

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOUD MAMMERI TIZI-OUZOU (UMMTO)
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES
AGRONOMIQUES

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES



Mémoire de fin d'études

En vue d'obtention du diplôme de Master en sciences biologiques
Option : Biologie et contrôle des populations d'insectes

Thème

**Influence de la mouche d'olive et de la maturation sur la qualité
de l'huile d'olive de la variété Chemlal dans la région de Tizi-
Ouzou (ITMAS).**

Présenté par:

M^{elle} OURAMDANE Katia & M^{elle} HABBI Malha

Devant le jury d'examen suivant :

Présidente : M^{me} SADLI Ep AOUAR.M MCA
Promotrice : M^{me} HEDJAL Ep CHEBHEB.M MCA
Co promoteur : M^r FACI .M..... DOCTORANT
Examinatrice : M^{me} CHIBANE .G MAB
Examinatrice : M^{elle} KHELOUL.L DOCTORANTE

Promotion 2018/2019

Remerciements

Nous remercions d'abord DIEU le tous puissant qui nous a donné la volonté, le courage et la patience afin d'accomplir et parvenir à élaborer ce travail.

Nos vifs remerciements à nos chers parents pour leur encouragement.

Nous adressons nos plus sincères remerciements au membre de jury pour leur compréhension, leur disponibilité et pour le temps qu'ils ont consacré à la lecture de ce mémoire.

A notre promotrice Madame **HEDJAL Mariam**, qui a accepté de diriger et surtout de corriger avec patience cette thèse. Vous nous avez suivies sans faille tout au long de la réalisation de ce travail. Votre rigueur, votre application, vos qualités humaines et scientifiques nous ont fascinées. La disponibilité et le sens particulier que vous avez voulu donner à ce travail ont beaucoup contribué à la valeur de cette thèse. Soyez assuré de notre profonde gratitude

Madame **AOUAR** qu'elle reçoive toute l'expression de notre gratitude pour avoir accepté de faire partie et présider ce jury et pour l'intérêt porté à ce travail. Nous tenons à lui exprimer nos sincères remerciements.

Madame **CHIBANE** et Mademoiselle **KHELOUL** d'avoir accepté de juger ce travail en qualité d'examinatrices de jury. Nous sommes reconnaissantes pour l'intérêt que vous portez à ce travail et tenons à vous exprimer à cet égard nos sincères remerciements.

Nous sommes extrêmement reconnaissantes envers Dr **Faci Massinissa** pour toute l'aide technique que nous avons reçue pendant notre partie expérimentale. Un immense merci, pour tout le bien que vous nous avez fait et tout le soutien dont vous nous avez entouré.

Dédicaces

A mes très chers parents **OURAMDANE SAID** et **MOUSSOUNI CHABHA** qui m'ont aidé et d'avoir cru en moi et me pousse toujours à faire mieux par leurs soutiens, sacrifices, compréhension, prières...etc. Je vous aime beaucoup.

A mes très chers frères : **MOUHAMED, RAFIK, KHALED** et **MERZOUK**.

A mes très chers sœurs : **OUIZA, KAISSA, ROSA, AMEL** et **NAIMA**.

A mes trois belles princesses (nièces) : **LYNDA, AMEL, LILIA** et **Emma**.

A mes deux petits anges (neveux) : **KOCEILA, ISAAC** et **NATHAN**.

A ma très chère tante **OUARDIA** pour son soutien et sacrifice.

A tous mes oncles et tantes (paternelles et maternelles).

A mes très chères copines : **MALHA, GUINOUCHE, BIBA, HANOUCHE, RYMA, DOUDOUCHE** et **SADIA**.

A toute la 2s2

A toute mon équipe (moniteurs d'enfants) pour leurs prières et leurs encouragements.

A ma chère binôme **MALHA HABBI**, pour son entente et sa sympathie.

Je dédie aussi ce travail à mes professeurs qui m'ont enseigné et à tous ce qui m'aime et que j'aime.

Dédicaces

A mes très chers parents **HABBI MOULOUD** et **HABBI FAZIA** qui m'ont aider et d'avoir cru en moi et me pousse toujours a faire mieux par leurs soutiens, sacrifices, compréhension, prières...etc. Je vous aime beaucoup.

A mon très chers frère **KARIM** pour son aide et son encouragement durant les moments difficiles.

A mes chers cousins : **FARID, ALI** et **FADHILA** et ces trois petits anges (**ZAKARIA, LYDIA** et **MANEL**).

A tous mes oncles et tantes (paternelles et maternelles).

A mes chers cousines et cousins que je considère comme sœurs et frères.

A mes très chères copines : **KATIA, GUINOUCHE, BIBA, HANOUCHE, RYMA, JOJA, RYMA LALAM** et **SOUMIA**.

A toute l'équipe moniteurs d'enfants pour leurs prières et leurs encouragements.

A ma chère binôme **KATIA OURAMDANE**, pour son entente et sa sympathie.

Je dédie aussi ce travail à mes professeurs qui m'ont enseigné et a tous ce qui m'aime et que j'aimes.

Liste des abréviations

% : Pourcentage.

°C : Degré Celsius.

Cm : Centimètre.

COI : Conseil Oléicole International.

g : gramme.

IP : Indice de Peroxyde.

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

ITMA : Institut Technique Moyen Agricole.

K232 : coefficient d'extinction spécifique à 232 nm.

K270 : coefficient d'extinction spécifique à 270 nm.

Kg : Kilogramme.

Meq : Milliéquivalent.

ml : millilitre.

N : Normalité.

NaOH : Hydroxyde de sodium.

nm : Nanomètre.

O2 : Oxygène.

PAL : Phosphatase alcaline.

Ppm : Partie par millions.

UV : Ultra Violet.

V : Volume.

Liste des figures

Figure 1 : Fruit de l'olivier et répartition de ses composés physique (Zarrouk, 2010)	3
Figure 2: Structure chimique des composés volatiles majoritaires trouvés dans l'huile d'olive vierge (Griffin, 1986)	8
Figure 3: Œuf pondu dans une olive verte (pulpe dégagée) (COI, 2007)	12
Figure 4: Larve de troisième stade de la mouche de l'olivier, <i>Bactrocera oleae</i>	12
Figure 5: Pupa de la mouche d'olive <i>Bactrocera oleae</i> (FREDON Corse, 2009).	13
Figure 6: Adulte de <i>Bactrocera oleae</i> ; femelle (à gauche) et mâle (à droite) (COI, 2007)	13
Figure 7: Cycle annuel de la mouche de l'olive (AFIDOL, 2012).	15
Figure 8: Dégâts de la mouche de l'olive sur fruit (AFIDOL, 2011).	17
Figure 9: Piège Mac- Phail pour <i>Bactrocera oleae</i> (FREDON Corse, 2009).	17
Figure 10: Piège sexuel d'observation de la mouche de l'olive (Frere, 2016).	18
Figure 11: Evolution de la teneur en matière grasse totale au cours de la formation et de la maturation de l'olive (SAF : semaines après floraison) (Zarrouk <i>et al.</i> , 1996).	21
Figure 12 : Carte géographique de la wilaya de Tizi-Ouzou (Google Maps, 2019).	26
Figure 13 : Carte géographique de Boukhalfa (ITMAS) (Google Maps, 2019).	26
Figure 14 : L'olivier de la variété Chemlal (ITMAS, 2018).	27
Figure 15: Echantillon d'olives vertes, violettes et noires (ITMAS, 2018)	27
Figure 16: L'oléodoseur de l'ITAFV de Bejaïa (Photo originale, 2018)	28
Figure 17: Boîtes de pétri qui contiennent de l'huile dans l'étuve (Laboratoire commun I, 2019)	29
Figure 18: La pesée de la boîte de pétri après séchage (Laboratoire commun I, 2019)	30
Figure 19: Les différentes étapes pour mesurer l'acidité de l'huile (laboratoire commun II, 2019)	31

Figure 20: Les différentes étapes pour mesurer l'indice de peroxyde de l'huile d'olive (Laboratoire commun II, 2019)	32
Figure 21: Les différentes étapes pour l'absorbance dans l'UV (laboratoire de chimie, 2019)	34
Figure 22: La coloration bleue de polyphénols (Laboratoire commun I, 2019)	35
Figure 23: Les différentes étapes du dosage des polyphénols pour les échantillons d'huile d'olive (Laboratoire commun I, 2019)	36

Liste des tableaux

Tableau I : Composition chimique moyenne de l'olive (Benlemlih et Ghanam, 2012).	3
Tableau II : Composition en acide gras d'une huile d'olive (Boskou D. 2006).	6
Tableau III : Insectes auxiliaires de <i>Bactrocera oleae</i>	20

Sommaire

Introduction générale	01
-----------------------------	----

Partie bibliographique

Chapitre I : L'olive et l'huile d'olive	03
I.1. L'olive.....	03
I.1.1. Structure de l'olive.....	03
I.1.2. Composition chimique de l'olive	03
I.2. L'huile d'olive	04
I.2.1.Définition de l'huile d'olive	04
I.2.2.Techniques de transformation de l'olive à l'huile	04
I.2.2.1. Récolte et effeuillage.....	04
I.2.2.2 Lavage et broyage	04
I.2.2.3. Malaxage.....	04
I.2.2.4. Séparation des phases.....	05
I.2.2.4.1. Système d'extraction par presse (discontinu)	05
I.2.2.4.2. Système d'extraction par centrifugation (continue)	05
I.2.3. Composition de l'huile d'olive	05
I.2.3.1. Fraction saponifiable	06
I.2.3.1.1. Acides gras	06
I.2.3.1.2. Triglycérides.....	07
I.2.3.1.3. Phospholipides	07
I.2.3.2. Fraction insaponifiable.....	07
I.2.3.2.1. Composés aromatiques	07
I.2.3.2.2. Composés phénoliques	08
I.2.3.2.3. Les tocophérols	09
I.2.3.2. 3. Les stérols	09
I.2.3.2.4. Hydrocarbures.....	10
I.2.3.2.5. Les pigments	10

Chapitre II: Données bibliographiques sur la mouche d'olive <i>Bactrocera oleae</i>	11
II.1. Classification	11
II.2. Description des différents stades de développement	11
II.2.1. L'œuf	12
II.2.2. La larve	12
II.2.3. La pupe	13
II.2.4. L'adulte	13
II.3. Cycle biologique	14
II.4. Facteurs favorisant le développement de la mouche	15
II.4.1. La température	15
II.4.2. Le Climat	15
II.4.3. Les Variétés	16
II.4.4. L'irrigation	16
II.4.5. La taille	16
II.5. Dégâts	16
II.5.1. Dégâts quantitatifs	16
II.5.2. Dégâts qualitatifs	16
II.6. Méthodes de suivi	17
II.7. Stratégies de lutte	18
II.7.1. Approche prophylactique	18
II.7.1.1. Conduite culturale	18
II.7.1.2. Le travail du sol	18
II.7.1.3. L'argile blanche calcinée	19
II.7.1.4. Les Arbres pièges	19
II.7.2. La lutte curative	19
II.7.2.1. La lutte biologique	19
II.7.2.2. La Lutte chimique	19
II.8. Les prédateurs naturels de la mouche	20

Chapitre III : Effet de la maturation des olives sur les caractéristiques d'huile	21
III.1 Processus de maturation	21
III.1.1. Evolution du Poids des fruits	21
III.1.2 Evolution de la teneur en matière grasse dans l'olive (lipogenèse)	21
III.1.3. Evolution de la composition de l'huile durant la maturation	22
III.1.3.1. La composition en acides gras	22
III.1.3.2. La composition en chlorophylles	22
III.1.3.3. La composition en caroténoïdes	23
III.1.3.4. La composition phénolique	23
III.1.4. Evolution des paramètres de qualité de l'huile	24
III.1.4.1. Acidité	24
III.1.4.2. Etat d'oxydation	24
III.2 Facteurs influençant le processus de maturation	24
III.2.1 Effet de la variété	24
III.2.2 Effet des pratiques culturales	25
III.2.3 Effet des conditions climatiques	25
III.2.4 Effet des ravageurs	25

Partie expérimentale

I-Matériels et méthodes	26
I.1. Présentation de la zone d'étude	26
I.2. Matériel végétal	27
I.3. Récolte des échantillons et extraction de l'huile	27
I.4. Analyse de l'huile d'olive	29
I.4.1. Teneur en eau de l'huile d'olives	29
I.4.2. Acidité libre	30
I.4.3. Indice de peroxyde (IP)	31
I.4.4. Absorbance dans l'UV	33
I.4.5. Dosage des chlorophylles et caroténoïdes	34

I.4.6. Extraction et Dosage des polyphénols totaux	34
I.5. Analyse statistique	37
II-Résultat et discussions	38
II.1. Résultats des analyses de l'huile d'olive	38
II.1.1. Humidité de l'huile.....	38
II.1.2. Acidité libre	39
II.1.3. Indice de peroxyde	40
II.1.4. L'absorbance dans l'UV	41
II.1.5. Les pigments colorés.....	43
II.1.6. Les polyhénols	45
Conclusion générale	48

Introduction

Introduction

L'olivier (*Olea europaea*) est l'un des arbres les plus caractéristiques de la région méditerranéenne. Il a une grande importance nutritionnelle, sociale, culturelle et économique sur les peuplements de cette région où il est largement distribué (Claridge et Walton, 1992). Actuellement, près de 98% d'oliviers cultivés dans le monde se trouvent dans le Bassin méditerranéen. Les 2% restant se trouvent dans le nord et le sud d'Amérique, en Australie, en Afrique du sud, Irak, Afghanistan et récemment en Chine (Bolmont *et al.*, 1998).

En Algérie, l'oléiculture représente la culture fruitière la plus répandue. Elle couvre 24% de la surface agricole utilisée soit 234 177 ha répartis notamment sur les zones Est et Centre-Est du pays (en particulier Bejaïa, Tizi-Ouzou, Bouira, Bordj-Bouarreridj, Sétif et Jijel), qui représentent ensemble 69% de la superficie totale de l'oléiculture (Anonyme, 2011). Depuis les années 1950, une collection regroupant les principales variétés cultivées dans les pays oléicoles de la méditerranée ont été introduites en Algérie. L'introduction de nouvelles variétés est une stratégie très utilisée dans les pays oléicoles méditerranéens car elle permet d'abréger les phases préliminaires de l'obtention de nouvelles variétés.

L'évolution de la consommation de l'huile d'olive vierge à l'échelle internationale est tributaire de sa qualité. Celle-ci est fondée sur des normes internationales définies par le Conseil Oléicole International. Par ailleurs, les paramètres de qualité et d'authenticité sur lesquels les normes sont fondées se trouvent très influencés par plusieurs facteurs et par leurs interactions, à savoir : la variété, l'environnement, les techniques culturales, l'époque de récolte, les techniques d'extraction, les maladies et les attaques d'insectes ravageurs. La mouche d'olive est sans doute parmi les principaux ravageurs qui occasionnent des dégâts aussi bien qualitatifs que quantitatifs sur la production oléicole (Cimato, 1990; Kiritsakis, 1990; Detteri et Russo, 1993 ; Cavusoglu et Oktar, 1994 ; Di Giovacchino, 1996).

C'est donc ce contexte que s'inscrit notre travail, dans l'objectif est d'étudier les caractéristiques physico-chimiques de l'huile d'olive issue des fruits sains et des fruits attaqués par la mouche d'olive au cours de la maturation des olives. Pour cela nous avons scindé notre travail en trois parties : une partie bibliographique dans laquelle on retrouve au début des généralités sur l'olive et l'huile d'olive, généralités sur la mouche d'olive (*Bactrocera olea*), enfin l'effet de la maturation sur la caractéristiques de l'huile.

La partie expérimentale se compose quant à elle de : Matériel et méthodes utilisés dans notre études, suivi par les résultats et discussion. Le document se termine par une conclusion comprenant un résumé des principales informations obtenues et par des recommandations.

**Partie
Bibliographique**

CHAPITRE I :
L'olive et l'huile d'olive

Chapitre I : L'olive et l'huile d'olive

I.1. L'olive

I.1.1. Structure de l'olive

L'olive est une drupe à peau lisse, à enveloppe charnue renfermant un noyau très dur, osseux, qui contient une graine quelques fois deux. Sa forme ovoïde est typique. Sa couleur, d'abord verte, vire au violacé et au noir à maturité complète, vers octobre novembre dans l'hémisphère nord (Gigon et Jeune, 2010).

Elle pèse de 2 à 12 g, bien que certaines variétés puissent peser jusqu'à 20 g. Le péricarpe comprend deux parties : l'épicarpe (la peau) et le mésocarpe (la pulpe) qui représente environ 65-83 % du poids total. L'endocarpe (noyau) représente 13 % à 30 % du poids total (Benlemlih et Ghanam, 2012).

La figure suivante représente le fruit de l'olivier et répartition de ses composés physique.

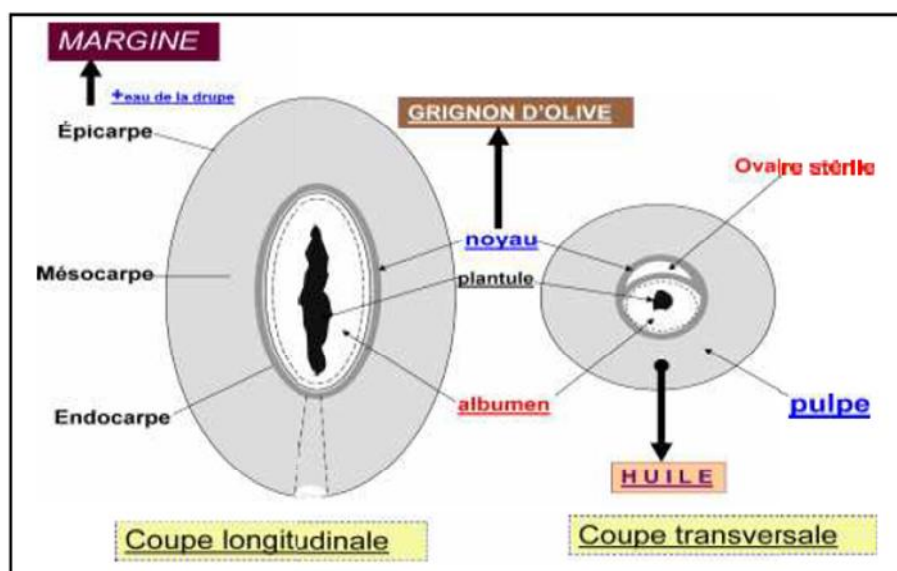


Figure 1 : Fruit de l'olivier et répartition de ses composés physique (Zarrouk, 2010).

I.1.2. Composition chimique de l'olive

Les constituants chimiques du fruit de l'olivier sont résumés dans le tableau ci-dessous.

Tableau I : Composition chimique moyenne de l'olive (Benlemlih et Ghanam, 2012).

	Eau%	Huile%	Sucre%	Cellulose%	Polyphénols%	Protéine%	Cendres%
Olive	50%	22%	18%	5,5%	1,5%	1,5%	1,5%

I.2. L'huile d'olive

I.2.1. Définition de l'huile d'olive

L'huile d'olive est l'huile provenant uniquement du fruit de l'olivier (*Olea europaea* L.) à l'exclusion des huiles obtenues par solvant ou par des procédés de ré-estérification et de tout mélange avec des huiles d'autre nature (COI, 2001). Elle est commercialisée selon les dénominations ci- après.

I.2.2. Techniques de transformation de l'olive à l'huile

Le procédé de fabrication de l'huile d'olive est relativement simple mais nécessite de respecter avec soin ses différentes étapes : Récolte, effeuillage, lavage, broyage, pressurage, décantation et stockage.

I.2.2.1. Récolte et effeuillage

Les olives peuvent être récoltées à la main, à l'aide d'un instrument appelé peigne ou avec d'autres moyens mécaniques (vibreux, secoueurs,...). Une fois ramassées, les olives doivent être débarrassées des impuretés comme les feuilles, les lichens ou la terre (Sarfati et Fouin, 2002).

I.2.2.2 Lavage et broyage

Le lavage des olives permet d'éviter l'interférence des terres avec la couleur, l'odeur, et le goût de l'huile. Le broyage des olives est réalisé à l'aide d'un broyeur à marteau. Il doit être adapté à la condition physique des olives et à leur degré de maturité. Selon la norme du Conseil Oléicole International (COI, 2006), la durée de broyage ne doit pas dépasser 20 à 30 minutes. Si le broyage est prolongé, les polyphénols inhibiteurs naturels de l'oxydation ainsi que l'huile produite s'oxydent en présence de l'air et cette dernière perd de sa qualité (Chimi, 2007).

I.2.2.3. Malaxage

Le malaxage des pâtes d'olive doit être de courte durée et il est recommandé d'opérer à une température ne dépassant pas 30°C (Demnati, 2008). Il s'effectue au moyen d'un équipement appelé malaxeur, muni d'un système permettant le réchauffement contrôlé et adéquat de la pâte pendant un temps donné de brassage continu et lent (COI, 2006).

I.2.2.4. Séparation des phases

I.2.2.4.1. Système d'extraction par presse (discontinu)

L'extraction des huiles par les presses (trois produits obtenus : huiles, margines et grignons) ne valorise pas au mieux la production du fruit d'olivier. Ce système d'extraction discontinu utilisant des presses métalliques à vis ou hydrauliques (Chimi, 2006).

L'huile est extraire de la pâte d'olive ; cependant, l'eau de végétation ainsi que le grignon d'olive sont produits en parallèle (Wiesman, 2009). Par conséquent, l'huile extraite par les presses présente un degré d'oxydation et une acidité élevés, des défauts organoleptiques, et une courte durée de conservation, ce qui est le décline dans la catégorie "lampante" (Chimi, 2006).

I.2.2.4.2. Système d'extraction par centrifugation (continue)

Il existe deux processus d'extraction par centrifugation :

a. Processus d'extraction par centrifugation a deux phases

Le procédé d'extraction des huiles d'olives fonctionne a deux phases (huile et grignons) ; cette méthode ne nécessite pas l'adjonction d'eau pour la séparation des phases huileuses et solides contenant les grignons et les margines. Il permet en outre l'obtention de rendements en huile plus élevés et plus riche en polyphénols totaux et en o-diphénols (Chimi, 2006).

b. Processus d'extraction par centrifugation a trois phases

L'extraction de l'huile d'olive dans les unités équipées de centrifugeuses a trois phases (Huiles, grignons et margines) nécessite l'ajout d'eau pour séparer les trois phases précitées. L'huile produite se trouve appauvrie de polyphénols naturels, et par conséquent ne résiste pas a l'oxydation car le taux de dégradation des polyphénols reste élevé (Chimi, 2006).

I.2.3. Composition de l'huile d'olive

A l'égale de toutes les huiles végétales, l'huile d'olive contient un grand nombre de composés structurellement hétérogènes dont les principaux sont les triacylglycérols et en moindre quantité les acides gras libres, les mono et diacylglycerols (Servili *et al.*, 2004). Outre sa richesse en lipides, l'huile d'olive contient près de 250 composés mineurs qui lui confèrent ses qualités organoleptiques et nutritionnelles (Servili et Montedoro, 2002; Servili *et al.*, 2004; Covas *et al.*, 2006).

Par ailleurs, les composés mineurs ont des effets notables sur la stabilité de l'huile au cours de son stockage (Bendini *et al.*, 2007; Baccouri *et al.*, 2008; Nevado *et al.*, 2009).

I.2.3.1. Fraction saponifiable

I.2.3.1.1. Acides gras

L'huile d'olive est composée à 98% d'acides gras sous forme de triglycérides. La composition en acide gras est très variable comme elle dépend de plusieurs facteurs (Rayan et Robards, 1998). La variabilité en acides gras est relativement importante, mais en moyenne, l'huile d'olive vierge se compose de 14% d'acides gras saturés (AGS), 72% d'acides gras monoinsaturés (AGMI), et 14% d'acides gras polyinsaturés (AGPI) (Harwood et Aparicio, 2000).

Des normes telles que celle du Conseil Oléicole International régulent, cependant, cette variabilité en plaçant des limites hautes et basses sur les proportions de chacun des acides gras (Tableau I).

Tableau II : Composition en acide gras d'une huile d'olive (Boskou D. 2006).

Acide gras	Formule brute	Codex Alimentarius (2003)	COI (2003)
Myristique	C14 :0	0,1	0, 05
Palmitique	C16 :0	7,5 - 20,0	7,5 - 20,0
Palmitoléique	C16 :1n-7	0,3 -3,5	0,3 -3,5
Heptadécanoïque	C17 :0	0,5	≤ 0,3
Heptadécenoïque	C17 :1	0,6	≤ 0,3
Stéarique	C18 :0	0,5 - 5,0	0,5 - 5,0
Oléique	C18 :1n-9	55,0 - 83,0	55,0 - 83,0
Linoléique	C18 :2n-6	3,5 - 21,0	3,5 - 21,0
α -Linolénique	C18 :3n-3	Non spécifier	1,0
Arachidique	C20 :0	0,8	0,6
Ecosanoïque	C20 :1	Non spécifier	≤ 0,4
Béhénique	C22 :0	0,3	≤ 0,2
Gadoléique	C22 :1n-9	Non spécifier	Non spécifier
Lignocérique	C24 :0	≤ 1,0	≤ 0,2

Le principal constituant lipidique de l'huile d'olive est un acide gras mono insaturé de la famille oméga-9: l'acide oléique qui représente à lui seul près de 55 à 80% des acide gras de

cette huile (Codex, 1993; Jacotot B. 2001; COI, 2003). Les acides gras polyinsaturés représentent une fraction non négligeable de l'huile et sont majoritairement représentés par l'acide linoléique oméga-6 et des traces de l'acide α -linoléique oméga-3, acides gras essentiels, indispensables pour l'organisme. Les acides gras insaturés sont généralement de configuration *cis* mais certains acides gras peuvent présenter une configuration spatiale *trans*, notamment dans les produits issus de transformations industrielles (Judd *et al.*, 1994).

I.2.3.1.2. Triglycérides

Ils constituent environ 98% de l'huile d'olive et sont principalement monoinsaturés. Les huiles d'olive sont constituées d'une vingtaine de triglycérides dont cinq sont majoritaires: OOO (trioléine; 27,53-59,34%), POO (palmityloléine; 12,42-30,57%), LOO (linoléyloléine; 4,14-17,46 %), POL (palmityl-2-oléo-3- linoléine; 2,69-12,31%) et SOO (stéaryldoléine; 3,17-8,39%) (Avec O = acide oléique; L= acide linoléique; P= acide palmitique; S= acide stéarique) (Garcia-Gonzalez *et al.*, 2008).

I.2.3.1.3. Phospholipides

Les phospholipides sont représentés par la phosphatidyl choline et la phosphatidyl éthanolamine, en très faible teneur dans l'huile d'olive (Jacotot B. 1993). Leur fonction antioxydants repose sur la capacité de leur groupement amine de chélater les métaux (Velasco et Dobarganes, 2002).

I.2.3.2. Fraction insaponifiable

I.2.3.2.1. Composés aromatiques

L'arôme distinctif de l'huile d'olive vierge est attribué à un large nombre de composés de faible poids moléculaire (figure 2), possédant une volatilité à température ambiante, développés durant et après l'extraction de l'huile du fruit d'olive (Kiritsakis A. K. 1998; Vichi *et al.*, 2003). Ces composés sont majoritairement des produits d'oxydation des acides gras. D'une manière générale, les enzymes endogènes présentes dans l'olive, dégradent les acides gras par des voies de lipoxygénases et ces produits de dégradation sont associés aux perceptions positives des arômes de l'huile d'olive (Venkateshwarlu *et al.*, 2004).

Cependant, les produits de conversion de certains acides aminés (Angerosa *et al.*, 1999), d'oxydation chimique ou dus à des enzymes exogènes (activité microbienne) sont

généralement associés à des sensations défectueuses telle que la rancidité (Aparicio *et al.*, 1997; Angerosa *et al.*, 1999).

Plus de 120 composés volatils contribuent aux propriétés sensorielles positives ou négatives de l'huile d'olive ont été identifiés (Aparicio *et al.*, 1997). On estime que plus de 70 composés contribuent au parfum et au goût particulier de l'huile d'olive. Ils sont répartis en aldéhydes, alcools, esters, hydrocarbures, cétones et furanes.

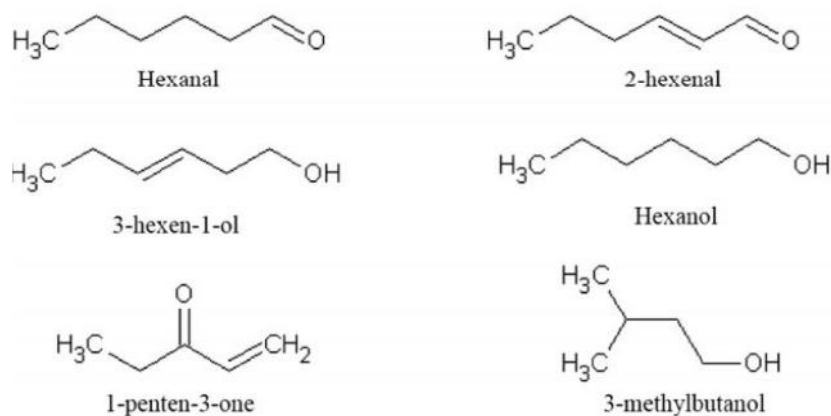


Figure 2: Structure chimique des composés volatiles majoritaires trouvés dans l'huile d'olive vierge (Griffin, 1986).

I.2.3.2.2. Composés phénoliques

L'huile d'olive vierge renferme particulièrement une quantité assez remarquable en composés phénoliques appartenant à plusieurs classes (Bendini *et al.*, 2007) avec une teneur qui varie de 50 à 1000 mg /Kg (Montedero *et al.*, 1992) où les polyphénols complexes représentent 90% (Tasioula-Margari et Okogeri, 2001).

La fraction phénolique de l'huile d'olive vierge dérive principalement de l'hydrolyse de l'oleuropeine et de ligstroside (Covas *et al.*, 2006). La famille des secoiridoïdes est la principale fraction phénolique caractérisant les plantes oléacées (Bendini *et al.*, 2007), tandis que les acides phénoliques, les alcools phénoliques, les hydroxy-isochromans et les flavonoïdes constituent la fraction mineure des composés phénoliques de l'huile d'olive vierge (Brenes *et al.*, 1999; Servili *et al.*, 2004).

Les polyphénols confèrent une grande stabilité oxydative de l'huile durant le stockage (Bendini *et al.*, 2007). L'hydroxytyrosol et l'oleuropéine sont les principaux composés phénoliques exerçant une activité antioxydante. L'acétate d'hydroxytyrosol montre une

capacité plus puissante que celle d'oleuropeine et d'oleuropéine aglycone (Tuck et Hayball , 2002).

En plus de l'activité antioxydante des polyphénols, il est bien connu que les composés phénoliques non volatiles contribuent aux propriétés organoleptiques des huiles d'olive vierges qualifiées d'être amères, piquantes (Cerretani *et al.*, 2008; Esti *et al.*, 2009) et astringentes (Morales et Tsimidou, 2000).

Des études antérieures indiquent que l'intensité de l'amertume de l'huile d'olive vierge est fortement reliée à la présence des formes dialdéhydiques et aldéhydiques d'oleuropéine aglycone et de ligstroside (Gutierrez-Rosales *et al.*, 2003).

Le deacetoxy-ligstroside aglycone est responsable de la sensation piquante perçu dans plusieurs huiles d'olive, en revanche le deacetoxy-oleuropéine aglycone occasionne une sensation piquante très faible (Andrewes *et al.*, 2003).

I.2.3.2.3. Les tocophérols

Les tocophérols sont reconnus pour leur double action bénéfique. En effet ils ont tout d'abord l'atout d'être une vitamine (vitamine E) et ils ont également une forte activité anti oxygène (Burton et Ingold, 1986). La teneur totale en tocophérols dans les huiles d'olive est très variable puisqu'elle a été reportée dans une gamme allant de quelques mg a 450 mg/kg d'huile (Gutierrez *et al.*, 1999 ; Boskou, 2006). L'alpha-tocophérol représente à lui seul 90% de la totalité des tocophérols (Sherwin, 1976). Alors que la beta, gamma et delta tocophérol ne sont présentes qu'à l'état de traces (Psomiadou *et al.*, 2003). La teneur en tocophérols est fortement influence par la variété d'olive, le stade de maturation et le processus de fabrication (Sakouhi *et al.*, 2008).

I.2.3.2. 3. Les stérols

Les stérols sont des lipides nutritionnellement importants, associés à la qualité d'huile (Rodríguez *et al.*, 2015).

Les stérols correspondent à 20% de la fraction insaponifiable de l'huile d'olive et sont présents sous forme libre et estérifiée aux acides gras (Phillips *et al.*, 2002 ; Matos *et al.*, 2007).

Les teneurs en stérols de l'huile d'olive varient de 1000 à 3000 mg/kg (Rayan *et al.*, 1998 ; Matos *et al.*, 2007). Le β -sitostérol est le principal stérol de l'huile d'olive et représente plus de 75% des stérols totaux dont les propriétés thérapeutiques sont bien discutées

(Gorinstein et *al.*, 2003). Les autres stérols sont le Δ -5-avenastérol, le campestérol et le stigmastérol (Rayan et et Robards, 1998 ; Ben Temime et *al.*, 2008).

I.2.3.2.4. Hydrocarbures

Le principal hydrocarbure de l'huile d'olive est le squalène, un terpène insaturé (isoprénoïde) dont le taux de l'huile d'olive varie de 136 à 708 mg/100g. L'huile d'olive vierge extra contient environ 400-450 mg/100 g ; l'huile d'olive raffinée en contient quelque 25 % de moins (Owen et *al.*, 2000).

Outre le squalène, l'huile d'olive contient aussi d'autres hydrocarbures, comme le β carotène (Une provitamine A), mais en très faibles quantités (β -carotène : 0,03 – 0,36 mg/100 g) (Kiritsakis et Markakis, 1987).

I.2.3.2.5. Les pigments

La couleur de l'huile d'olive est le résultat d'une solubilisation de deux types de pigments lipophiles, les caroténoïdes et les chlorophylles présents dans l'olive. La qualité est définie par une couleur vert-jaunâtre, bien que l'intensité de cette couleur peut changer selon la variété et l'état de maturité des fruits (Gandul-Rojas et *al.*, 2000). L'huile d'olive vierge contient de 1 à 2,7 ppm β -carotène et 0,9 à 2,3 ppm de lutéine.

Les caroténoïdes en particulier le β -carotène peuvent ralentir l'oxydation de l'huile par la lumière (Criado et *al.*, 2007). A l'obscurité, les caroténoïdes et leurs produits d'oxydation peuvent agir en tant que pro-oxydants dans les huiles végétales (Rahmani et *al.*, 1991).

Les chlorophylles sont des puissants pro-oxydants sous la lumière, elles agissent comme des sensibilisateurs pour produire l'oxygène singulet, et comme des antioxydants dans le noir en faisant un don d'hydrogène aux radicaux libres (Ben Tekaya et *al.*, 2006 ; Davis, 2007).

CHAPITRE II :

**Données bibliographiques
sur la mouche d'olive**

Bactrocera oleae

Chapitre II: Données bibliographiques sur la mouche d'olive *Bactrocera oleae*.

La mouche de l'Olive *Bactrocera oleae* est le ravageur le plus préoccupant pour les Oléiculteurs causant des dégâts sur fruits pouvant aller jusqu'à 30 % de fruits abimés et non utilisables. Les attaques de mouche conduisent également à une altération de la qualité de l'huile, provoquant une augmentation du taux d'acidité (INPV, 2009).

La mouche de l'olive *Bactrocera oleae* est un diptère qui s'attaque essentiellement aux fruits. Elle est considérée comme l'ennemi le plus redoutable des cultures oléicoles. *Bactrocera oleae* a été décrite pour la première fois par Gmelin et Rossi en 1788 (Meziani-Medjdoub, 2010).

II.1. Classification

La position systématique de mouche de l'olive est la suivante :

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Sous-classe : Pterygota

Infra-classe : Neoptera

Ordre : Diptera

Sous-ordre : Brachycera

Infra ordre : Muscomorpha

Famille : Tephritidae

Genre : *Bactrocera*

Espèce : *Bactrocera oleae* (Gmelin, 1970)

II.2. Description des différents stades de développement

La mouche de l'olive possède un cycle bien connu, marqué par quatre stades très différenciés ; l'œuf, la larve, la puppe et l'adulte.

II.2.1. L'œuf

Selon Villa (2003), l'œuf est de couleur blanchâtre de forme cylindrique allongé, mesure environ 0,7 mm pour 0,2 mm de diamètre. Les œufs éclosent au bout de 2 à 4 jours en été et 10 à 16 jours en automne (FREDON Corse, 2008).



Figure 3: Œuf pondu dans une olive verte (pulpe dégagée) (COI, 2007).

II.2.2. La larve

La larve est blanche, sans pattes, de forme conique et mesure de 7 à 8 mm de long (Villa, 2003). Les larves creusent des galeries dans la drupe pour se nourrir. Leur développement dure 9 à 14 jours et compte 3 stades larvaires. Ensuite les larves se nymphosent dans le fruit en une dizaine de jours pour les générations d'été et dans le sol pour la dernière génération (la larve quitte le fruit et tombe au sol). Les fruits attaqués ont un aspect fripé (FREDON Corse, 2008).

D'après Singer (2012), la larve à l'intérieur de l'olive cause une dégradation de la chair de l'olive ce qui provoque une augmentation du taux d'acidité et de l'indice de peroxyde de l'huile produite.



Figure 4: Larve de troisième stade de la mouche de l'olivier, *Bactrocera oleae*.

Source : http://entnemdept.ufl.edu/creatures/fruit/tropical/olive_fruit_fly.htm

II.2.3. La pupe

La mouche de l'olive passe l'hiver sous forme de pupe, cocon très résistant fabriqué par le dernier stade larvaire et d'où émergera l'adulte une fois sa transformation achevée (AFIDOL, 2007). Selon Villa (2003), le cocon blanc jaunâtre et elliptique reste à l'intérieur de l'olive.



Figure 5: Pupa de la mouche d'olive *Bactrocera oleae* (FREDON Corse, 2009).

II.2.4. L'adulte

L'adulte mesure 4 à 5 mm de long, son thorax est noir et se termine par un triangle blanc crème. Ses ailes sont transparentes avec un point noir à leur extrémité ce qui caractérise l'espèce. La tête est jaune-orangée avec des yeux bleu-vert (Singer, 2012).

L'abdomen est orangé avec deux tâches noires latérales sur les quatre premiers segments. La base de l'ovipositeur de la femelle est noire. Les pattes sont orangées. La durée de vie est de 30 à 90 jours (FREDON Corse, 2008). L'adulte est le stade le plus mobile, donc responsable de la dissémination de l'attaque (Warlop, 2006 ; Poullot et Warlop, 2002).



Figure 6: Adulte de *Bactrocera oleae* ; femelle (à gauche) et mâle (à droite) (COI, 2007)

II.3. Cycle biologique

La mouche de l'olive possède un cycle bien connu, marqué par trois stades très différenciés: la pupe passe l'hiver dans le sol et donne un adulte (ou imago) qui émerge au mois de mai (Poullot et Warlop, 2002).

Selon les conditions climatiques, trois à cinq générations se succèdent de juin à novembre avec un développement continu (AFIDOL, 2015). L'évolution de ce ravageur est très rapide en été et une génération ne dure qu'une quinzaine de jours. La baisse de température retarde le développement de la mouche (Bennai et Hamadache, 2012).

D'après Villa (2003), dans les régions où le froid sévit, la pupe hiverne dans la terre au pied de la plante (où tombent les larves lorsqu'elles sortent des olives), dans les régions au climat hivernal tempéré l'adulte hiverne à l'abri sous les feuilles tombées par terre. Si la récolte est tardive et repoussée tard dans l'hiver, la larve survit dans les fruits, donnant ainsi les générations tardives en automne et les premières de la nouvelle année.

Les femelles commencent à pondre à l'intérieur des olives pendant la phase de durcissement du noyau (dès la mi-juin).

En été après l'accouplement la femelle pond ses œufs sous l'épiderme d'une olive en perçant la peau avec son ovipositeur. Le trou de ponte résultant est difficile à observer à l'œil nu. Une femelle ne pond qu'une seule fois dans un fruit dont la taille est d'au moins 7-10 mm de long mais peut pondre jusqu'à 400 œufs. De plus, plusieurs femelles peuvent pondre dans le même fruit. La période de ponte dure 25-30 jours. Les œufs éclosent au bout de 2 à 4 jours en été et 10 à 16 jours en automne. Les larves creusent des galeries dans la drupe pour se nourrir. Leur développement dure 9 à 14 jours et passent par 3 stades. Ensuite les larves se nymphosent dans le fruit en une dizaine de jours pour les générations d'été et dans le sol pour la dernière génération (la larve quitte le fruit et tombe au sol). Les fruits attaqués ont un aspect fripé.

L'adulte quitte le fruit en creusant un trou de 1 mm de diamètre environ. Ce trou est parfaitement visible et caractéristique, il forme une petite tâche brune aux bords nécrosés et triangulaires qui avec le temps s'étend sur le fruit. L'insecte passe l'hiver au stade de pupe et d'adulte. Les adultes ont une durée de vie de plusieurs mois (FREDON Corse, 2008).

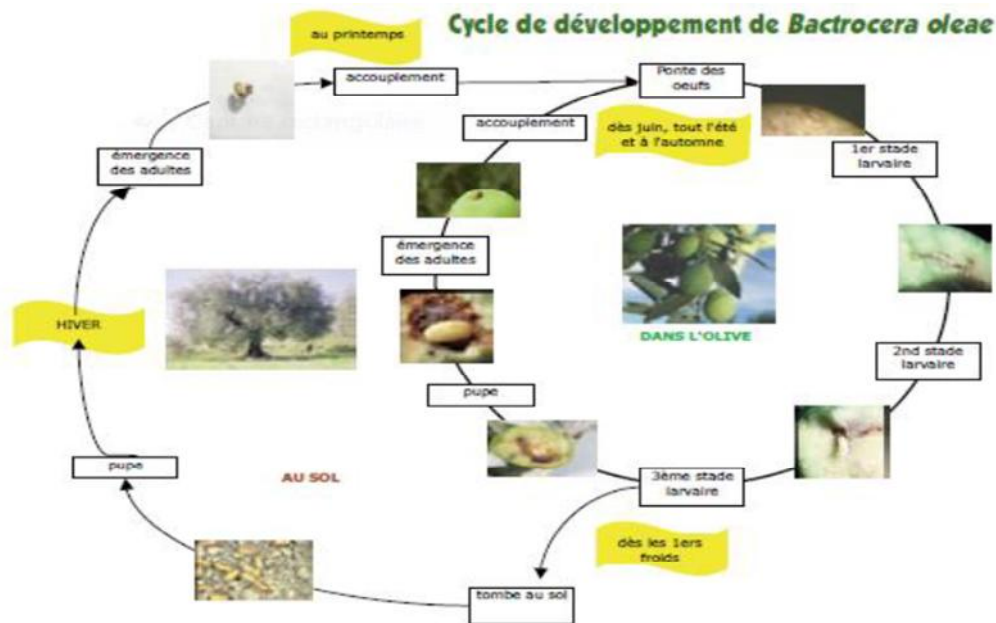


Figure 7: Cycle annuel de la mouche de l'olive (AFIDOL, 2012).

II.4. Facteurs favorisant le développement de la mouche

La mouche attaque plus facilement si la température est inférieure à 30C° et l'humidité est relativement élevée.

Les paramètres qui favorisent le développement de la mouche sont:

II.4.1. La température

Elle joue un rôle fondamental ; les métamorphoses ont lieu à 14-18C°, le développement à une température comprise entre 9 et 33C° et les activités vitales de l'insecte sont à leur apogée entre 16 et 30C°. Les températures hivernales très froides peuvent provoquer une mortalité chez les pupes et réduire considérablement leurs attaques lors des saisons suivantes ; les températures très chaudes en été peuvent également augmenter le taux de mortalité des oeufs et des jeunes larves (Villa, 2003).

II.4.2. Le Climat

L'hiver doux, le printemps précoce, l'été sans chaleur excessive et automne doux permettent à la mouche de bien se développer. Si l'humidité est élevée, les conditions deviennent idéales. Inversement après un hiver très froid ou, si l'été est caniculaire et/ou très sec, la population de mouche se développe peu (AFIDOL, 2015).

II.4.3. Les Variétés

En règle générale, les variétés précoces sont plus attaquées que les variétés tardives. Les variétés Ascolana, Lucques, Amygdalolia, Bouteillan, Belgentieroise, Boube, Grossane sont particulièrement attractives pour la mouche. Les variétés tardives comme l'Aglandau le sont moins. Cependant, nous ne connaissons pas de variété qui ne soit pas attaquée si la population de mouche est importante (AFIDOL, 2015).

II.4.4. L'irrigation

L'apport d'eau aux oliviers permet d'obtenir des fruits plus précoces, donc plus attirants pour la mouche. Par ailleurs, l'eau est indispensable dans l'environnement de la mouche. L'irrigation favorise donc sa survie dans le verger (AFIDOL, 2015).

II.4.5. La taille

La taille peut jouer un rôle positif en améliorant l'aération de l'arbre, mais elle peut être négative si en réduisant la charge elle favorise une augmentation de calibre des fruits. En effet les olives plus grosses sont plus précoces et donc attaquées en priorité par la mouche (AFIDOL, 2015).

II.5. Dégâts

La présence de l'insecte dans les oliveraies est très variable : en règle générale, les dégâts de la mouche sont plus importants dans les vergers situés à basse altitude.

Les dégâts sur la production sont à la fois quantitatifs (les olives véreuses noircissent et chutent prématurément) et qualitatifs (obtention d'une huile de mauvaise qualité avec un degré d'acidité plus élevé et de arômes altérés) (Brandeis, 2005).

II.5.1. Dégâts quantitatifs

En effet, le développement de la larve à l'intérieur de l'olive affecte directement l'alimentation du fruit, sa maturation et sa force d'attachement au pédoncule, provoquant ainsi une chute accélérée à l'automne (AFIDOL, 2015).

II.5.2. Dégâts qualitatifs

En mettant la pulpe de l'olive au contact de l'air et des déjections de la larve, les dégâts de la mouche conduisent à une altération de la qualité de l'huile, facilement détectable au goût et par une augmentation de l'acidité, de l'indice de peroxyde et du K 232 (AFIDOL, 2015).



Figure 8: Dégâts de la mouche de l'olive sur fruit (AFIDOL, 2011).

II.6. Méthodes de suivi

Le piégeage permet de détecter la présence des adultes de *Bactrocera oleae* et ainsi de déterminer le début des vols (AFIDOL, 2015).

Les pièges alimentaires de type « McPhail » sont constitués d'un bol jaune contenant une solution alimentaire (phosphate d'ammoniac à 30g/l) et d'un couvercle transparent. Ces pièges permettent de capturer les mouches des deux sexes qui sont attirées par la solution d'une part et la couleur jaune du piège d'autre part. Elles pénètrent à l'intérieur du piège par une ouverture située au niveau du bol puis se noient dans la solution. Le comptage est réalisé après filtration de la solution du bol dans un tamis. Les relevés de captures des pièges sont effectués 2 fois par semaine (FREDON Corse, 2008).



Figure 9: Piège Mac- Phail pour *Bactrocera oleae* (FREDON Corse, 2009).

Les pièges à phéromone (couleur jaune) appâtés par une capsule à phéromone sexuelle à base de spiroacétate. La densité de pièges à l'hectare est de : 2 à 3 placés à hauteur d'homme dans la frondaison avec relevé des captures une à deux fois/semaine (COI, 2007).

Ces pièges doivent être placés dans les arbres les plus attractifs ; ceux présentant de grosses olives, et/ou à l'abri de haies brise-vent dans une zone humide.



Figure 10: Piège sexuel d'observation de la mouche de l'olive (Frere, 2016).

II.7. Stratégies de lutte

II.7.1. Approche prophylactique

II.7.1.1. Conduite culturale

La récolte des olives doit être réalisée au moment opportun (relativement précoce), pour garantir une bonne qualité de l'huile et éviter les infestations par la mouche de l'olive (COI, 2007).

II.7.1.2. Le travail du sol

Le travail du sol est une alternative possible car il peut avoir un rôle sur le taux d'émergence des adultes. Le semis ou le maintien d'une flore diversifiée (herbacée mais aussi semi-ligneuse) favorisera également un grand nombre d'auxiliaires (carabes, staphylins, fourmis, araignées) actifs une grande partie de l'hiver (Poullot et Warlop, 2002).

Selon Warlop (2006), en hiver, sous les frondaisons, le travail du sol est une méthode d'intervention contre les pupes qui hibernent. Le passage régulier de griffes vise à retourner les 5 premiers centimètres de sol, pour exposer les pupes à l'humidité, au gel éventuel, ou aux prédateurs présents au sol (essentiellement arachnides, fourmis, staphylins et autres coléoptères).

II.7.1.3. L'argile blanche calcinée

Peut être utilisée comme barrière physique sur les oliviers. Sa structure siliceuse gêne la ponte de la mouche dans les olives. Son efficacité s'est avérée importante même avec une présence significative de mouches dans le verger.

L'argile doit être pulvérisée en fines gouttelettes sur toute la frondaison de l'arbre et les traitements doivent être renouvelés après une période de grand vent ou de forte pluie.

En pratique 5 à 8 traitements d'argile sont nécessaires dans la saison.

L'utilisation d'un pulvérisateur à membrane est conseillée par rapport à un pulvérisateur à pistons car l'argile étant abrasive elle détériorerait ces derniers (Singer, 2012).

II.7.1.4. Les Arbres pièges

D'après Warlop (2006), la technique des « arbres pièges » consiste à disposer environ 10 % de variétés très attractives, de gros calibre, en bordure ou dans la parcelle (à la plantation ou par sur greffage), de façon à attirer très tôt les femelles qui vont pondre. Ces arbres sont ensuite traités au moment du pic de vol, avec un insecticide de synthèse.

II.7.2. La lutte curative

II.7.2.1. La lutte biologique

La lutte biologique contre la mouche s'appuie uniquement sur des stratégies de prévention permettant d'éviter la ponte. Une fois que la mouche a pondu dans l'olive, aucun recours curatif n'est en effet autorisé en production biologique. Pour prévenir des pontes, il est indispensable de suivre l'évolution des populations de mouches dans les vergers. A cet effet, le piégeage reste le meilleur indicateur et permet de renseigner sur la nécessité d'intervenir : en lutte préventive, l'intervention est déclenchée dès la première capture.

(AFIDOL, 2015).

II.7.2.2. La Lutte chimique

Le produit à base d'imidan affiche une bonne efficacité mais un risque de résidus dans l'huile. Il n'est à utiliser qu'en dernier recours, le délai avant récolte est de 28 jours, mieux vaut prévoir plus. Les produits à base de thiaclopride sont efficaces sur les jeunes larves uniquement. Leur application doit être soignée. Deux traitements au maximum par an.

Les produits à base de deltaméthrine, présentent une efficacité limitée et un niveau de toxicité important, de plus ils sont liposolubles. Ils doivent être utilisés sur les premiers vols de mouches. Traitez dès que le nombre de mouche augmente dans vos pièges.

Les produits à base de lambda -cyhalothrine sont efficaces, mais ils sont classés très toxiques et nocifs, liposolubles, ils doivent être appliqués sur les premiers vols de mouches, au moment du pic de capture dans les pièges (AFIDOL, 2015).

II.8. Les prédateurs naturels de la mouche

Les auxiliaires capables d'exercer un rôle régulateur sur *Bactrocera oleae* répertoriés dans la bibliographie sont peu nombreux. Les coléoptères carabes et staphylins sont des prédateurs des pupes hivernant dans le sol. La plupart des parasitoïdes choisissent de préférence comme hôte le troisième stade larvaire de *B.oleae* ; *Opius concolor* peut parasiter tous les stades larvaires ; *Eupelmus urozonus* quant à lui, peut aussi pondre à l'intérieur des pupes. A l'exception d'*Eurytoma martellii*, actif dès le début de l'été, ces hyménoptères sont surtout présents à l'automne.

Opius concolor peut, dans son aire d'origine (Afrique du Nord, Proche orient), engendrer des taux de parasitisme de 60% sur *B. oleae*. Dans les années 70, des tentatives d'utilisation de ce parasitoïde comme agent de lutte biologique contre *B. oleae* ont été entreprises, sans réel succès vu la difficulté d'élevage de l'auxiliaire et le caractère aléatoire des taux de parasitisme observés (Aversenq *et al.*, 2005) .

D'après Arambourg (1986), les auxiliaires actifs sur la mouche de l'olive *Bactrocera oleae* sont rapportés dans le tableau suivant :

Tableau III : Insectes auxiliaires de *Bactrocera oleae*

Prédateurs				
Coléoptère Carabidae		Coléoptère Staphylinidae	Dermaptères	
<i>-Carabusbanoni</i> <i>-Licinusaegyptiacus</i>		<i>Ocypysolens</i>	<i>Forficula aetolica</i>	
Parasitoïdes				
Hyménoptères Eupelmidae	Hyménoptères Eulophidae	Hyménoptères Eurytomidae	Hyménoptères Pteromalidae	Hyménoptères Braconidae
<i>Eupelmus urozonus</i>	<i>Pnigalio mediterraneus</i> <i>Teleopteris erxias</i>	<i>Eurytoma martellii</i>	<i>Cyrtopyx latipes</i> <i>Pachycrepoideus vindemiae</i>	<i>Opius concolor</i>

CHAPITRE III :

**Effet de la maturation des
olives sur les caractéristiques
d'huile**

Chapitre III : Effet de la maturation des olives sur les caractéristiques d'huile.

L'étude du processus de maturation des olives est fondamentale pour l'obtention d'une huile d'olive de qualité (Pinat *et al.*, 1999). De nombreux processus de transformation chimique et de synthèse de substances organiques ont lieu au cours de la maturation, en particulier la synthèse des triglycérides qui s'accumulent dans les vacuoles et qui constituent presque en totalité, l'huile d'olive (Sanchez Casas *et al.*, 1999; Matos *et al.*, 2007b).

III.1 Processus de maturation

III.1.1. Evolution du Poids des fruits

Ce paramètre peut être considéré comme une caractéristique variétale. L'évolution de ce paramètre chez toutes les variétés montre d'abord une augmentation du poids au cours du développement ensuite une diminution durant la maturation (El Antari *et al.*, 2003a).

III.1.2 Evolution de la teneur en matière grasse dans l'olive (lipogenèse)

La quantité de lipides totaux ainsi que celle de leurs acides gras constitutifs, évoluent de manière identique. La courbe représentant leur évolution est plus ou moins linéaire permettant de distinguer trois phases (figure 5) :

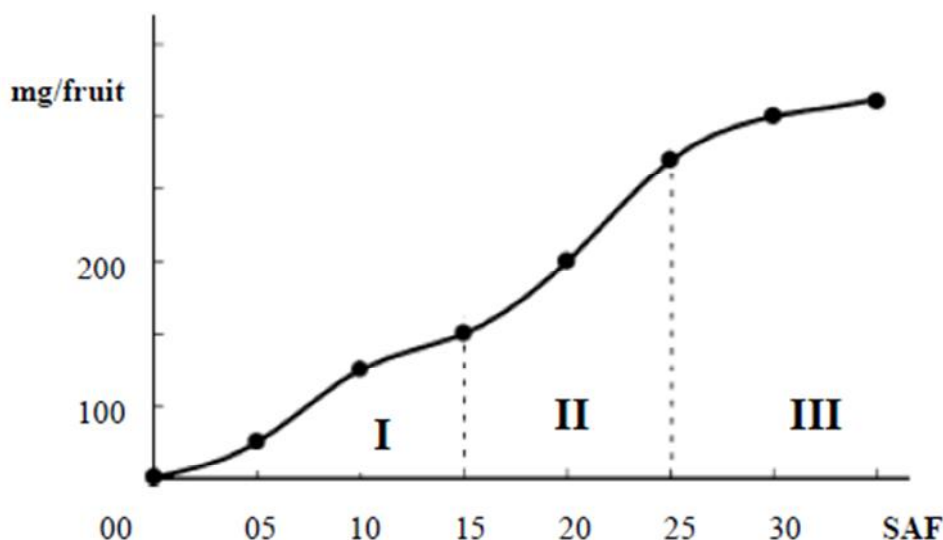


Figure 11: Evolution de la teneur en matière grasse totale au cours de la formation et de la maturation de l'olive (SAF : semaines après floraison) (Zarouk *et al.*, 1996).

- Une phase d'accumulation lente d'huile caractérisant les fruits néoformés. Le taux de matière grasse n'y excède pas 4% en poids de la matière fraîche;
- Une phase d'accumulation rapide s'étalant sur vingt semaines environ à l'issue desquelles le taux de matière grasse atteint 27% de la matière fraîche;
- Une phase de ralentissement des synthèses lipidiques caractérisée par un taux quasi stable de matière grasse. Cette phase favorable à une bonne récolte qualitative et quantitative s'étale sur environ quatre semaines et précède le phénomène de surmaturation (Zarouk *et al.*, 1996).

Il est à noter que si la cueillette des olives est effectuée au-delà de la période de maturité optimale correspondant à la phase stationnaire, on enregistre une double baisse quantitative pouvant atteindre 20% de la teneur optimale et qualitative pouvant se concrétiser par une modification de la composition en acides gras de l'huile suite à une lipolyse endogène et/ou exogène (Zarouk *et al.*, 1996).

III.1.3. Evolution de la composition de l'huile durant la maturation

La composition chimique des huiles est fonction du degré de maturité des drupes et varie au cours du processus de maturation (Criado *et al.*, 2007).

III.1.3.1. La composition en acides gras

Deux faits sont à retenir concernant l'évolution des acides gras :

- Une augmentation de la teneur de tous les acides gras contenus dans l'huile issue des olives récoltées au cours de leur deuxième phase d'accumulation (Baccouri *et al.*, 2008a);
- Une accumulation préférentielle d'acide oléique pouvant atteindre (70%) de la teneur totale en acides gras, qui détermine le rythme final d'accumulation de la matière grasse (Conde *et al.*, 2008).

En effet, au début de la maturité des olives, l'huile présente des teneurs faibles en acide oléique. Selon Tamendjari *et al.* (2004b) qui ont travaillé sur la variété *Chemlal*, ces teneurs augmentent au fur et à mesure de la maturité des olives. Les acides palmitique, palmitoléique et linoléique diminuent (Caselli *et al.*, 1993; Gimeno *et al.*, 2002) alors que les acides arachidique et gadoléique restent constants durant tout le processus de maturation (Ait Yacine *et al.*, 2002).

III.1.3.2. La composition en chlorophylles

L'huile d'olive est riche en pigments chlorophylliens qui tendent à se dégrader au cours de la maturation de l'olive (Gandul-Rojas et Minguez-Mosquera, 1996). La chute est

tellement importante que leurs concentrations tendent vers 0 mg/kg dans l'huile issue des olives noires (Cichelli et Pertesana, 2004; Beltran *et al.*, 2005). Les teneurs en chlorophylles de l'huile vierge extra varient de 16 à 27 mg/kg dans l'huile issue des olives vertes, de 6 à 10 mg/kg dans l'huile issue des olives tournantes et de 0,5 à 3 mg/kg dans l'huile issue des olives noires (Minguez-Mosquera *et al.*, 1990; Matos *et al.*, 2007b).

En effet, d'autres substances se forment, en l'occurrence les anthocyanes, donc d'autres couleurs prendront place au niveau du fruit d'olive (Garcia *et al.*, 1996; Ajana *et al.*, 1999).

III.1.3.3. La composition en caroténoïdes

Ces composés présentent une évolution inverse par rapport à l'indice de maturité (Criado *et al.*, 2007). Les concentrations en caroténoïdes dans l'huile d'olive présentent des valeurs qui peuvent aller jusqu'à 100 mg/kg (Cichelli et Pertesana, 2004). Leurs teneurs varient de 20 à 60 mg/kg dans l'huile issue des olives vertes, de 6 à 18 mg/kg dans l'huile issue des olives tournantes et de 1,5 à 5 mg/kg dans l'huile issue des olives noires (Salvador *et al.*, 2001).

III.1.3.4. La composition phénoliques

La teneur de l'huile d'olive en composés phénoliques diminue fortement au cours de la maturation des olives (Brenes *et al.*, 1999 ; Gimeno *et al.*, 2002; Gomez-Rico *et al.*, 2008). D'après les résultats obtenus par Cerretani *et al.* (2004), les concentrations en polyphénols varient de 400 à 600 mg/kg dans l'huile issue des olives vertes, de 270 à 350 mg/kg dans l'huile issue des olives tournantes et de 200 à 400 mg/kg dans l'huile issue des olives noires. Pour ce qui est des *Ortho*-diphénols, leurs teneurs varient de 100 à 200 mg/kg dans l'huile issue des olives vertes, de 170 à 300 mg/kg dans l'huile issue des olives tournantes et de 120 à 220 mg/kg dans l'huile issue des olives noires.

La teneur en oleuropéine (composé phénolique majoritaire de l'olive) diminue au cours de la maturation suite à son hydrolyse par des estérases engendrant ainsi l'accumulation de diméthyl-oleuropéine (Visioli *et al.*, 2002; Rovellini et Cortesi, 2003). Selon Brenes *et al.* (1999), la dégradation de l'oleuropéine est également accompagnée d'une augmentation de l'hydroxytyrosol.

III.1.4. Evolution des paramètres de qualité de l'huile

Les paramètres qui déterminent la qualité de huile (acidité, indice de peroxyde et la résistance à l'oxydation) montrent des variations en fonction de la variété et du stade de maturité de l'olive (Garcia *et al.*, 1996; Koutsaftakis *et al.*, 2000).

III.1.4.1. Acidité

L'acidité, un des principaux critères de qualité de l'huile d'olive, est le résultat de l'hydrolyse de l'huile provoquée par l'action des enzymes libérées lors de la maturation du fruit (Michelakis, 1990).

Les études menées par Dugo *et al.* (2004), ont montré une augmentation de l'acidité de l'huile durant la maturation des olives. Sanchez Casas *et al.* (1999) et Gimeno *et al.*, (2002) estiment qu'il n'y a aucune corrélation entre la date de récolte des olives et l'acidité.

III.1.4.2. Etat d'oxydation

Les paramètres qui mesurent l'oxydation des huiles (K232, K270, indice de peroxyde et la stabilité à l'oxydation) indiquent une détérioration progressive de la qualité de l'huile au cours de la maturation (Koutsaftakis *et al.*, 2000; Tamendjari *et al.*, 2004b).

La stabilité à l'oxydation de l'huile diminue légèrement lorsque les fruits avancent dans la maturation. Cette régression est généralement attribuée aux différentes réponses métaboliques des variétés et à la diminution de la teneur en polyphénols au cours de la maturation (Garcia *et al.*, 1996; Panaro *et al.*, 2003; Beltran *et al.*, 2005)

III.2 Facteurs influençant le processus de maturation

III.2.1 Effet de la variété

La période de maturation est différente d'une variété à une autre, pour cette raison, des variétés caractérisées par leur maturation précoce, moyenne et tardive sont à distinguer. En effet, c'est les caractères génétiques (cultivars) qui déterminent le cycle de maturation (Sanchez Casas *et al.*, 1999; El Antari *et al.*, 2003a).

La composition des huiles varie étroitement en fonction du patrimoine génétique de l'olive (Ryan *et al.*, 1998; Busconi *et al.*, 2003).

D'après Inglese (1994), la quantité et la qualité d'une huile à un moment donné de la maturation des drupes, résultent d'interactions multiples qui peuvent masquer l'influence spécifique du cultivar.

III.2.2 Effet des pratiques culturales

L'irrigation permet d'obtenir des olives à gros calibre et améliore la teneur en huile. Elle permet également d'agir sur la maturité des fruits, soit en l'avancant si la charge fructifère de l'arbre est faible ou en la retardant dans le cas inverse (El Antari *et al.*, 2000). Selon Artajo Medina (2006) et Grattan *et al.*, (2006), un déficit hydrique accélère le processus de maturation et affecte la composition de l'olive durant les premières phases de maturation.

Une irrigation avec une eau chargée en sel entraîne des variations qualitatives et quantitatives dans la composition lipidique de l'olive (Chartzoulakis, 2005). La teneur en acide linoléique augmente d'une manière régulière et importante lorsque la concentration en sel du milieu de culture croît.

Un apport en engrais riches en azote retarde la maturation. Le potassium s'accumule dans le fruit et joue un rôle important dans la lipogenèse (Rahmani, 1996).

III.2.3 Effet des conditions climatiques

Les conditions climatiques, relativement douces, permettent d'obtenir des huiles de qualité, y compris à des époques tardives (Panaro *et al.*, 2003; Cerretani *et al.*, 2004). Selon Zarouk *et al.*, (1996), les basses températures favorisent la biosynthèse de l'acide linoléique au désavantage de l'acide oléique.

III.2.4 Effet des ravageurs

Parmi la faune entomophage nuisible de l'olivier, la mouche de l'olive, *Bactrocera oleae* est la plus redoutable. Ce ravageur entraîne une perte d'une partie de la drupe du fruit. Il stimule, par ailleurs, la maturation anticipée du fruit dont il précipite la chute avec la réduction consécutive du rendement en huile (Rahmani, 1996; Tamendjari *et al.*, 2004a; Beltran *et al.*, 2005).



Partie Expérimentale

Matériels & Méthodes

I. Matériels et méthodes

L'objectif de notre étude est d'étudier les caractéristiques physico-chimiques de l'huile d'olive de la variété Chemlal issue des fruits sains et des fruits infestés.

I.1. Présentation de la zone d'étude

La wilaya de Tizi-Ouzou est une Wilaya algérienne située dans la région de la grande Kabylie en plein cœur du massif du Djurdjura qui s'étend sur une superficie de 2992,96 km² (figure 12).

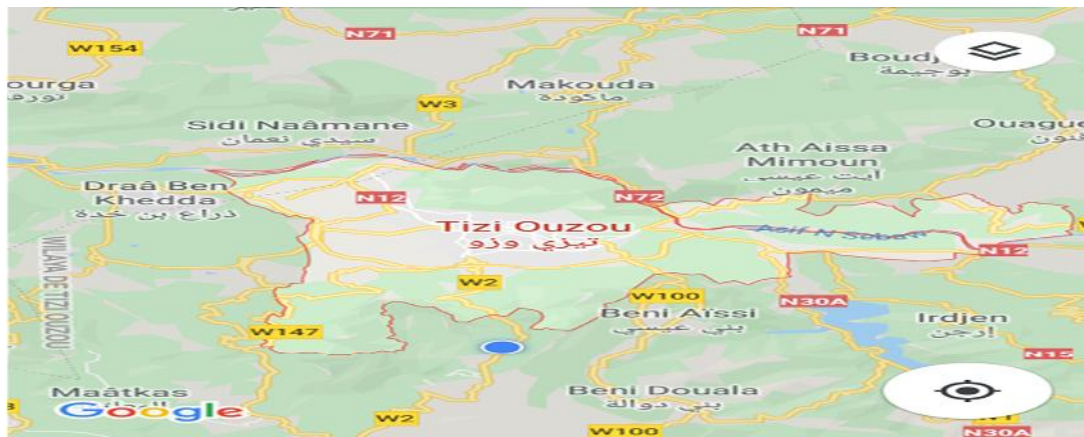


Figure 12 : Carte géographique de la wilaya de Tizi-Ouzou (Google Maps, 2019).

L'agriculture dans la wilaya de Tizi-Ouzou occupe une place prépondérante dans l'activité économique.

L'olivier est parmi les espèces les plus importantes du point de vue de la superficie occupée par cette culture.

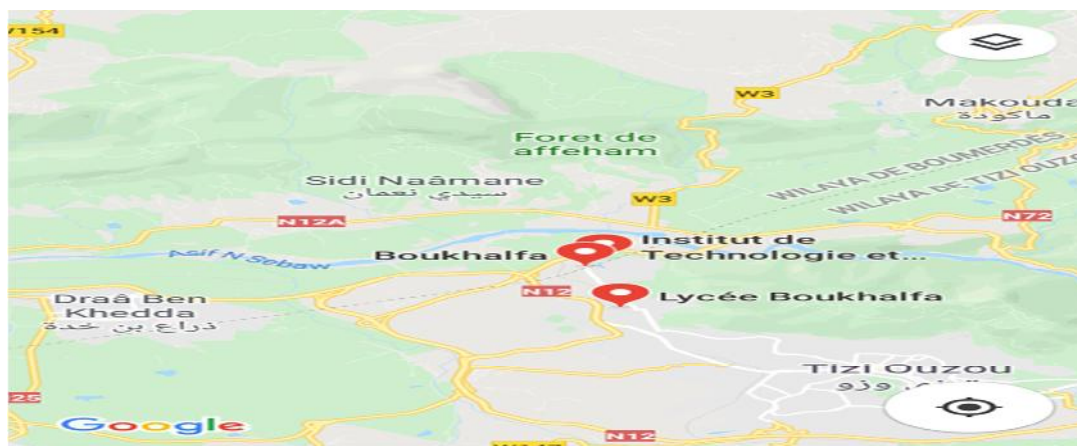


Figure 13 : carte géographique de Boukhalfa (ITMAS) (Google Maps, 2019).

L'Institut de Technologie moyen agricole spécialisé, se trouve dans la commune de Boukhalfa, il est limité comme suit :

- Au nord par Oued Sebaou ;
 - Au sud la faculté de droit d'UMMTO et la résidence universitaire ;
 - A l'ouest la ferme de Sbahi et Belhoucine ;
 - A l'est CFPA et centre des handicapés.
- Sa superficie est de 32,57 ha.

I.2. Matériel végétal

Concernant notre étude, nous avons utilisé la variété Chemlal (figure 14), qui représente environ 40% des oliviers cultivés en Algérie. Cette variété est cultivée essentiellement en grande Kabylie où elle occupe une place importante dans l'économie de la région.



Figure 14 : L'olivier de la variété Chemlal (ITMAS Boukhalfa, Octobre 2018).

I.3. Récolte des échantillons et extraction de l'huile

Nous avons récolté directement et manuellement 5kg de fruits sains et 5kg de fruits attaqués par la mouche d'olive à différents stades de maturité (olives vertes , olives violettes et olives noires) (figure15) à l'I.T.M.A.S de Boukhalfa durant la campagne oléicole 2018/2019 .

Nous avons procédé au tri des olives selon les stades verts, violettes, noirs et selon l'attaque de l'olive sain et infesté.



Figure 15 : Echantillon d'olives vertes, violettes et noires (ITMAS Boukhalfa, Octobre 2018).

❖ Extraction de l'huile d'olive

Après effeuillage et lavage, les olives de chaque stades de maturation ont été triturées par un système continu à deux phases à l'aide d'un oléodoseur de type Levi-Dileon-Lerogsame de l'ITAFV de Sidi-Aich de Bejaïa (figure 16), selon les étapes suivantes :

- Le broyage est réalisé par un broyeur à marteau.
- Le malaxage est réalisé dans des bacs à inox (35minutes sans eau).
- La Centrifugation de la pâte est réalisée via une centrifugeuse verticale à panier.
- Séparation de l'huile par décantation.



Figure 16 : L'oléodoseur de l'ITAFV de Bejaïa (Photo originale, Octobre 2018).

Les échantillons récupérés ont été mis dans des bouteilles en verres couvertes d'aluminium à l'abri de la lumière et de la chaleur (4°C).

Les 6 échantillons d'huile issus des fruits sains et fruits infestés ont fait objet d'analyse physico-chimique.

I.4. Analyse de l'huile d'olive

I.4.1. Teneur en eau de l'huile d'olives

L'humidité de l'huile a été déterminée suivant le protocole de Tovar *etal.*, (2002), en calculant la différence entre le poids de l'échantillon humide et celui de l'échantillon sec.

$$H\% = [(P - PS) / (P - P_0)] * 100$$

Avec :

H : humidité de l'huile exprimée en pourcentage.

P : poids du creuset plus la prise d'essai avant séchage.

PS : poids du creuset plus la prise d'essai après séchage.

P₀ : poids du creuset vide.

- Nous avons pesé 5g d'huile d'olive dans des boites de pétri en verre.
- Nous avons mis la boite de pétri contenant l'huile d'olive dans une étuve pendant 24h à 140 °C (figure 17).
- Ensuite, nous avons laissé la boite de pétri refroidir dans un dessiccateur, puis pesé (PS) (figure 18).
- Nous avons répété la même opération dans les mêmes conditions jusqu'à l'obtention d'un poids constant.

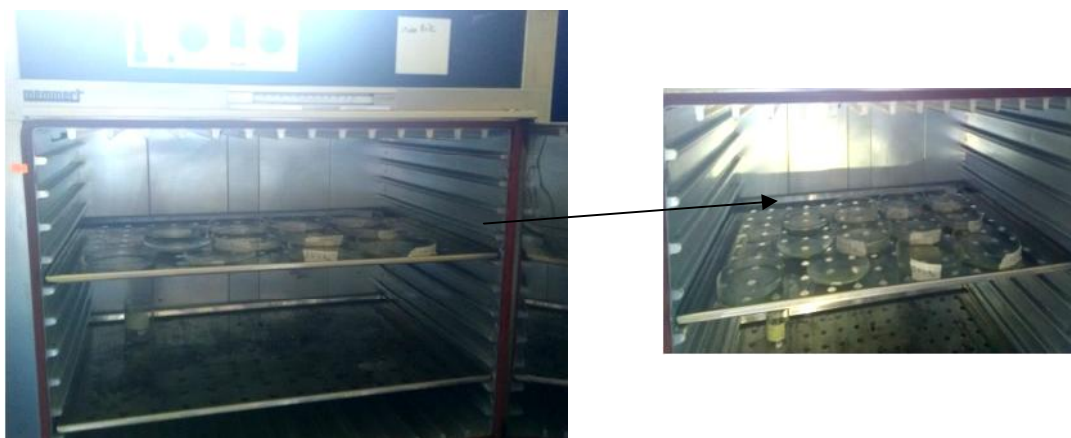


Figure 17: Boites de pétri contenant de l'huile dans l'étuve (Laboratoire commun I, 2019).

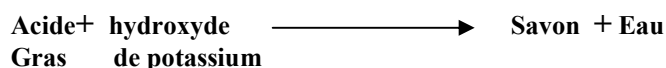


Figure 18: La pesé de la boîte de pétri après séchage (Laboratoire commun I, 2019).

I.4.2. Acidité libre

L'acidité d'un corps gras mesure le pourcentage d'acides gras libres contenus dans celui-ci. Elle est déterminée selon la méthode décrite dans le règlement CEE/2568/91.

Le principe repose sur la neutralisation des acides gras libres par une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium sans hydrolyser les liaisons esters des glycérides, selon la réaction suivante : $\text{R-COOH} + \text{KOH} \longrightarrow \text{R-COOK} + \text{H}_2\text{O}$



L'acidité est exprimée en pourcentage d'acide oléique qui se détermine ainsi :

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

V et V₀ : volume en millilitre de KOH nécessaire à la neutralisation de l'échantillon et le blanc, respectivement.

N : normalité de la solution de KOH (0,1N).

M : masse molaire de l'acide oléique qui est égale à 282 g/mol.

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

Une prise d'essai d'huile de 5g a été dissoute dans 20 ml d'un mélange d'oxyde diéthylique-éthanol à 95% (V/V). Le mélange a été titré en agitant à l'aide d'une solution éthanolique d'hydroxyde de potassium (0,1N) en présence de phénolphthaléine jusqu'à

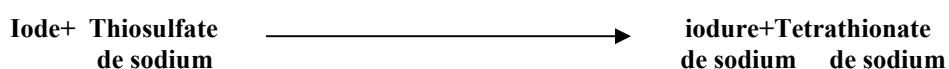
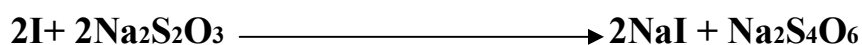
coloration rose persistant une dizaine de secondes. Un essai témoin a été réalisé dans les mêmes conditions (figure 19).



Figure 19: Les différentes étapes pour mesurer l'acidité de l'huile (laboratoire commun II, 2019).

I.4.3. Indice de peroxyde (IP)

Il correspond à la quantité d'oxygène actif du peroxyde contenu dans une certaine masse de produit capable d'être libéré dans les conditions de l'expérience. Il est exprimé en milliéquivalents d'oxygène actif par Kg de matière grasse pouvant oxyder l'iodure de potassium en présence d'acide acétique et de chloroforme. L'iode libéré est titré en retour par une solution de thiosulfate de sodium, suivant la réaction :



L'indice de peroxyde (IP) se détermine ainsi :

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

V0 : 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.

Selon la méthode décrite dans le règlement CEE/2568/91, un échantillon de 2 g d'huile filtrée a été mis en solution dans 10 ml de chloroforme dans une fiole. 15 ml d'acide acétique et 1ml d'iodure de potassium (solution aqueuse saturée) ont été rajoutés. La fiole a été ensuite bouchée immédiatement et agitée vigoureusement pendant 1 minute, puis laissée à l'obscurité pendant 5 minutes à température ambiante. 75 ml d'eau distillée ont été ajoutés au mélange.

L'iode libéré a été titré après avoir ajouté quelques gouttes d'empois d'amidon (indicateur colorimétrique) par une solution de thiosulfate de sodium ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$) à 0,01N tout en maintenant le mélange en agitation vigoureuse. Parallèlement, un essai à blanc a été effectué de la même façon (figure 20).

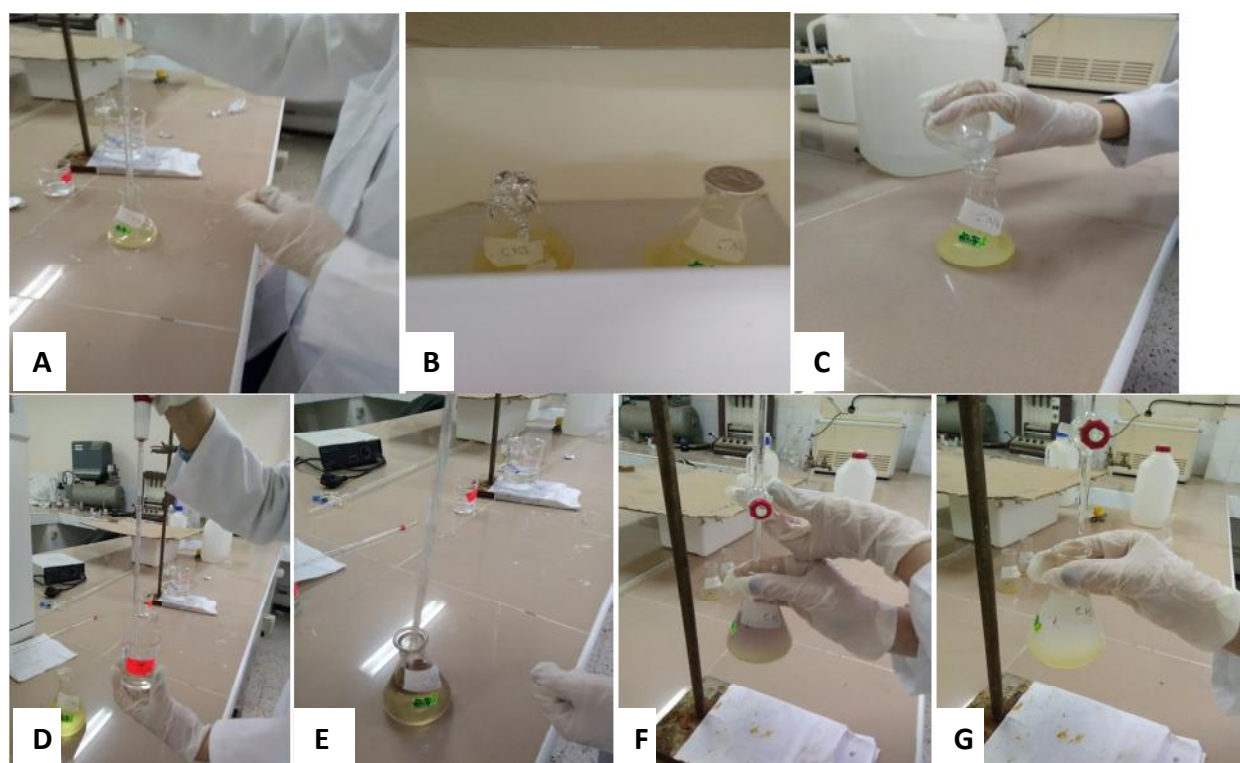


Figure 20: Les différentes étapes pour mesurer l'indice de peroxyde de l'huile d'olive (laboratoire commun II, 2019).

I.4.4. Absorbance dans l'UV

Cette analyse consiste à déterminer les coefficients d'extinction K232 et K270 calculés à partir de l'absorption à 232 et 270 nm qui correspondent au maximum d'absorbance des primaires (hydroperoxydes) et des produits secondaires d'oxydation respectivement (Alais *et al.*, 1999).

Le coefficient d'extinction spécifique est déterminé selon la méthode officielle décrite par le COI (1996).

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

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

E : extinction spécifique à la longueur d'onde λ .

$A\lambda$: absorbance mesurée à la longueur d'onde λ .

C : concentration de la solution en gramme par 100 millilitres.

l : épaisseur de la cuve en centimètre (1cm).

-Nous avons pesé 0 ,5 g de l'huile dans une fiole de 50ml.

- Nous avons complété jusqu'au trait de jauge avec de cyclohexane.

- La lecture s'est faite dans des cuves en quartz de parcours optique de 1 centimètre aux longueurs d'onde de 232 et 270 nm. Le témoin est le solvant (figure 21).

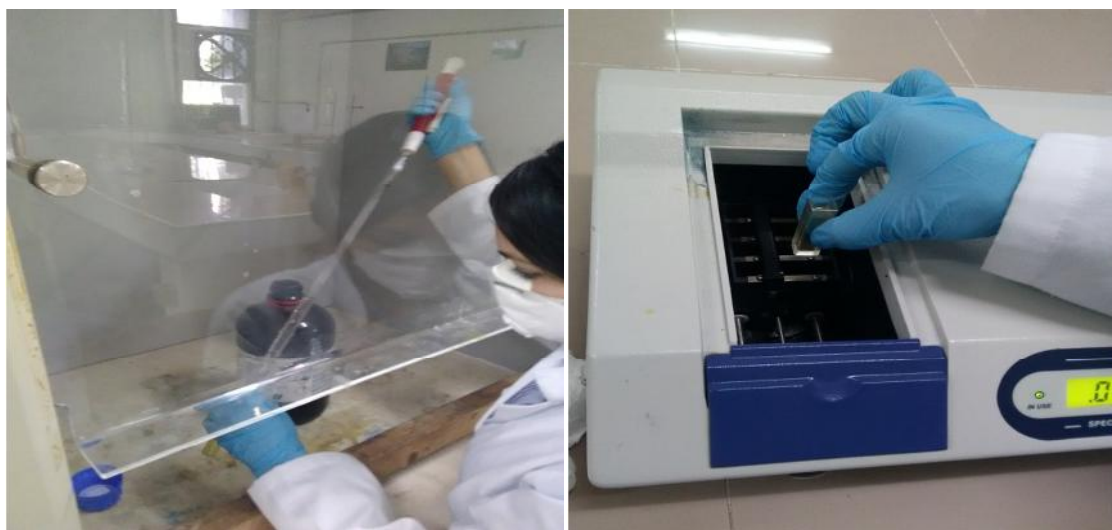


Figure 21: Les différentes étapes pour l'absorbance dans l'UV (laboratoire de chimie, 2019).

I.4.5. Dosage des chlorophylles et caroténoïdes

Les chlorophylles et les caroténoïdes sont des composés considérés également important pour la conservation de la qualité des huiles comestibles, vu qu'il sont impliqués dans les mécanismes de l'auto-oxydation et photo-oxydation (Oueslati *et al.*, 2009).

Les carotènes et les chlorophylles ont été déterminés suivant la méthode décrite par Minguez-Mosquera *et al.*, (1991).

Les teneurs en pigments ont été calculées comme suit:

$$\begin{aligned}\text{Chlorophylle (mg/Kg)} &= (A_{670} * 106) / (613 * 100 * l) \\ \text{Caroténoïde (mg/Kg)} &= (A_{470} * 106) / (2000 * 100 * l)\end{aligned}$$

A_{λ} : absorbance à la longueur d'onde λ .

l : épaisseur de la cuve en centimètre (1cm).

Les valeurs des coefficients d'extinction spécifique appliquée étaient $E_0 = 613$ pour la phéophytine, une composante majeure des pigments chlorophylliens, et $E_0 = 2000$ pour la lutéine, un élément majeur des caroténoïdes.

3g d'huile ont été dissous dans le cyclohexane et portés à un volume final de 10 ml. Les teneurs des caroténoïdes et chlorophylles ont été déterminées respectivement, par la mesure de l'absorbance à 472 et 670 nm.

I.4.6. Extraction et Dosage des polyphénols totaux

Les polyphénols totaux sont dosés par le suivi de leur capacité à réduire les acides phosphotungstiques et phosphomolybdiques, contenus dans le réactif de Folin-Ciocalteu en oxydes de tungstène et molybdène (W_8O_{23} et Mo_8O_{23}). Ces derniers présentent une coloration bleutée (figure22) mesurée à 760 nm proportionnelle à la quantité des polyphénols présents dans les échantillons (Singleton *et al.*, 1999).



Figure 22: La coloration bleue de polyphénols (Laboratoire commun I, 2019).

L'extraction et le dosage des polyphénols totaux sont faits selon les étapes suivantes (figure 23) :

- Nous avons pesé 2,5 g d'huile d'olive, puis nous avons ajoutée 5ml d'hexane et 5ml de la solution méthanol/eau (60/40).
- Nous avons Centrifugé pendant 10mn et laisser reposer jusqu'à séparation de deux phases.
- Nous avons récupérer 5ml de la phase aqueuse, à l'aide d'une pipette, dans laquelle se trouvent les composés phénoliques.
- Nous avons ajouté 0,5 ml du réactif de folin-ciocalteu, 5ml d'eau distillée et 1ml de la solution de bicarbonate de sodium.
- Nous avons laissé reposer pendant 2 heures à l'abri de la lumière.
- Nous avons mesuré l'absorbance à 725 nm.

Les résultats ont exprimés en mg d'acide gallique par kg de l'huile en se référant à une courbe étalon obtenue à partir de concentration croissantes d'acide gallique allant de 0mg/kg à 100mg/kg.



Figure 23: Les différentes étapes du dosage des polyphénols pour les échantillons d'huile d'olive (Laboratoire commun I, 2019).

I.5. Analyse statistique

Chaque analyse a été réalisée en trois reprises et les résultats représentent la moyenne des trois mesures. Les données ainsi obtenue à partir de la variété étudiée sont comparées à l'aide du test de l'analyse de la variance (ANOVA) avec le logiciel STAT BOX 6.4. Le degré de signification des résultats est pris à la probabilité $p < 0.05$. Les variables dans les analyses statistiques montrent une différence significative ont subi le test de NEWMAN-KEULS, au seuil $p = 5\%$.

Résultats & Discussion

II. Résultats et discussions

II.1. Résultats des analyses de l'huile d'olive

II.1.1. Humidité de l'huile

L'humidité de l'huile d'olive est la quantité d'eau présente dans l'huile ; celle-ci provient des procédés d'extraction ainsi que des tissus végétaux. Elle renseigne sur la stabilité du produit contre les risques d'altérations.

Les résultats d'analyse obtenus montrent un effet significatif ($p < 0,05$) selon le stade de maturité.

Nous avons constaté que le taux d'humidité dans l'huile d'olive extraites des fruits sains diminuent pour les stades vert et violet puis augmente dans le stade noir au cours de la maturation des olives, La valeur maximale de l'humidité est enregistrée dans l'huile d'olive issue des olives vertes avec un taux de 0,70% ,et la valeur minimale de l'humidité est obtenue dans l'huile d'olive issue des olives violettes avec un taux de 0,50% (figure 24).

Les teneurs en eau trouvées ne sont conformes aux normes du COI ($\leq 0,2\%$).

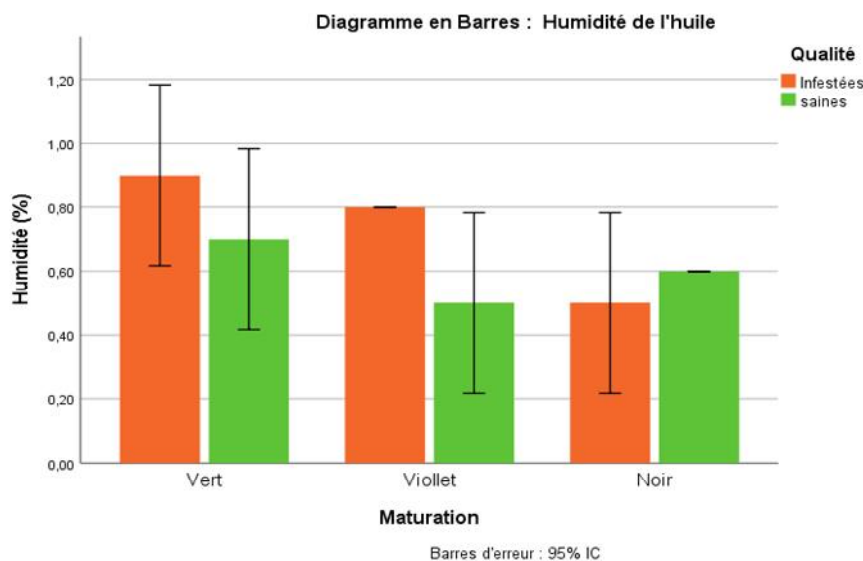


Figure24: Effet de la maturation et d'attaques de la mouche d'olive sur la teneur en eau des huiles.

Cette diminution d'humidité au cours de la maturation peut être due à la différence de maturité qui, d'après Cimato (1990) réduit l'humidité des fruits de manière significative le long de la période de récolte, ce qui coïncide avec nos résultats.

El Antari et *al.*, (2000) et Tovar et *al.*, (2002) rapportent que la teneur en eau de l'olive est en fonction du traitement d'irrigation appliqué. De ce fait, l'humidité des olives peut

renseigner sur l'apport hydrique pendant le cycle de maturation des olives (Sanchez Casas et al., 1999).

L'augmentation de l'humidité dans le stade noir est due à la pluviométrie (pluies importantes) durant le mois de novembre et décembre.

Par ailleurs, les teneurs en eau des fruits révèle une différence significative ($p < 0,05$) entre les échantillons d'huiles issus des olives attaquées et des olives saines.

D'après les résultats nous avons constaté une augmentation entre du taux d'humidité de l'huile issue des olives attaquées par rapport à l'huile issue des olives saines. Cette augmentation semble due au passage de l'eau dans les galeries creusées par la mouche (figure 24).

Djeddi et Mohamed (2015) ont noté une augmentation du taux d'humidité entre les huiles issues des olives saines et les huiles issues des fruits infestées. Ce qui coïncide avec nos résultats.

II.1.2. Acidité libre

La mesure de cette acidité libre est un moyen pour déterminer son altération. Il est intéressant de savoir que plus l'indice d'acide est bas, meilleure est la qualité de l'huile. Dès que cet indice dépasse les 2%, l'huile prend un goût de savon (Abaza et al., 2002).

Les résultats d'analyse d'acidité libre montrent un effet significatif ($p < 0,05$) selon le stade de maturité. Nous avons constaté que le taux d'acidité libre est important au cours du deuxième stade de maturité (0,20) (figure 25).

Les taux d'acidité trouvées sont conformes aux normes du COI ($\leq 0,8\%$).

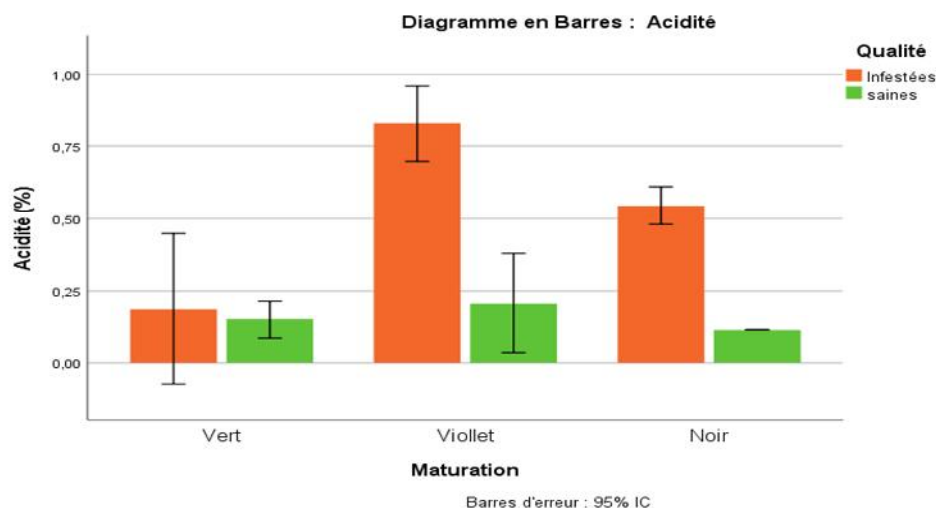


Figure 25 : Représentation graphique des valeurs de l'acidité libre.

Au cours de la maturation le taux d'acidité augmente, nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par (Salvador *et al.*, 2001; Matos *et al.*, 2007). Qui ont trouvé une augmentation de l'acidité au cours la maturation. Cette augmentation peut être à l'origine de l'hydrolyse des triglycérides provoquée par l'action des enzymes libérées lors de la maturation des fruits et d'autre part de la biosynthèse des acides organiques.

L'attaque des olives par *Bactrocera. oleae* influence significativement l'acidité.

Les résultats montrent que l'acidité augmente dans l'huile d'olive issue des olives infestées pour atteindre des valeurs supérieures à 0,8% , qui pourrait être classée dans la catégorie des valeurs supplémentaires d'huile d'olive vierges, Comparée à celle de l'huile tirée des fruits sains.

L'augmentation de l'acidité se fait suite à l'activation des enzymes hydrolytiques et l'activité lipolytique des microorganismes. Nos résultats rejoignent ceux de plusieurs auteurs, notamment (Angerosa *et al.*, 1992 ;Delrio *et al.*,1995 ;Pereira *et al.*, 2004).

Les trous de sortie de la mouche entraînent une pénétration et un développement des bactéries et des champignons qui vont entraîner l'endommagement et la destruction des tissus de la pulpe d'olive. D'autre part des bactéries symbiotiques sont transmises de la mouche à l'olive lors de la ponte des œufs (Crovetti, 1997).

II.1.3. Indice de peroxyde

Les résultats rapportés dans la figure montrent que l'indice de peroxyde a été fortement influencé par la maturité des olives (figure 14), car des différences significatif ont été enregistrées ($p < 0,05$).

Nous constatons une augmentation progressive au cours de la maturation des olives. La valeur maximale a été obtenue dans l'échantillon issu des olives noires (1,4 meq O₂/Kg).Cela pourrait être attribué à leur teneur en acides gras libre insaturés qui s'oxyde au contact de l'oxygène et à l'augmentation de l'activité des lipoxygénases au cours de la maturation.

Les résultats d'analyse de l'indice de peroxyde montrent un effet significatif ($p < 0,05$) entre les échantillons issus des fruits infestés et des fruits sains. L'IP augmente suite aux attaques de la mouche d'olive pour atteindre des valeurs supérieures à 2,50 meqO₂ /kg. Cela est peut-être dû au contact de la pulpe du fruit avec l'air (lors de la sortie de l'adulte) et les déjections de la larve, suite à l'activité enzymatique de la lipoxygénase.

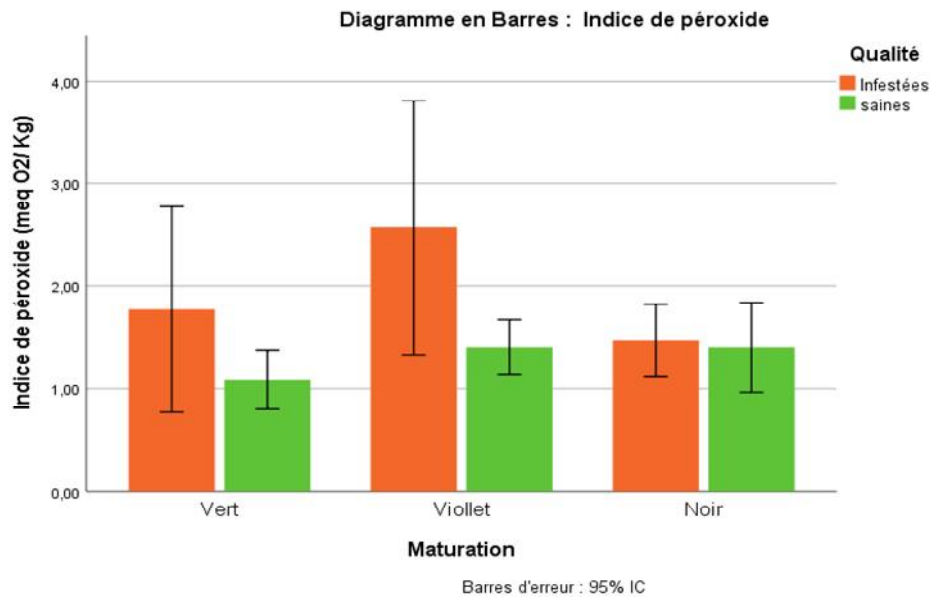


Figure 26 : Représentation graphique des valeurs moyennes de l'indice de peroxyde.

Les échantillons de l'huile d'olive issue des fruits sains, montrent des valeurs conformes à celles préconisées par le COI (<20meq O₂/Kg).

Un indice de peroxyde élevé est le résultat d'une oxydation poussée, qui se traduit par un rancissement de l'huile et qui est due à la dégradation des acides gras insaturés (acide oléique et linoléique) et à la production de composés secondaires d'oxydation dont certains ont été prouvés nuisibles à la santé (aldéhydes, cétones, radicaux libres, hydroperoxydes) (Chimi, 2001).

Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par Bengana (2013) qui a trouvé une augmentation de l'indice de peroxyde dans l'huile d'olive issue des fruits attaqués par la mouche.

II .1.4.L'absorbance dans l'UV

D'après les résultats obtenus, la valeur minimale du coefficient K 232 est obtenue pour les olives violettes (2), la valeur maximale pour les olives noirs (2,2) (figure 27). Quant au coefficient K 270 les valeurs se situent entre 0,13 et 0,17 pour les échantillons d'huile issue des fruits sains (figure 28).

L'analyse des résultats des absorbances spécifiques (K232, K270) montrent une différence significative ($p < 0,05$) selon le stade de maturation.

Concernant les absorbances spécifiques (K232, K270), toutes les valeurs enregistrées s'inscrivent parfaitement dans les limites fixées par le COI., (2015) pour une huile d'olive extra vierge ($K232 < 2,5$; $K270 < 0,20$).

Les indices d'oxydation K232 et K270 des huiles étudiées évoluent très peu au cours de la maturation des olives (figure 27 et 28).

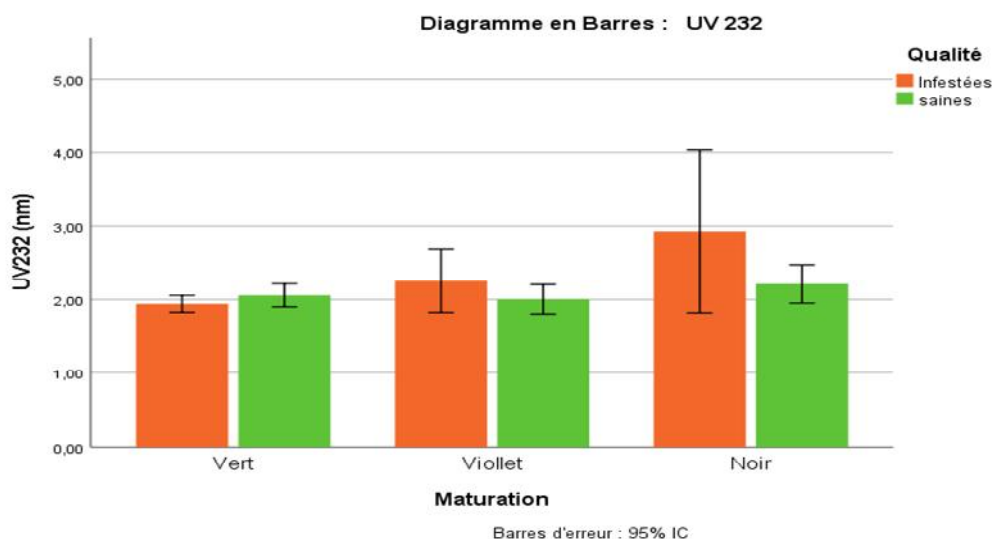


Figure 27 : Effet de la maturation et d'attaque de la mouche sur l'absorbance dans l'UV à 232.

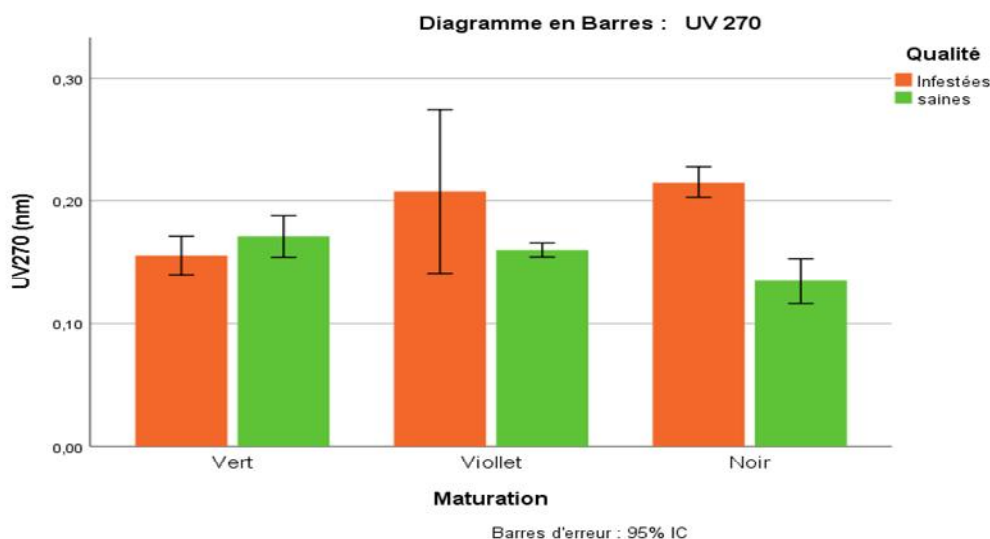


Figure 28 : Effet de la maturation et d'attaque de la mouche sur l'absorbance dans l'UV à 270.

Nous observons une augmentation de K232 pour l'huile issue des fruits attaqués par rapport à celle issue des fruits sains (figure 27), qui peut être due à la formation d'hydroperoxydes responsables des diènes conjugués pendant le processus d'oxydation primaire.

On observe également une augmentation de K270 pour l'huile issue des fruits attaqués par rapport à celle issue des fruits sains (figure 28), due à la formation des polyènes conjugués, produits d'oxydation secondaires. Les polyènes conjugués tirent leur origine de la décomposition des hydroperoxydes et de la formation de diènes conjugués.

Nos résultats sont en accord avec ceux obtenu par d'Angerosa *et al.*, 1992, qui ont trouvé une augmentation de K232 et K270 qui dépassent la norme du COI suite aux attaques par *Bactrocera oleae*.

II .1.5. Les pigments colorés

Les pigments (les chlorophylles et les caroténoïdes) ont un pouvoir photo-sensibilisateur et peuvent être, par conséquence, à l'origine de l'oxydation des huiles exposées à la lumière (Rahmani, 1996) et agissant comme antioxydant à l'obscurité (Ben Tekaya et Hassoun, 2006).

Les teneurs en chlorophylles et caroténoïdes varient en fonction du cultivar (Minguez *et al.*, 1990).

Les résultats de l'analyse des teneurs en chlorophylles et caroténoïdes, des échantillons d'huile d'olive analysée montrent qu'il y a une différence significative ($p < 0,05$) selon le stade de maturité (figure 29 et 30).

a. Les chlorophylles :

Les valeurs des teneurs en chlorophylles observées diminuent au cours de la maturation pour les échantillons issus des fruits sains (figure 29), dû à la dégradation de ce pigment donnant ainsi des dérivés incolores suite à l'action de trois différentes enzymes : chlorophyllase, Mg-déchelatase et phéophorbide oxygénase (Bouvier et Camara, 2007). Minguez-Mosquera *et al.*, (1990) notent que la dégradation des pigments chlorophylliens est également due à l'activité des lipoxygénases .

Les résultats d'analyse de la variance montrent un effet significative ($p < 0,05$) selon le stade de maturité.

Les échantillons d'huile issus des fruits attaqués par *bactrocera oleae* analysés présentent une augmentation de la teneur en chlorophylles par rapport aux échantillons issus des fruits sains (figure 29). Des différences significatives ont été enregistrées ($p < 0,05$).

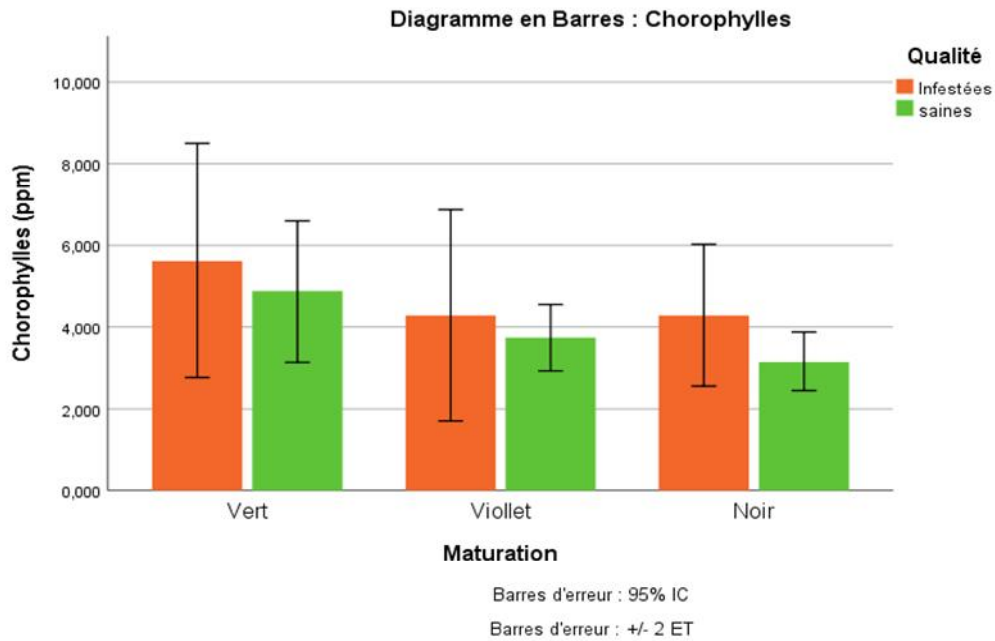


Figure 29: Représentation graphique des résultats moyens de la teneur en chlorophylles.

Nos résultats sont similaires à ceux obtenus par Salvador et *al.*, (2001) et Loussert et Brousse 1978 qui ont signalés que la teneur en chlorophylles a tendance à diminuer avec la progression de la maturation. En effet d'autres composés se forment en l'occurrence des anthocyanes.

b. Les caroténoïdes:

Les échantillons d'huiles issus des fruits sains montrent des teneurs faibles en caroténoïdes avec une diminution au cours de la maturation, qui entraînent une perte graduelle qui devient plus prononcée avec l'augmentation de la synthèse des anthocynes (Roca et Minguez-Mosquera 2001).

Les résultats d'analyse obtenus montrent que le taux de caroténoïdes augmente dans les échantillons issus des fruits attaqués par la mouche par rapport aux échantillons issus des fruits sains (figure30). Des différences significatives ont été enregistrées ($p < 0,05$).

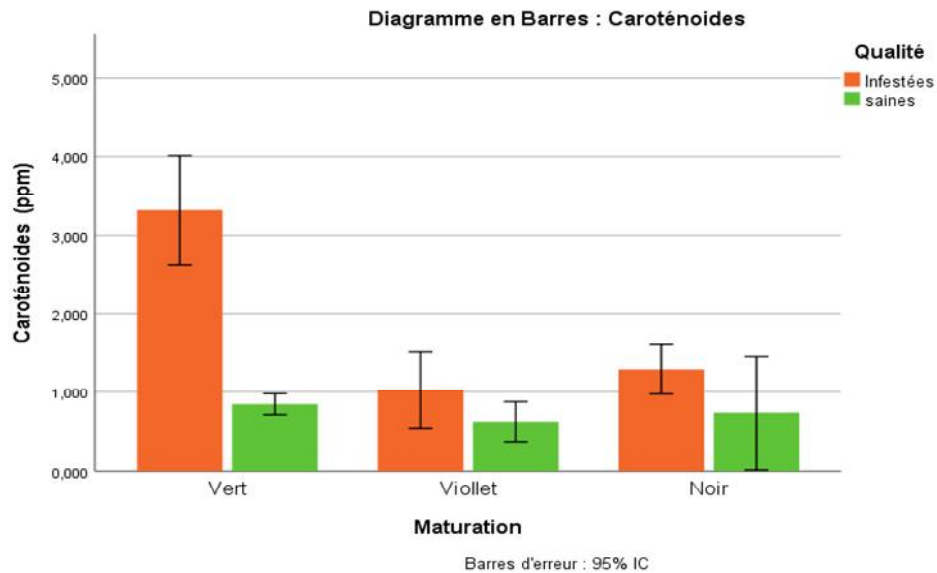


Figure 30 : Représentation graphique des résultats moyens de la teneur en caroténoïdes.

La diminution de la teneur en caroténoïdes au cours de la maturation (figure 30), qui peut être due à l'oxydation de ces pigments comme second substrat durant la peroxydation lipidique sous l'action des lipoxygénases (Minguez-Mosquera *et al.*, 1990).

Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par Matos *et al.*, 2007, qui ont trouvés des teneurs faibles en caroténoïdes (Il est à noter que ces auteurs ont utilisé le même solvant que le nôtre (cyclohexane)).

II.1.6. Les polyhénols

La concentration des polyphénols totaux est déterminée par la méthode de Folin-Ciocalteu (Li *et al.*, 2007) à partir d'une courbe d'étalonnage utilisant l'acide gallique comme témoin dont la quantité est exprimée en milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'huile d'olive (mg EAG/ g huile).

L'absorbance est étroitement corrélée à la concentration de l'acide gallique utilisée dans la gamme d'étalonnage avec un R^2 de 0,995 (figure 31).

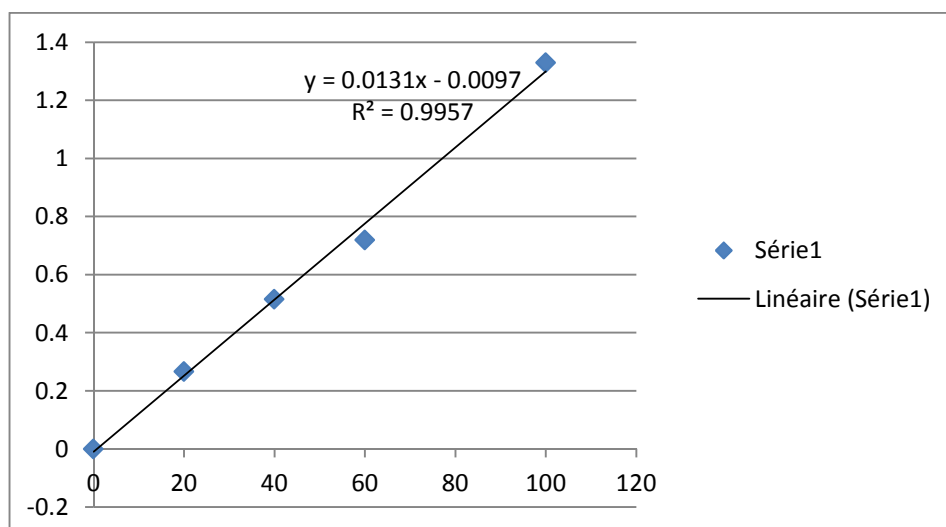


Figure 31: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

Les résultats obtenus montrent que le contenu en polyphénols des huiles d'olive analysées varie fortement selon le stade de maturité.

Des différences significatives ont été enregistrées ($p < 0,05$).

Les teneurs de nos échantillons d'huile en polyphénols (figure 20) diminuent dans les échantillons d'huile issus des fruits attaqués par rapport à celle issus des fruits sains (figure 32), avec une augmentation au début de l'infestation.

Des différences significatives ont été enregistrées ($p < 0,05$).

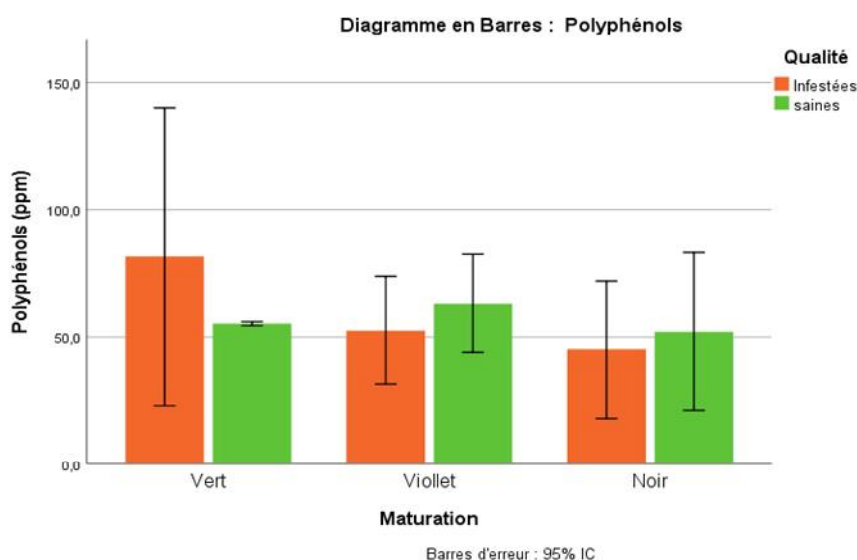


Figure 32: Représentation graphique de la teneur des polyphénols.

Nos résultats sont très proches de celle de Beltran *et al.*, (2005) qui ont trouvé des teneurs inférieures pour la même variété étudiée (Chemlal) : 55,19mg/kg pour le stade vert et 52,03mg/kg pour le stade noir.

La diminution de la teneur en composés phénoliques au cours de la maturation des échantillons étudiées est peut être due à la diminution de l'activité de la PAL durant le processus de maturation des olives tel rapporté par Tovar *et al.*, (2002).

Selon (Ryan *et al.*, 2002), cette diminution peut être expliquée par l'augmentation de l'activité des estérases et des glucosidases sur l'oleuropéine durant la maturation, libérant ainsi des substances phénoliques et des substances non phénoliques.

Les faibles teneurs des polyphénols dans les échantillons issus des fruits attaqués sont probablement dues à l'activité des PPO (crésolase et catécholase) dans la pulpe des olives comme conséquence de la destruction des tissus par la mouche de l'olive (Tamendjari *et al.*, 2004).

L'augmentation des polyphénols de l'huile d'olive issue des olives vertes au début de l'infestation peut être expliquée par le fait que l'olive essaye de se protéger contre l'attaque de la mouche par l'augmentation de son paramètre chimique qui est les polyphénols (antioxydants naturels).

Conclusion

Conclusion et perspectives

Dans la région de Kabylie, la plus grande partie de l'huile d'olive produite provient de la variété Chemlal. Cette huile est destinée principalement à l'auto-consommation.

L'étude accomplie a permis de caractériser, sur le plan physique et chimique, l'huile extraite des olives de la variété Chemlal au cours de la maturation, et d'évaluer en outre la qualité de l'huile issue des fruits sains et attaqués par la mouche d'olive.

Les résultats de l'analyse physico-chimique réalisée sont conformes aux normes fixées par le conseil oléicole international (C.O.I., 2015), relative à la catégorie des huiles d'olive vierge extra (acidité, indice de peroxyde, l'absorbance dans l'UV, les pigments colorés et les polyphénols).

Nous avons constaté une augmentation du taux d'humidité de l'huile issue des olives attaquées par rapport à celle issue des olives saines. Ce paramètre diminue au cours de la maturation.

Les résultats des analyses chimiques de l'huile issue des fruits infestés ont un taux d'acidité libre et d'indice de peroxyde plus élevés par rapport à l'huile issue des fruits sains.

Les résultats obtenus concernant l'absorbance spécifique dans l'ultra violet ont présenté une augmentation mais restent toujours aux normes.

Dans les pigments colorés, on a noté une augmentation significative des chlorophylles et caroténoïdes entre l'huile issue des fruits sains et l'huile issue des fruits attaqués par *Bactrocera olea*. Ce paramètre présente une légère diminution au cours de la maturation mais reste toujours aux normes.

L'attaque des olives par la mouche réduit considérablement la teneur en composés phénoliques et par conséquent la stabilité de l'huile à l'oxydation d'une façon proportionnelle à l'importance de l'attaque.

En plus des modifications qualitatives et de la couleur des huiles, il se produit une nette diminution du rendement.

Enfin il serait intéressant de compléter ce travail par d'autres études :

L'étude de la biologie de la mouche d'olive (cycle biologique, facteurs favorisant son développement...etc.) ;

L'élargissement de l'échantillonnage dans d'autres régions et sur plusieurs variétés ;

D'analyser le profil en acide gras par chromatographie en phase gazeuse (ACPG).

**Références
Bibliographiques**

Références bibliographiques

A

Abaza L., Msallem M., Daoud D. et Zarrouk M. 2002. Caractérisation des huiles de sept variétés d'olivier tunisiennes. *John Libbey Eurotext, OCL*, 9 (2): 174-9.

AFIDOL, 2007- La mouche de l'olive. Ed. Association Française interprofessionnelle d'Olive, Aix-en- Provence, 4p.

AFIDOL, 2011- Protection raisonnée et biologique en oléiculture. Ed. Association Française interprofessionnelle de l'Olive, Aix-en- Provence. 04 p.

AFIDOL.2012. Protection raisonnée et biologique en oléiculture. Ed : Association française interprofessionnelle de l'olive, Aix-en- Provence. 04p.

AFIDOL.2015. Protection raisonnée et biologique des oliveries. Ed: Les guides de l'afidol. Association Française interprofessionnelle de l'Olive, Aix-en- Provence, 76p.

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

Ajana H., El Antari A. and Hafidi A. 1999. Evolution of biometric parameters and chemical composition of olive oil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47:1415-1420.

Alais C., Linden G. et Mielo L. 1999. Lipides. In : Biochimie alimentaire. Ed Dunod, 51-71.

Andrewes P., Busch J.L.H.C., Joode T., Groenewegen A. et 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.

Angerosa F., Basti C., et Vito R. 1999. Virgin olive oil volatile compounds from lipoxygenase pathway and characterization of some Italian cultivars. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47 (3):836-839.

Angerosa, L. Di Giacinto, M. Solinas, Influence of *Dacusoleae* infestation on flavour of oils, extracted from attacked olive fruits, by HPLC and HRGC analyses of volatile compounds. *Grasas Aceites* 43, 134-142 (1992).

Aparicio R., Morales MT. et Alonso V. 1997. Authentication of European virgin olive oils by their chemical compounds, sensory attributes and consumers' attitudes. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 45:1076-1085.

Arambourg Y., 1986 -Entomologie oléicole. Ed. conseil oléicole international, Madrid, 360 p.

Artajo Medina L.S. 2006. Phenolic compounds: Their role during olive oil extraction and in flaxseed – transfer and antioxidant function. Thèse doctorat Technologie des aliments. -21 P

Aversenq S., Gratraud C., et Pintal CH., 2005 - Ravageurs et auxiliaires des olives. *Phytoma*, n°586, 5P.

composition of olives from the Moroccan *Picholine* variety during fruit ripness. *Grasas y Aceites*, 50 (1) : 1-6.

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.

Barone E., Di Marco L., Motisi A. et Caruso T. 1994. The Sicilian olive germplasm and its characterization by using statistical methods. *Acta Horticulturae*, 356:66-69.

Beltran G., Paz Aguilera M., Del Rio C., Sanchez S. and Martinez L. 2005. Influence of fruit ripening process on the natural antioxidant content of *Hojiblanca* virgin olive oils. *Food Chemistry*, 89: 207–215.

Beltran G., Paz Aguilera M., Del Rio C., Sanchez S. and Martinez L. 2005. Influence of fruit ripening process on the natural antioxidant content of *Hojiblanca* virgin olive oils. *Food Chemistry*, 89: 207–215.

Ben Tekaya I., and Hassoun M., 2006. Effets des chlorophylles, du bêta-carotène, de l'alphatocophérol, du tyrosol et de leurs interactions sur la stabilité oxydative de l'huile d'olive tunisienne. 60P.

Ben Tekaya I., Mnasser H. 2006. Effets des chlorophylles, du β -carotène, de α -tocophérol, du tyrosol et de leurs interactions sur la stabilité oxydative de l'huile d'olive tunisienne. *Oléagineux Corps gras Lipides*, 12 (5): 447-554.

Bendini A., Cerretani L., Carrasco-Pancorbo A., Gómez-Caravaca A.M., Segura-Carretero A., Fernández-Gutiérrez A. et 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.

Bengana M., Bakhouch A., Lozano-Sanchez J., Amir Y., Youyou A., Segura-Carretero A., Fernandez-Gutierrez A., (2013). Influence of olive ripeness on chemical properties and phenolic composition of Chemlal extra-virgin olive oil. *Food Research International* 54 (2013) 1868–1875.

Benlemlih M et Ghanam J. 2012. Polyphénols d'HUILE d'OLIVE, trésors santé!. Ed. *Medicatrix* : 19-35.

Bennai M. et Hamadache. A., 2012 - Protection phytosanitaire des arbres fruitières et de la vigne. INRA. 152 P.

BenTamime S., Manai H., Methenni K., Baccouri B., Abaza L., Daoud D., Casas J., Bueno E., Zarrouk M. 2008. Sterolic composition of Chétoui virgin olive oil: Influence of geographical origin. *Food Chemistry*, 110: 368-374.

Boskou D. 2006. Olive Oil, Chemistry and Technology, *AOACS Press, Champaign*.

Bouvier F. and Camara B. 2007. The role of plastids in ripening fruits. In. The structure and Function of plastids. Ed. Springer 419-432P.

Brandeis A., 2005 - Agreste Alpes-Maritimes l'olivier , un arbre Millénaire pour une production d'avenir .Agreste oléicole. Monaco,4p.

Brenes M., Garcia A., Garcia P., Rios J.J. and Garrido A. 1999. Phenolic Compounds in Spanish Olive Oils. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 3535-3539.

Brenes M., Garcia A., Garcia P., Rios J.J. and Garrido A. 1999. Phenolic Compounds in Spanish Olive Oils. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 3535-3539.

Brenes M., Garcia A., Garcia P., Rios J.J. et Garrido A. 1999. Phenolic compounds in Spanish olive oils. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47 (9):3535-3540.

Burton G. W. et Ingold K. U. 1986. Vitamin E: Application of the principles of physical organic Chemistry to the exploration of its structure and function. *Accounts of Chemical Research*, 19:194-201.

Busconi M., Foroni C., Corradi M., Bongiorno C., Cattapan F. and Fogher C. 2003. DNA extraction from olive oil and its use in the identification of the production cultivar. *Food Chemistry*, 83:127–134

C

C.O.I. (2006). Conseil Oleicol International. Guide de gestion de la qualité de l'industrie de l'huile d'olive : les moulins, 17p.

Caselli S., Modi G., Nizzi Grifi F and Fiorino P. 1993. Variabilité de la composition en acides gras, en stérols et en alcools de l'huile d'olive de cultivars de la Toscane. *Olivae*, 47 : 46-50.

Cavusoglu A. et Oktar A.1994. Les effets des facteurs agronomiques et des conditions destockage avant la mouture sur la qualité de l'huile d'olive. *Olivae*, 52 :18-24.

Cerretani L., Bendini A., Rotondi A., Mari M., Lercker G. and Gallina Toschi T. 2004.

Cerretani L., M Salvador, A Bendini. et G Fregapane, 2008. Relationship between sensory evaluation performed by Italian and Spanish official panels and volatile and phenolic profiles of virgin olive oil. *Chemosensory Perception*, 1: 258-267.

Chartzoulakis K.S. 2005. Salinity and olive: Growth, salt tolerance, photosynthesis and yield. *Agricultural Water Management*, 78: 108–12.

Chimi H, Ouachich A. (2007). Guide de tracabilite de l'huile d'olive (*OLEOTrace*), Organisation des Nations Unies pour le Developpement Industriel (ONUDI), 65.

Chimi H. (2006). Transfert de technologie en agriculture : Technologie d'extraction d'huile d'olive et gestion de sa qualite. 141 : 2-4.

Chimi H. 2001. Qualité des huiles d'olive au Maroc. Transfert de Technologie en Agriculture. *Bulletin Mensuel d'Information et de Liaison du Programme National de Transfert de Technologie en Agriculture*, 79: 1-4.

Cichelli A. and Pertesana G. P. 2004. High-performance liquid chromatographic analysis of chlorophylls, pheophytins and carotenoids in virgin olive oil: chemometric approach to variety classification. *Journal of Chromatography A*, 1046:141-146.

Cimato, A.1990. Effect of agronomic factors on virgin olive oil quality. *Olivae*, 31: 20-31.

Claridge M.F., Walton, 1992. *The European olive and its pests-managment strategies BCPC.*, 52 : 3-12.

Codex Alimentarius. 1993. Norme Révisée pour les Huiles d'Olive, CL 1993/15-FO.

COI., 2007- Fiche technique sur La Teigne de l'olivier. 11pp.

Communauté Economique Européenne. 1991. Règlement (CEE) N°2568/91 de la commission du 11 juillet 1991 *Relatif aux caractéristiques des huiles d'olive et des huiles de grignons d'olive ainsi qu'aux méthodes d'analyse y afférent* : 27-30

Conde C., Delrot S. and Gero's H. 2008. Physiological, biochemical and molecular changes occurring during olive development and ripening. *Journal of Plant Physiology*, 165 : 1545-1562.

Conseil Oléicole International. 1996. Analyse spectrophotometrique dans l'ultraviolet.

Conseil Oléicole International. 2001. *Préparation des esters méthyliques d'acides gras de l'huile d'olive et de l'huile de grignons d'olive* COI/T.20/Doc. N° 24.

Conseil Oléicole International. 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.

Covas MI ., De la torre K. et Farre-Albaladejo M. 2006. Postprandial LDL phenolic content and LDL oxidation are modulated by olive oil phenolic compounds in humans. *Free*

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

Crovetti, La defense phytosanitaire: developpement de methodologies et sauvegarde de la production et de l'environnement. In E.Fedeli (ed.) *Encyclopedie Mondiale de L'olivier*. Plaza et Janes, Barcelone, 1997, 225-239 P.

Evaluation of the oxidative stability and organoleptic properties of extra-virgin olive oils in relation to olive ripening degree. *Progress in Nutrition*, 6(1): 50-56.

Rad Biol Med, 40:608-616.

T20/Doc 19 6 juin 1996, Madrid. Espagne.

D

Davis B. M. 2007. Volatile Organic Compounds and antioxidants in Olive Oil: Their Analysis by Selected Ion Flow Tube Mass Spectrometry. *Thèse de doctorat, Université de Canterbury* 9-56.

Del Carlo M., Sacchetti G., DI Mattia C., Compagnone D., Mastrocola D., Liberatore L., Cichelli A. (2004). *Journal Agricultural and Food Chemistry* ; 52 : 4072.

Delrio, A. Lentini, V. Vacca, G. Serra, Influenza dell'infestazione di *Bactroceraoleae* (Gmel) sull'aproduzione e sullecaratteristiche qualitative dell'olio di oliva. Riv. Ital. *Sostanze Grasse* 72, 5-9 (1995).

Demnati D. (2008). Elaboration d'une huile d'olive vierge. *Technologie Alimentaire, Analyse Sensorielle et Gestion de la Qualité*, 4p.

Detteri S. et Russo G. 1993. Influenza della cultivar e del regime idrico su quantità e qualità dell'olio di oliva. *Olivae*, 49:36-43.

Di Giovacchino L. 1996. Influence of extraction system on olive oil quality. *Olivae*, 63:52-63.

Djeddi A. et Mohamed M., 2015. Mémoire de Master académique en production végétale et environnement: étude de l'influence de la mouche de l'olive *bactroceraoleae* sur la production oléicole dans la région de M'sila : cas du verger de Nouara. Université de M'sila. 61p.

Dugo G., Lo Turco V., Pollicino D., Mavrogeni E. and Pipitone F. 2004. Caractérisation d'huiles d'olive vierges siciliennes. Variation qualitative des huiles des fruits des cultivars «Biancolilla », « Nocellara del Belice », « Cerasuola », « Tonda Iblea » et « Crastu » en fonction des techniques et de l'époque de récolte des olives. *Olivae*, 101 : 44-52.

E

El Antari A., El Moudni A. and Ajana H. 2003a. Evolution comparative de la qualité et de la composition acide de l'huile d'olive chez quelques variétés méditerranéennes cultivées au Maroc. *Olivae*, 95 : 26-31.

El Antari A., El Moudni H., Ajana H. and Cert A. 2003b. Etude de la composition lipidique de deux compartiments du fruit d'olive (pulpe et amande) de six variétés d'oliviers cultivées au Maroc. *Olivae*, 98 : 20-28.

El Antari A., Hilal A., Boulouha., and El Moudni A. 2000. Etude de l'influence de la variété, de l'environnement et des techniques culturales sur les caractéristiques des fruits et la composition chimique de l'huile d'olive vierge extra au Maroc. *Olivae*, 80 : 29-36.

Esti M., Contini M., Moneta E. et Sinesio F. 2009. Phenolic compounds and temporal perception of bitterness and pungency in extra virgin olive oils: Changes occurring throughout storage. *Food Chemistry*, 113: 1095-1100.

F

FREDONCORSE, 2008 - La mouche de L'olive .LA CORCE,16p.

FREDONCORSE. 2009 - La mouche de l'olive *Bactrocera oleae* GMELIN.LA CORCE, 22p.

Frere J., 2016 - Compagne Oléicole 2016/2017 dans les Alpes Maritimes points d'actualités techniques agronomiques, économiques et réglementaires. Chambre d'agriculture et territoires.7p.

G

Gandual-Roja B., Roca M. and Minguez-Mosquera M.I. 2004.Chlorophyll and carotenoid degradation mediated by thylakoid associated peroxidative activity in olives (*Olea europaea*) cv. *Hojiblanca*. *Journal of Plant Physiology*, 161 : 499-507.

Gandul-Rojas B. and Minguez-Mosquera M. 1996. Chlorophyllase activity in olive fruits and its relationship with the loss of chlorophyll pigments in the fruits and oils. *Journal of Science and Food Agriculture*, 72: 291-294.

Gandul-Rojas B. and Minguez-Mosquera M. 1996.Chlorophyllase activity in olive fruits and its relationship with the loss of chlorophyll pigments in the fruits and oils. *Journal of Science and Food Agriculture*, 72: 291-294.

- Gandul-Rojas B., Minguez-Mosquera M. I. 2000.** Use of Chlorophyll and carotenoid Pigment Composition to Determine Authenticity of virgin Olive Oil. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 77: 853-858.
- Garcia J.M., Sella S. and Perez-Camino C. 1996.** Influence of fruit ripening on olive oil quality. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 44: 3516-3520.
- Garcia J.M., Sella S. and Perez-Camino C. 1996.** Influence of fruit ripening on olive oil quality. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 44: 3516-3520.
- Garcia-Gonzalez D.L., Aparicio-Rui R. et Aparicio R. 2008.** Virgin olive oil-chemical implications on quality and health. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 110:1-6.
- Gigon F et Jeune R. 2010.** Huile d'olive, *Olea europaea* L. *Phytothérapie* 8: 129–135.
- 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.
- Gómez-Rico A., Fregapane G. and Salvador M.D. 2008.** Effect of cultivar and ripening on minor components in Spanish olive fruits and their corresponding virgin olive oils. *Food Research International*, 41: 433–440.
- Gorinstein S., Martin Belloso O., Katrich E., Lojek A., Czek M., Gligelmo-Miguel N. 2003.** Comparison of the contents of the main biochemical compounds and the antioxidant activity of some Spanish olive oils as determined by four different radical scavenging tests. *Journal of Nutrition and Biochemistry*, 14 : 154-159.
- Grattan S.R., Berenguer M.J., Connell J.H., Polito V.S. and Vossen P.M. 2006.** Olive oil production as influenced by different quantities of applied water. *Agricultural Water Management*, 8 5: 133-140.
- Griffin, Rodger W. 1986.** Modern organic chemistry. Singapore: *McGraw-Hill, Inc.*
- Gutierrez F., Jimenez B., Ruiz A. et Albi M. A. 1999.** Effect of olive ripeness on the oxidative stability of virgin olive oil extracted from the varieties picual and hojiblanca and on the different components involved. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 121-127.
- Gutierrez-Rosales F., Riaos J.J. et Gomez-Rey M.L. 2003.** Main polyphenols in the bitter taste of virgin olive oil. structural confirmation by on-line high-performance liquid chromatography electrospray ionization mass spectrometry. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51:6021-6025.

H

Harwood J. L. et Aparicio R. 2000. Handbook of olive oil : analysis and properties. *Gaithersburg Maryland, USA*: Aspen publications, Inc. 620 pages.

I

I. N. P. V., 2009 - Fiche technique sur *Bactocera oleae*, Institut National de la protection des végétaux, Alger, 2p.

Inglese P. 1994. L'influence de la variété sur les caractéristiques qualitatives de l'huile d'olive. *Olivae*, 54 : 42-44.

K

Kiritsakis A. K. 1998. Flavor components of olive oil - a review. *American Oil Chemists' Society*, 75(6): 673-681.

Kiritsakis A., Markakis P. 1987. Olive oil: A Review. *Advances in Food research*, 31: 453-482.

Kiritsakis A. K. 1990. Chemistry of olive oil. *American Oil Chemists' Society*, 25-55.

Koutsaftakis A., Kotsifaki F. and Stefanoudaki E. 2000. La caractérisation des huiles d'olive vierges extra crétoises obtenues à partir de la variété *Koroneiki*. Influence du site d'origine sur plusieurs paramètres chimiques. *Olivae*, 81 : 20-25.

L

Li H.B., Cheng K.W., Wong C.C., Fan K.W., Chen F., Tian Y. (2007). Evaluation of antioxidant capacity and total phenolic content of different fraction of selected microalgae. *Food Chemistry* ; 102: 771-776.

Loussert et Brousse, 1978. L'olivier. Ed. Maisonneuve, Paris.

M

Matos C., Cunha S., Amaral J., Pereira J., Andarde P., Seabra R., Oliveira B. 2007. Chemometric characterization of three varietal olive oils (*cvs. Cobrancosa, Madural and Verdeal Transmontana*) extracted from olives with different maturation indices. *Food Chemistry*, 102: 406-414.

Matos L. C., Pereira J. A., Andrade P. B., Seabra R. M. and Oliveira M. B. P.P. 2007. Evaluation of a numerical method to predict the polyphenols content in monovarietal olive oils. *Food Chemistry*, 102: 976–983.

Matos L. C., Pereira J. A., Andrade P. B., Seabra R. M. and Oliveira M. B. P.P. 2007b. Evaluation of a numerical method to predict the polyphenols content in monovarietal olive oils. *Food Chemistry*, 102: 976–983.

Meziani-Medjdoub K., 2010 - Stratégie de défense biochimique mise en œuvre par les olives attaques par le ravageur *Bactrocera oleae* (Diptera-Tephritidae) dans la région d'Oudjida (wilaya de Tlemcen). Thèse de Magister .Université Aboubakr Belkaid, Tlemcen, 95p.

Michaelakis S. 1990. Influence des ravageurs et des maladies sur la quantité et la qualité de l'huile d'olive. *Olivae*, 30: 38-40.

Minguez-Mosquera M.I, Gandul-Rojas B., Garrido-Fernandez J., and Gallardo-Guerrero L. 1990. Pigments present in virgin olive oil. *Journal of American Oil Chemistry Society*, 67 (3):192-196.

Minguez-Mosquera M.I, Gandul-Rojas B., Garrido-Fernandez J., and Gallardo-Guerrero L. 1990. Pigments present in virgin olive oil. *Journal of American Oil Chemistry Society*, 67 (3):192-196.

Minguez-Mosquera M.I, Gandul-Rojas B., Garrido-Fernandez J., and Gallardo-Guerrero L. 1996. Pigments present in virgin olive oil. *Journal of American Oil Chemistry Society*, 67 (3):192-196.

Minguez-Mosquera, I., Rejano, J.L., Gandul, B., Higinio, A. et Garrido, J. 1991. Colour pigment correlation in virgin olive oil. *Journal of American Oil Chemist's Society*, 68: 669-671.

Montedoro G., Servili M., Baldioli M. et Miniati E. 1992. Simple and hydrolysable phenolic compounds in virgin olive oil. Their extraction, separation, and quantitative and semiquantitative evaluation by HPLC. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 40(9):1571-1576.

Morales M T. et M Tsimidou. 2000. The role of volatile compound and polyphenols olive oil sensory quality. in: Harwood, J. and Ramon Aparicio, eds. *Handbook of Olive Oil. Analysis and Properties*. USA: Aspen Publication.

N

Nevado J., Penalvo G., Robledo V. et Martinez G., 2009. New CE–ESI-MS analytical method for the separation, identification and quantification of seven phenolic acids including three isomer compounds in virgin olive oil. *Talanta*, 79: 1238-124.

O

Ouesselati I., Anniva C., D., Tsimidou M.Z et Zarrouk M., 2009. Virgin olive oil (VOO) production in tunisia :The commercial potential o the major olive varieties forome the arid Tatouinezonz. *Food Chemistry*, 112 :733-741.

Owen W., Mier W., Giacosa A., Huli W., Spiegelhajder B., Bartsh H. 2000. Phenolic compounds and squalene in olive oils the concentration and antioxydant potential of total phenols, simple phenols, secoiridoid, lignans and squalene. *Food and Chemical Toxicology*, 38: 647-659.

P

Panaro V., Clodoveo M. L., Leone A. and Montel G. L. 2003. Productivité de différentes méthodes de récolte et influence sur la qualité de l'huile d'olive vierge extra. *Olivae*, 98 : 29-35.

Panaro V., Clodoveo M. L., Leone A. and Montel G. L. 2003. Productivité de différentes methodes de récolte et influence sur la qualité de l'huile d'olive vierge extra. *Olivae*, 98 : 29-35.

Pereira, M. R. Alves, S. Casal, M. B. P. P. Oliveira, Effect of olive fruit fly infestation on the quality of olive oil from cultivars Cobrancosa, Madural and Verdialtransmontana. *Ital. J. Food Sci.* 16, 355-365 (2004).

Philips K., Ruggio D., Toivo J., Swank M., Simpkins A. 2002. Free and Esterified Sterol Composition of Edible Oils and Fats. *Journal of Food composition and Analysis*, 15: 123-142.

Pinatel C. 1999. Variabilité organoleptique des huiles d'olive en fonction de la maturité et des techniques culturales. *Oléagineux Corps gras Lipides*, 6(1) : 80-84.

Poullot D. et Warlop F., 2002 - Stratégie de lutte contre les adultes de la mouche de l'olive : Essai d'insecticides biologiques en laboratoire .*Phytoma* : n°555 : 40 p.

Psomiadou E., Konstantinos X., Blekas K.G., Tsimidou M.Z. et Boskou D. 2003. Proposed parameters for monitoring quality of virgin olive oil. *European Journal of lipid Science and Technology*, 105(8): 403-409.

R

Rahmani M. 1996. Critères d'évaluation de l'époque optimale de récolte des olives. *9eme cour international sur l'amélioration de la qualité de l'huile d'olive, espagne* : 1-8.

Rahmani M., Csallany A. 1991. Chlorophyll and β -caroten pigments in Moroccan virgin olive oil Measured by high-performance liquid chromatography. *Journal of the American Oil Chemists Society* , 68: 672–674.

Rodriguez-Morato J., Xicota L., Fito M., Diersen M., de la Torre.R.2015. Potential Role of Olive Oil Phenolic Compounds in the Prevention of Neurodegenerative Diseases. *Molecules*, 20: 4655-4680.

Rovellini P. and Cortesi N. 2003. Détermination des composants phénoliques de différents cultivars au cours de la maturation des olives par chromatographie liquide couplée à la spectrométrie de masse. *Olivae*, 95 : 32-38.

Ryan D. et Robards K. 1998. Phenolics compounds in olives. *Analyst*, 123:41-44.

Ryan D., Robard.K. 1998. Phenolic compounds in olives. Critical Review. *Olivae* 72: 23-38.

Ryan, D., Antolovich, M., Prenzler, P., Robards, K., &Lavee, S. (2002). Biotransformations of phenolic compounds in *Olea europaea* L. *ScientiaHorticulturae*, 92, 147–176.

S

Sakouhi F.,Harrabi S.,Absalon C.,Sbei K .Boukhchina S et Kallel H.(2008). α -Tocopherol and fatty acids contents of some Tunisian table olives (*Olea europaea* L) :Changes in their composition during ripening and processing . *Food Chemistry*,108:833-839.

Salvador M.D., Aranda F. and Fregapane G. 2001. Influence of fruit ripening on ‘Cornicabra’ virgin olive oil quality: A study of four successive crop seasons. *Food Chemistry*, 73: 45-53.

Salvador M.D., Aranda F. and Fregapane G. 2001. Influence of fruit ripening on ‘Cornicabra’ virgin olive oil quality: A study of four successive crop seasons. *Food Chemistry*, 73: 45-53.

Sanchez Casas J.J., De Miguel Gordillo C. and Marin Exposito J. b La qualité de l’huile d’olive provenant de variétés cultivées en Estrémadure en fonction de la composition et de la maturation de l’olive. *Olivae*, 75 : 31-36.

Sanchez Casas J.J., De Miguel Gordillo C. and Marin Exposito J. 1999. La qualité de l’huile d’olive provenant de variétés cultivées en Estrémadure en fonction de la composition et de la maturation de l’olive. *Olivae*, 75 : 31-36.

Sanchez Casas J.J., De Miguel Gordillo C. et Marin Exposito J. 1999. La qualité de l’huile d’olive provenant de variétés cultivées en Estrémadure en fonction de la composition et de la maturation de l’olive. *Olivae*, 75 : 31-36.

Sarfati C et J Fouin. (2002). Le guide des huiles d'olive. *Ed .du rouergue , Parc Saint-Joseph , P :40-41.*

Servili M. et Montedoro G.F. 2002. Contribution of phenolic compounds to virgin olive oil quality. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 104:602-613.

Servili M., Selvaggini R., Esposto S., Taticchi A., Montedoro G. et Morozzi, G. 2004. Health and sensory properties of virgin olive oil hydrophilic phenols: agronomic and technological aspects of production that affect their occurrence in the oil. *Journal of Chromatography A*, 1054:113-127.

Servili M., Selvaggini R., Esposto S., Taticchi A., Montedoro G. et Morozzi, G. 2004. Health and sensory properties of virgin olive oil hydrophilic phenols: agronomic and technological aspects of production that affect their occurrence in the oil. *Journal of Chromatography A*, 1054:113-127.

Sherwin, E. R. (1976). Antioxidants for vegetable oils. *Journal of the American Chemical Society*, 53: 430-436.

Singer. M, 2012 - Principaux ravageurs rencontrés et protection .Fiche de culture de l'olivier La maison de l'agriculture.sud et bio.5p.

Singleton V. I., Othofer R. et Lamuela-Raventos R. M. 1999 . Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in enzymology*, 299:152-178.

Soler Riva C., Espin J.C. and Wichers H.J. 2000. Oleuropein and related compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80 : 1013-1023.

T

Tamendjari A., Bellal M.M. and Angerosa F. 2004b. Influence of *Bactrocera oleae* infestation on olive oil quality during ripening of *Chemlal* olives. *Italian Journal Food Science*, 16 (3): 345-356.

Tamendjari A., Bellal M.M. Laribi R. and Angerosa F. 2004a. Impact de l'attaque de *Bactrocera oleae* et du stockage des olives de la variété *Chemlal* sur la qualité de l'huile. *La Rivista Italiana delle Sostanze Grasse*, 81 : 23-27.

Tamendjari, M.M. Bellal, R. Laribi F. Angerosa, Impact de l'attaque de *Bactrocera oleae* et du stockage des olives de la variété *Chemlal* sur la qualité de l'huile. *Riv. Ital. Sostanze Grasse* 81, 23-27 (2004).

Tasioula-Margari M. et Okogeri O. 2001. *Journal of Food Science*, 66 (4): 530-534.

Tovar M.J., Paz Romero M., Girona J. et Moltiva M.J. 2002. L-Phenylalanine ammonialyase activity and concentration of phenolics in developing olive (*Olea europaea* Lcv Arbiquina) fruit grown under different irrigation regimes. *Journal of Science of Food and Agriculture*, 82:892-898.

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

Velasco J. et Dobarganes C. 2002. Oxidative stability of virgin olive oil. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 104:661-676.

V

Venkateshwarlu G., Let M. B., Meyer A. S. et Jacobsen C. 2004. Modeling the sensory impact of defined combinations of volatile lipid oxidation products on fishy and metallic offflavors. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52 (6): 1635-1641.

Vichi S., Pizzale L., Conte L., Buxaderas S. et Lopez-Tamames E. 2003. Solid-phase microextraction in the analysis of virgin olive oil volatile fraction: modifications induced by oxidation and suitable markers of oxidative status. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*: 51, 6564-6571.

Villa P., 2003 - La culture de l'olivier . Ed. De Vecchi, Paris, 143p

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

Warlop F., 2006 - Limitation des populations de ravageurs de l'olivier par le recours à la lutte biologique par conservation. *Cahiers Agricultures*. 15(5): 455p.

Wiesman, Z. (2009). Desert Olive Oil Cultivation: Advanced Bio Technologies, *Elsevier Science*. PP : 1-395.

Z

Zarrouk M., Marzouk B., Ben Miled Daoud D. and Chérif A. 1996. Accumulation de la matière grasse de l'olive et l'effet du sel sur sa composition. *Olivae*, 61 : 41-45.

Zarrouk W., Haddada F.M., Baccouri B., Oueslati L., Taamali W., Fernandez X., Lizzuni-Cuvelier I., Dauod D., Zarrouk M. 2008. Characterisation of virgin olive oil from southern Tunisia. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 110: 83-88.

Résumé

L'oléiculture représente l'une des plus anciennes activités agricoles dans le bassin méditerranéen où la production d'olive a une richesse économique transmise sur plusieurs générations.

Le présent travail a pour but d'étudier l'effet de *Bactrocera olea* et de la maturation des olives sur la qualité de l'huile d'olive (Chemlal) de la région de Tizi-Ouzou.

Des analyses physico-chimiques ont été effectuées sur l'ensemble des échantillons étudiés.

Les résultats des analyses physicochimiques sont conformes aux normes relatives aux catégories des huiles d'olives vierges extra.

Les résultats obtenus après les analyses physico-chimiques montrent que les teneurs d'humidité, d'acidité libre, d'absorbance dans l'ultra violet et des pigments colorés diminuent au cours de la maturation des olives. Alors que les teneurs de l'indice de peroxyde et des polyphénols augmentent au cours de la maturation des olives.

Les résultats obtenus indiquent que la mouche d'olive affecte les paramètres physico-chimiques (humidité, acidité libre, indice de peroxyde, ultra violet, les chlorophylles et les caroténoïdes) en augmentant leur teneur dans l'huile et en diminuant la teneur des polyphénols dans l'huile d'olive.

Mot clé: Huile d'olive, Chemlal, *Bactrocera olea*, maturation des olives.

Abstract

Olive growing represents one of the oldest agricultural activities in the Mediterranean basin where olive production has an economic earth transmitted over several generations.

The present work aims to study the effect of olive fly and ripening olives on the quality of olive oil (Chemlal) of the region of Tizi-Ouzou

Physicochemical analyses were performed on all the samples studied.

The results of Physicochemical analyses comply with the standards for the category of extra virgin olive oils.

The results obtained after Physicochemical analyses show that the contents of humidity, free acidity, absorbance in the ultra violet and colored pigments decrease during the ripening of olives, while the contents of the peroxide index and polyphenols increased during the ripening of olives.

The results obtained indicated that the olive fly affects the analytical parameters (humidity, free acidity, peroxide index, ultra violet, chlorophylls and carotenoids) by increasing their content in the oil and decrease the content of the polyphenols in the oil.

Key words : Olive oil, Chemlal, olive fly, ripening olives.