*, 92: 147- 176.

S

Sahan Y., Cansev A. & Gulen H. (2013). Effect of Processing Techniques on Antioxidative Enzyme Activities, Antioxidant Capacity, Phenolic Compounds, and Fatty Acids of Table Olives. *Food Science & Biotechnology*, 22: 613-620.

Saija A., Trombetta D., Tomaino A., Lo Cascio R., Princi, P., Uccella N., Bonina, F.

Saija A., & Uccella N. (2001). Olive biophenols: Functional effects on human wellbeing.

Trends in Food Science and technology, 11: 357- 363.

Salvador M.D., Aranda F., Gómez-Alonso S. and Fregapane G. (2003). Influence of extraction system, production year and area on *Cornicabra* virgin olive oil: a study of five crop seasons. *Food Chemistry*, 80: 359-366.

Siddiq, M., Ahmed, J, Gloria Lobo, M. & Ozadali F. (2012). Tropical and sub tropical fruits: post harvest, physiologie, processing and packaging. Edition John Wiley & Sons.Inc. ISBN 978-08138-1142-0. pp. 37-503.

Sivakumar G., Bati C.B. & Uccella N. (2005). HPLC-MS screening of the antioxidant profile of Italian olive cultivars. *Chemistry of Natural Compounds*, 41: 588-591.

Soler Rivas C., Espin J.C. & Wichers H.J. (2000). Review: Oleuropeine and related

Compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80: 1013- 1023.

Soler Rivas C., Espin J.C. & Wichers H.J. (2000). Review: Oleuropeine and related

Sousa A., Ferreira I.C.F.R., Calhella R., Andrade P.B., Vlentão P., Seabra R., Estevinho L., Bento, A. & Pereira J.A. (2006). Phenolics and antimicrobial activity of traditional stoned table olives “Alcaparra”. *Bioorganic & Medicinal Chemistry*, 14: 8533-8538.

T

Tamendjari A., Angerosa F & Bellal MM. (2004). Influence of *Bactrocera Oleae* infestation on olive oil quality during ripening of Chemlal olives. *Italian Journal of Food Science*, 16: 343- 354.

Tamendjari A., Angerosa F., Mettouchi S. & Bellal M.M. (2009). The effect of fly attack (*Bactrocera oleae*) on the quality and phenolic content of chemlal olive oil. *Grasas Y Aceites*, 60: 507-513.

Tamer C.E., İncedayı B., Yildiz B., & Çopur Ö.U. (2012). The use of vacuum impregnation for the debittering green olives. *Food and Bioprocess Technology. An International Journal, Springer Science & Business Media* (communication): 5p.

Référence bibliographique

Tanouti K, Serghini-Caid H, Chaieb E, Benali A, Harkous M, Elamrani A. (2011) Qualitative improvement of olive oils produced in eastern Morocco. Laboratory technologies. Volume 6, No. 22.

Tuck K.L. and Hayball P.J. (2002). Major phenolic compounds in olive oil: metabolism and health effects. *Journal of Nutritional Biochemistry*, 13(11): 636-644.

U

Uceda M., Jiménez A. and Beltrán G. (2006). Olive oil extraction and quality. *Grasas y Aceites*, 57 (1): 25-31.

Uzzan A, (1992). Huile d'olive. In : Manuel des corps gras. Tome I. Ed. Tec et Doc Lavoisier. 763-768.

V

Vinha A.-F., Ferreres F., Silva B.-M., Valentão P., Gonçalves A., Pereira J.-A., Oliveira M.-B., Seabra R.-M. & Andrade P.-B. (2005). Phenolic profiles of Portuguese olive fruits (*Olea europaea L.*): Influences of cultivar and geographical origin. *Food Chemistry*, 89: 561–568.

Visioli F. and Galli C. (1998). Olive Oil Phenols and their Potential Effects on Human Health. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 46: 4292-4296.

Visioli F., Poli A. and Galli C. (2002). Antioxidant and other biological activities of phenols from olives and olive oil. *Medicinal Research Reviews*, 22 (1): 65-75.

W

Wiesman Z. (2009). Oil extraction and processing biotechnologies: in Desert Olive Oil Cultivation. Advanced Bio Technologies. Elsevier's Science & Technology Rights. 223-239.

Z

Zarrouk, M. Marzouk, B. Ben Milled, D. et Cherif, A. (1996) Accumulation de la matière grasse de l'olive et effet du sel sur sa composition. *Olivae*, 61 : 41-46.

