REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOUD MAMMERI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE-MICROBIOLOGIE

MEMOIRE

De fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de master académique
Filière : Biotechnologies
Spécialité : Biotechnologie microbienne

Thème

Evaluation de l'activité anti-oxydante et antimicrobienne des composés phénoliques au cours de la fermentation naturelle d'olive de table verte : variété *Sigoise*

Travail réalisé par :
M^{elle} : BERRABAH Katia
M^{r}: MAIZ Sadek

Devant le jury:

PRESIDENTE: M^{me} AFIF CHAOUCH T. Maitre de Conférences A à l'UMMTO
PROMOTEUR : M^{r} OUELHADJ A. Maitre de Conférences A à l'UMMTO
EXAMINATRICE : M^{me} BENAZZOUZ K. Maitre Assistante A à l'UMMTO
CO-PROMOTRICE : M ^{elle} SAB C. Doctorante a l'UMMTO

Année universitaire : **2017/2018**

Remerciement

A l'issu de ce travail, nous remercions tout d'abord, Dieu le tout puissant qui nous a procuré le courage, la volonté, l'aide et la patience pour réaliser ce modeste travail.

En premiers temps, témoignons notre profonde gratitude à notre promoteur Mr OULHADJ.A, Maitre de conférence A à l'UMMTO, d'avoir accepté et assuré notre encadrement, pour votre soutien, pour votre sourire et votre patience veuillez trouvez ici l'expression de notre profonde et sincère gratitude.

Merci à M^lle^ Sab Doctorante à UMMTO, notre co-promotrice pour votre disponibilité, pour tous vos conseils avisés dont vous nous avez fait par tout au long de notre mémoire, merci.

Nos sincères remerciements vont également au nombre de jury d'avoir présidé notre jury et d'êtres examinateur de notre travaille.

Nos profonds remerciements pour tous les enseignants de L'UMMTO, en particulier ceux du département de biologie de nous avoir transmis leur savoir et parfois même leur savoir faire aussi pour leurs conseils. Sans oublier tous nos camarades Lyes, Affaf, Bina, Johayna, Celina, Melissa…

Enfin, nous présentons nos remerciements à toute personne ayant contribuée de prés ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Dédicace

A mes très chers parents et tente Djamila et Sadia

A mes petits neveux Ayoub, Adem, Amir et Ritadj ;

A mon cher frère Ali et mes chères sœurs : Kahina, Hafidha, Sara et Anissa et cousin Hocine et a mes beaux frères : Nacer et Sofiane

A mon groupe de randonnée (les aigles de Djurdjura)

A ma binôme Katia et toutes sa familles

A tous ceux qui me sont chers

Sadek.

Dédicace

A ma chère petite maman qui ma soutenue et aider depuis toujours, pour les sacrifices qu'elle a fait pour mon éducation et mon bien être. A mon cher père allah yarahmo, qui m'a toujours soutenu. Merci à vous tous les 2, pour la confiance, l'amour que vous m'avez accordé et aux valeurs que vous m'avez transmis.

A mon très cher frère Tarek, qui a sacrifiée sa vie pour nous, pour ton amour, je ne te remercierai jamais assez.

A Sabina qui m'a toujours offert ce quel pouvait, a son marie Karim ainsi qu'a mon petit coeur wassim.

A karima qui m'a toujours soutenue et comprise et qui m'a toujours aider.

A ma petite sœur Amel avec la quel j'ai toujours partagé tous, à son écoute actif , a son marie nassim. .

A mon binôme Sadek et sa petite famille, pour le respect et ton soutien.

A ma meilleure amie Amira et toute sa famille pour tous les moments sympas passés ensemble. A mes cousines préféré Hina, Mima, Dadou et mon cousin nonor et leurs familles, à mes tatas adorée Chabha, Zhor, Malika, ma couturière baya, sa fille Sarah ainsi qu'à ma tente Fariza.

A tous mes amis Omro, Lyeso, Ghnima, Affaf, Bina et Johayna.

A toute personne chère a mon cœur, que j'aime et qui m'aime.

Katia

Liste d'abréviation
Liste de figures
Liste des tableaux
Introduction 1

Synthèse bibliographique
Chapitre I : Le fruit de l'olivier

1. Historique ……... 3
2. Définition et classification botanique de l'olivier …….. 4
3. Définition et structure du fruit de l'olivier ……. 5
4. Composition chimique de l'olive ……... 6

Chapitre II : Les olives de table

1. Définition de l'olive de table ……. 7
2. Les marchés de l'olive de table ……. 7
   2.1. Marché mondial ……... 7
   2.2. Marché national …… 9
3. Principaux cultivars destinés à l'olive de table …….. 10
4. Composition chimique de l'olive de table ……. 13
   4.1. Composition chimique des olives de table …….. 13
      4.1.1. L'eau …… 13
      4.1.2. Les lipides ……..……. 13
      4.1.3. Les sucres simples …… 14
      4.1.4. Les protéines …… 14
      4.1.5. Les acides organiques …….. 14
      4.1.6. Les substances inorganiques …… 14
      4.1.7. Les vitamines …… 15
      4.1.8. Les pigments ……. 15
   4.2. Les composés phénoliques ……... 16
5. Types d'olive de table …… 16
   5.1. Selon le mode de présentation ……. 16
   5.2. Selon le mode de préparation ……... 17
   5.3. Selon le degré de maturité …… 17
6. Technologie d'élaboration des olives vertes au style Espagnole ……. 18
   6.1. Récolte et transport …… 18
   6.2. Réception et stockage …… 18
   6.3. Désamérisation …… 18
   6.4. Lavage …….. 19
   6.5. Mise en saumure et fermentation ……. 19
   6.6. Conditionnement et pasteurisation ……. 19

Chapitre III : Les polyphénols

I. Les composés phénoliques …… 21
   1. Généralité …… 21
   2. Biosynthèse ……. 22
   3. La structure chimique et classification …… 22
   4. Flavonoïdes ……. 23
   5. Anthocyanosides ……. 24
   6. Caroténoïdes …….. 24
   7. Tocophérols (vitamine E) …….. 24

II. Activité biologique des polyphénols …… 25
1. Activité anti-oxydante …… 25
2. Antioxydant …… 25
a) Antioxydant primaire ou molécule endogène ……... 25
b) Antioxydant secondaire ou molécule exogène ……. 26
c) Stress oxydant …….. 26
3. Activité antimicrobienne …… 27
a) Généralité …… 27
b) Les antibiotiques …….. 28
c) Activité antimicrobienne ……. 28

Partie expérimentale
Matériel et méthodes

1. Matériels ……..... 29
1.1.Appareillages et réactifs ……... 29
1.2.Matériels biologiques ……... 29
2. Méthodes …… 30
2.1.Échantillonnage ……... 30
2.2.Analyses physico-chimique de la saumure …….. 31
a) Mesure de pH…….. 30
b) Acidité libre…… 31
c) Taux chlorure…….. 31
2.3.Extraction des composés phénoliques ……. 33
2.4.Dosage des composés phénoliques totaux ……... 34
2.5.Dosage des flavonoïdes ……... 35
2.6.Activité anti oxydantes des composés phénoliques ……. 35
2.7.Activité antimicrobienne ……. 37

Résultats et discussion

A) Résultats d'analyses physico-chimiques …….. 39
- Mesure du pH …… 39
- L'acidité de la saumure ……. 40
- Taux de NaCl …… 41
- Résultats de Dosage des composés phénoliques totaux et les flavonoïdes 42
- Activité anti oxydante…….. 45

B) Résultats d'analyses microbiologiques ……..….. 46

Conclusion …….…… 53
Références bibliographiques…….. 55
Annexes
Résumé

Liste des abréviations

COI : Conseil Oléicole International**.**

DPPH : 2,2-Diphényl-l-picrylhydrazine.

GBPFOT : Guide de Bonne Pratique de Fabrication des Olives de Table.

ONFAA : Organisation National des Filières Agricoles et Agroalimentaire.

ITAF: Institut Technique de l'Arbroculture Fruitière.

AFIDOL : Association Française Interprofessionnelle de l'Olive.

ASEMESA : Association Espagnole des Exportateurs et des Industries des Olives de Table.

APII : Agence de Promotion de l'Industrie et de l'Innovation.

AAR : Activité anti-radicalaire.

Liste des tableaux

Tableau I : Composition chimique de l'olive……..……06

Tableau II: Marché mondial d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017…….08

Tableau III: marché mondial des olives de tables (1,000 tonnes)…….**.....**08

Tableau IV: Marché national d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017…….…09

Tableau V: Principaux cultivars utilisés dans l'élaboration des olives de table…..……....10

Tableau VI : Quantité de certains minéraux dans l'olive de table…….**.....**15

Tableau VII : Appareillages et réactifs……29

Tableau VIII: Souches bactériennes……..…….29

Tableau IX : Antibiotiques…….30

Tableau X : Résultats de la mesure du pH ……..... 39

Tableau XI Résultats d'analyses de l'acidité de la saumure..**.....**.….40

Tableau XII : Résultats des analyses de la teneur en NaCl de la saumure **.....**41

Tableau XIII: Résultats de dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes …….……44

Tableau XIV : Effet des différents antibiotiques sur les bactéries……..…...47

Tableau XV : Résultats de l'activité antimicrobienne…….47

Liste de figures

Figure1: Coupe longitudinale et transversale de l'olive……..06

Figure 2 : Structure des caroténoïdes……...24

Figure 3 : pH mètre……..30

Figure 4 : dosage acidité……..31

Figure 5 : dosage chlorure……32

Figure 6 : représente les premières étapes de l'extraction des polyphenols (pesage, agitation et centrifugation)……...…33

Figure 7 : représente le séchage à l'aide de l'hexane et la filtration de l'extrait final…….33

Figure 8 : effet antioxydant……..36

Figure 9 : Variations du pH au cours de la fermentation naturelle des olives de table vertes *Sigoise*..……40

Figure 10 : Variations de l'acidité (%) au cours de la fermentation naturelle des olives de table vertes *Sigoise.*……...41

Figure 11 : Variation de NaCl(%) au cours de la fermentation naturelle des olives vertes *Sigoise.*……...……...42

Figure 12 : Histogramme des polyphénols et des flavonoïdes……44

Figure 13 : Variation de l'activité anti-oxydante (%) au cours de la fermentation naturelle des olives de table vertes *Sigoise*……..……46

Figure 14: Activité antimicrobienne sur *Bacillus sp*……...49

Figure 15: Activité antimicrobienne sur *E. coli*……..… 50

Figure 16: Activité antimicrobienne sur *Pseudomonas sp.*.....51

Figure 17: Activité antimicrobienne sur *Staphylococcus aureus*……52

Introduction

Introduction

La fermentation de l'olive a plusieurs siècles d'histoire, en particulier dans le bassin Méditerranée où ce fruit fermenté a eu une grande influence sur la culture et l'alimentation de nombreux pays. Selon les dernières statistiques consolidées du Conseil oléicole international, la production mondiale dépasse actuellement 2,4 millions de tonnes par an. L'Espagne, la Turquie, l'Égypte, la Syrie, l'Algérie, la Grèce et le Maroc sont parmi les principaux producteurs, bien que l'Argentine, le Pérou et les États-Unis soient contributeurs importants également (COI, 2015). Ainsi, la transformation des olives de table est répandue dans le monde entier et représente une source économique importante pour les pays oléicoles (Medina *et al.*, 2015).

La production de l'olive de table, en Algérie, se concentre à Mascara à l'ouest du pays dans la commune de Sig, centre principal de l'activité. La *Sigoise* est la variété dominante du marché d'olives de table, elle occupe 25% du verger oléicole Algérien avec une production record en 2017 de 820 000 t.

Les olives de table sont connues pour leur haute valeur nutritionnelle. Ils contiennent plusieurs composants nutritionnels, qui dépendent largement de la variété d'olives, le stade de maturation de l'olivier, les conditions de culture et la méthode de traitement.

Les olives de table transformées sont riches en vitamines, elles contiennent des minéraux, alors qu'ils sont des sources bien connues de composés phénoliques, les principaux étant l'hydroxytyrosol et le tyrosol (Alexandraki, 2015).

Pour leurs nombreuses propriétés et effets biologiques (anti-inflammatoires, anticancéreux, activités anti-oxydantes, inhibition de l'oxydation des LDL humaines et agrégation plaquettaire), les composés phénoliques des olives jouent un rôle important dans la prévention des maladies dégénératives chroniques. Les effets sur la santé des phénols d'olive dépendent évidemment de leur type et leur quantité (Ambra, 2017).

L'objectifs de cette étude c'est l'évaluation de la concentration phénolique et de l'activité anti-oxydante et anti-microbienne associes à des extraits phénoliques des olives de table durant le processus de fermentation naturelle à l'échelle industrielle.

La présente étude est divisée en 4 chapitres :

Le premier chapitre présente une synthèse bibliographique concernant l'espèce *Olea europeae*. Le deuxième chapitre présent des généralités sur l'olive de table, le troisième

chapitre est réservé aux composés phénoliques. L'identification des échantillons ainsi que les différentes méthodes expérimentales sont décrites au quatrième chapitre. Le dernier chapitre est consacré aux résultats expérimentaux, interprétation et discussion des résultats.

Chapitre I : Le fruit de l’olivier

1. Historique:

L'histoire de l'olivier se confond avec celle des civilisations qui ont vu le jour autour du bassin méditerranéen. Ainsi, l'olivier et son huile occupent une place prépondérante dans la culture et le patrimoine des grandes civilisations antiques.

L'origine lointaine de l'olivier a toujours été accompagnée d'innombrables légendes car les différents peuples méditerranéens ont attribué à leurs propres dieux la création de l'olivier. Dès lors, l'olivier est devenu un arbre sacré et l'arbre symbolique par excellence (Henry, 2003).

Le berceau de l'olivier fut vraisemblablement l'Asie Mineure ou la Crète. Les premières traces que l'on a de cet arbre datent de 37 000 ans avant Jésus Christ, sur des feuilles fossilisées découvertes dans les îles de Santorin, en Grèce. Bien que les historiens et les archéologues ne soient pas unanimes sur le pays d'origine de l'olivier, cet arbre a incontestablement trouvé en Méditerranée des conditions naturelles, principalement climatiques, auxquelles il s'est parfaitement adapté (Henry, 2003).

Dès 3000 avant J-C, l'olivier est cultivé dans le Croissant fertile, aire englobant l'Egypte, la Syrie, la Palestine et la Phénicie. Des fouilles archéologiques confirment, par la découverte de stèles, de fresques et de jarres une intense activité née de la culture de l'olivier et du commerce de l'huile en Crète, sur les îles et les rivages égéens dès cette troisième millénaire (Henry, 2003).

Vers 1600 avant J-C, les Phéniciens diffusent l'olivier dans toute la Grèce (Henry, 2003). Sa présence, selon le linguiste Mohand Akli Haddadou, est attestée au Sahara où il est désigné par ahatim (du phénicien : zytim), comme en témoigne les oliviers fossilisés du Hoggar (Mokdad, 2015).

Les Romains, lors de leurs conquêtes, poursuivent la propagation de l'olivier dans tous les pays côtiers de la méditerranée. De plus, à cette époque, les colons phocéens fondent Marseille (Massalia) et l'olivier s'implante en Provence. Les Grecs initient ses peuples ainsi que ceux, de Corse et d'Italie à l'exploitation agricole de l'olivier, de l'entretien des sols jusqu'à la récolte et au système d'extraction de l'huile (Henry, 2003).

Au deuxième siècle, à Rome, l'huile d'olive est la première source de lipides dans l'alimentation. Peu de documents historiques sont disponibles pour la période du Moyen Age Toutefois, on sait que l'huile était encore employée pour l'hygiène corporelle, les besoins du culte et les usages domestiques (Henry, 2003).

La culture de l'olivier fait un bond en dehors du bassin méditerranéen avec la découverte de l'Amérique. Au XVIème siècle, conséquence des grandes expéditions maritimes parties d'Espagne et du Portugal en direction du Nouveau Monde, l'olivier est introduit en Amérique centrale, au Pérou, au Chili, en Argentine, puis au XVIIIème siècle en Californie.

Enfin, plus récemment, l'olivier a poursuivi son expansion au delà de la méditerranée, s'implantant en Afrique de Sud, en Australie, en Chine et au Japon. Mais jamais l'olivier ne poussera aussi bien que sur sa terre de prédilection, la méditerranée: «Là ou l'olivier renonce, s'achève la méditerranée » (Henry, 2003 ; Leva, 2011).

2**. Définition et classification botanique de l'olivier**

L'olivier est un arbre fruitier qui produit les olives, un fruit consommé sous diverses formes et dont on extrait une des principales huiles alimentaires, l'huile d'olive. C'est la variété, domestiquée depuis plusieurs millénaires et cultivée principalement dans les régions de climat méditerranéen, de l'une des sous-espèces de *Olea europaea*, une espèce d'arbres et d'arbustes de la famille des Oléacées.

La classification botanique de l'arbre de l'olivier selon (Ghedira, 2008) est la suivante :

- **Embranchement :** Magnoliophyta
- **Sous embranchement :** Magnoliophytina
- **Classe :** Magnoliopsida
- **Sous classe :** Asteridae
- **Ordre :** Scrophulariales
- **Famille :** Oleaceae
- **Genre:** *Olea L.*
- **Espèces:** *Olea europea L.*

3. Définition et structure du fruit de l'olivier

L'olive est le fruit de l'olivier, il est une drupe à peau lisse ovoïde et globuleuse, de taille variable, de quelques grammes seulement. Sa, couleur, d'abord verte, vire au noire à maturité complète chez la plupart des variétés. La maturité est atteinte entre le moi d'octobre et décembre dans l'hémisphère nord.

L'olive est constitué de :

- **L'épicarpe** : c'est la peau de l'olive, elle reste attachée au mésocarpe. Elle est recouverte de matière cireuse, la cuticule est imperméable à l'eau. A la maturation, l'épicarpe passe de la couleur verte à la couleur violette puis noirâtre.
- **Le mésocarpe :** c'est la pulpe du fruit. Elle est constituée de cellule dans lesquelles sont stockées les gouttes de graisse qui forment l'huile d'olive.
- **L'endocarpe :** est constitué d'un noyau fusiforme, très dur. Sa forme et sa dimension varient suivant la variété. Il représente 18% à 20% du poids du fruit, il est constitué de la lignine, de fibres cellulosiques et hemicellulosiques, il renferme la graine

L'olive est la seule drupe a ne pas avoir le goût sucré mais plutôt amer, c'est pourquoi elle ne peut pas être consommée immédiatement. L'épicarpe et le mésocarpe de l'olive sont composés de cellules parenchymateuses. Elles présentent, en leur centre, une grande vacuole remplie de lymphe dans laquelle sont dissous les sucres, les acides, le tannin, les pigments, les substances inorganiques. On trouve également des gouttes d'huile en suspension. Les substances polaires de la lymphe cellulaire exercent une pression osmotique sur la paroi (qui atteint 9 atm) contrecarrée par la pression interne de la paroi cellulaire cellulosique. La pression osmotique de la lymphe cellulaire et la pression de signe opposé de la paroi cellulaire maintiennent la turgescence du fruit (Loussert et Brousse, 1978).

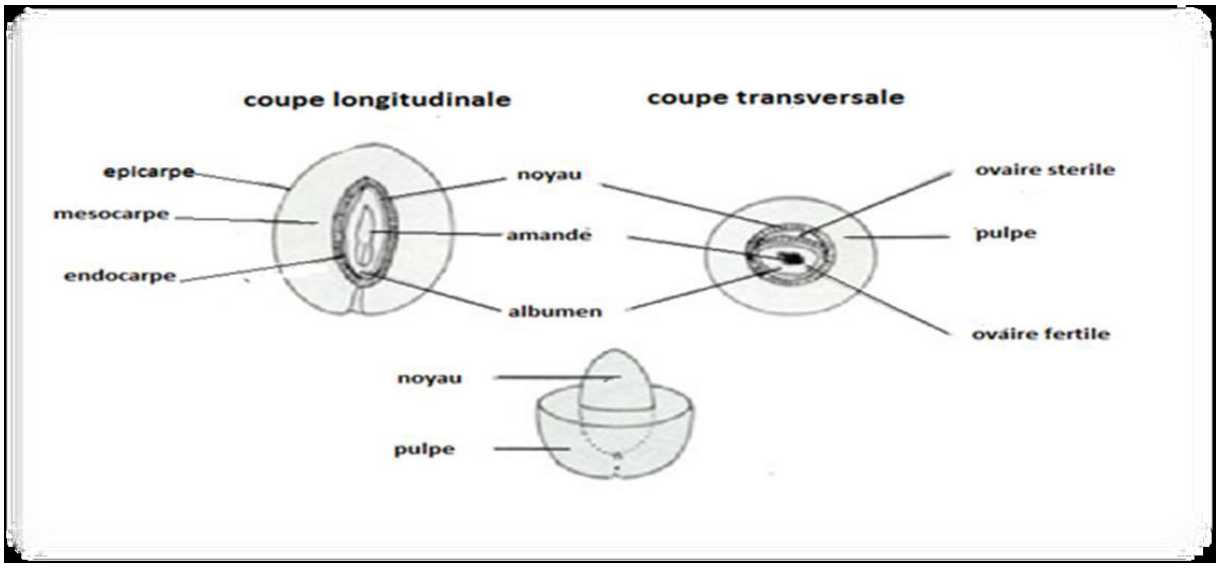


Figure 1: Coupe longitudinale et transversale de l'olive (Sansoucy, 1984)

4. Composition chimique de l'olive

Du point de vue morphologique et anatomique, l'olive n'est pas différente des autres drupes, elle se distingue par sa composition chimique et ses qualités organoleptiques, il se caractérise par une faible concentration en sucre (2,5– 6%) et une grande quantité de matières grasses (17-30%), et la présence de l'oleuropéine qui est responsable de l'amertume de l'olive.

Selon Sansoucy, la composition chimique de l'olive mûre est résumée dans le tableau suivant :

Tableau I : Composition chimique de l'olive (Sansoucy, 1984)

Partie anatomique	Eau %	Lipides%	Protéines %	Glucides %	Cendres %
Epicarpe	24.2 %	56.40 %	06.8 %	09.9 %	2.66 %
Mésocarpe	04.2 %	05.25 %	15.6 %	70.3 %	4.16 %
Endocarpe	06.2 %	12.26 %	13.8 %	65.6 %	2.16 %

Chapitre II : Les olives de table

1. Définition de l'olive de table

L'olive de table est un fruit fermenté d'olea europea L qui est traditionnellement cultivé dans les pays méditerranéen (Espagne, Italie, Grèce, et la turquie …) et plus récemment en Amérique, Australie et le moyen orient (Maria de Angelis *et al.,* 2015).

La norme commerciale applicable aux olives de table (COI), définie l'olive de table comme étant le produit obtenu a partir de cultivars oléicoles appropries, transformé pour éliminer leur amertume naturelle et conservés (par fermentation naturelle, traitement thermique ou conservateur) avec ou sans saumure jusqu'à consommation.

Les plus importantes préparations commerciales sont les olives vertes confites (Style espagnol), les olives noires au naturel (Style grec) et les olives tournantes noircies par oxydation (Ozdemir, 1997 ; Fendri *et al.*, 2013).

L'olive de table doit être de taille moyenne ou grosse, soit peser 3-5g, le noyau doit se détacher facilement, la peau doit être fine, élastique et résistante aux chocs et à la saumure. Elle doit contenir un minimum de 4% de glucides ainsi qu'une faible teneur en huile afin de faciliter sa conservation (Fortin, 2005).

2 .Les marchés de l'olive de table

2.1. Marché mondial

Le verger mondial d'olivier a atteint 11193000 hectares ce qui correspond a 1,46 milliards d'oliviers. D'après l'AFIDOL (2012**)** les principaux vergers se trouvent en Turquie, Espagne, Italie et en Tunisie.

En effet, la production des olives de table est essentiellement concentrée dans les pays méditerranéen : l'Espagne, l'Italie, la Grèce, la Tunisie, la Turquie, la Syrie et le Portugal (production mondiale est produite par l'Europe : Espagne, Italie, Grèce et Portugal) (Tableau III). Plus de 2, 500,000 tonnes par an de la production mondiale d'olives de table est produite par ces pays. Dans le reste des pays membres du COI, la Turquie est en tête avec une production estimée à 430 000 t.

Tableau II: Marché mondial d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017 selon COI 2017.

Compagne	**Production**	**Consommation**	**Exportation**	**Importation**
2012/2013	2512,5	2522,5	670,0	645,5
2013/2014	2660,5	2493,5	638,0	667,5
2014/2015	2581,0	2480,0	604,0	609,0
2015/2016	2650,0	2581,5	610,0	623,0
2016/2017	2700,0	2699,0	646,5	611,0

Selon le COI en 2015 la production mondiale des olives de tables est évaluée a 2742600 tonnes. Le tableau suivant représente quelques pays du globe producteurs des olives

Tableau III: marché mondial des olives de tables (COI, 2015) (1,000 tonnes)

		Maroc	Syrie	USA	Turquie	Egypte	UE
2010/2011	Prod	110.0	147.0	154.0	330.0	350.0	828.5
	Cons	32	122.0	240.0	300.0	300.0	592.0
	Expo	77	30.0	4.0	72.0	78.0	290.5
	Impo	0.0	0.0	138.0	0.0	0.0	114.0
2011/2012	Prod	100.0	172.0	26.0	400.0	384.5	741.0
	Cons	32.0	132.0	210.0	350.0	300.0	664.5
	Expo	68.0	35.0	4.0	60.0	93.5	298.0
	Impo	0.0	0.0	132.0	0.0	1.0	98.5
2012/2013	Prod	100.0	134.0	78.0	410.0	453.0	780.5
	Cons	32.0	104.0	210.0	350.0	330.0	589.0
	Expo	72.5	23.0	3.5	70.0	127.5	270.0
	Impo	0.0	0.0	143.0	0.0	0.5	82.0
2013/2014	Prod	120.0	120.0	82.5	430.0	400.0	794.0
	Cons	33.0	107.0	210.5	355.0	319.0	530.0
	Expo	87.0	5.0	8.0	70.5	65.0	283.5
	Impo	0.5	0.0	135.5	0.0	0.0	93.0
2014/2015	Prod	100.0	75.0	33.5	410.0	400.0	841.5

	Cons	33.0	97.5	135.0	330.0	350.0	590.0
	Expo	70.0	0.0	6.0	70.0	70.0	319.0
	Impo	0.0	0.0	152.0	0.0	0.0	113.0
2015/2016	Prod	120.0	180.0	54.0	397.0	470.0	796.0
	Cons	33.0	125.0	200.0	327.5	360.0	591.0
	Expo	80.0	25.0	8.0	73.0	100.0	300.5
	Impo	0.0	0.0	152.0	0.0	0.0	111.5

2.2. Marché national

En Algérie, l'olivier occupe la première place avant le figuier, le dattier et les agrumes en superficie. Il s'étend sur le tiers de l'espace dévolu aux cultures fruitières arborescentes. 35 millions d'oliviers sont implantés sur une superficie de 471 657 ha sur le territoire national (ONFAA, 2016).

La récolte est essentiellement destinée à l'oléiculture, ensuite à la production de l'olive de table avec une variété réputée à cet effet qui est la Sigoise de Mascara, occupant 25% du verger oléicole algérien, ceci dit la production d'olives de table est concentrée à l'ouest du pays (APS, 2016).

Durant ces cinq dernières années, la production algérienne des olives de table ne cesse d'augmenté, avec une moyenne qui est estimée de 216 200 tonnes, avec une surface, occupée par des oliviers, estimée de 288 442 ha. Actuellement, Bejaia occupe une surface importante (50 000 ha) environ 18% de la superficie totale des oliviers en Algérie (CAB 2009/2010).

Au cours de l'année 2016/2017, la production est de 234 000 tonnes soit 8.6% de la production mondiale (COI, 2017).

Tableau IV: Marché national d'olives de tables (x 1.000 tonnes) de 2012 à 2017 selon COI 2017.

Compagne	Production	Consommation	Exportation	Importation
2012/2013	175,0	172,0	0,0	12,0
2013/2014	208,0	205,0	0,0	8,0
2014/2015	233,5	240,0	0,0	0,0
2015/2016	233,0	242,0	0,0	8,5
2016/2017	234,0	244,0	0,0	0,0

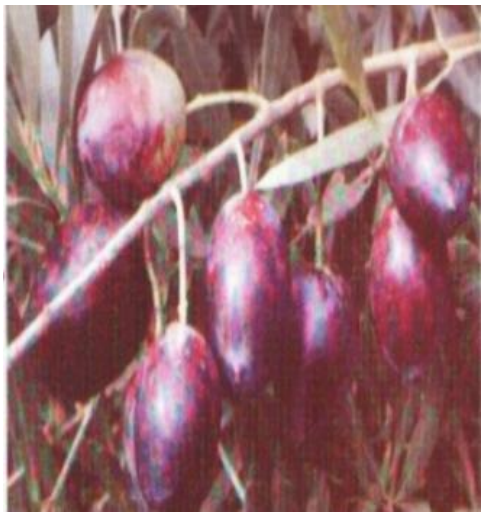
3. Principaux cultivars destinés à l'olive de table

En référence au catalogue des variétés Algériennes de l'olivier, les cultivars utilisés ou pouvant être utilisés dans l'élaboration des olives de table sont représentés dans le tableau V.

Tableau V: Principaux cultivars utilisés dans l'élaboration des olives de table. (ITAF)

Variété / Origine	Destination	Spécificités	Représentation
Aberkane - Averkane / Akbou (Béjaia)	Double aptitude : l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 16-20%	Variété rustique et de saison; Rapport pulpe/ noyau: 7,09 élevé; Faible adhérence de la pulpe au noyau.	
Aghchren de Titest/ Hammam Guergour (Sétif)	Double aptitude : l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 14-18%	Variété résistante au froid ; Rapport pulpe/ noyau: 9-10 élevé ; Productivité importante et alternante	

Aghenfous/ Bougaa (Sétif)	Double aptitude : l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile:16-20%	Variété de saison résistante au froid et à la sécheresse ; Rapport pulpe/ noyau: 7 élevé ; Pulpe se détache facilement du noyau; Productivité moyenne	
Aguenaou - Agnaw/ Bousselah (Sétif)	Double aptitude l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 16-20%	Variété tardive, résistante à la sécheresse et au froid; Rapport pulpe/ noyau: 6 moyen; Pulpe se détache difficilement du noyau; Productivité moyenne	
Aharoun /Haute vallée de la Soummam (Béjaia)	Double aptitude : l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 18-22%	Rapport pulpe/ noyau: 6 moyen; Productivité élevée et peu alternante.	

Azeradj-Aradj-Adjeraz / Seddouk (Béjaia)	Double aptitude : l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 24-28%	Occupe 10% de la superficie Oléicole nationale; Pollinisatrice de la variété Chemlal; Variété résistante a la sécheresse; Rapport pulpe/ noyau: 8,70; Pulpe se détache difficilement du noyau	
Bouchouk-Vouchouk/ Sidi-Aich (Béjaia) .	Double aptitude l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 22-26%	Variété de saison, rustique; Rapport pulpe/ noyau: 7,50 moyen; Productivité moyenne et peu alternante	
rosse de Hamma/ Constantine	Double aptitude : l'huile d'olive et olives de table. Rendement en huile: 16-20%	Rapport pulpe/ noyau: 7,50 moyen; Productivité moyenne et peu alternante	

4. Composition des olives de table

4.1. Composition chimique des olives de table

La composition des olives de table varie selon de nombreux facteurs tels que : L'héritage génétique, le site géographique et les conditions agronomiques, le stade de maturité ainsi que le procédé d'élaboration du fruit (Ucella, 2001 ; Hannachi *et al*., 2007 ; Gomez-Rico *et al*., 2008)

4.1.1. L'eau

L'olive de table est composée principalement de l'eau a un pourcentage de 75% du poids de l'olive frais (Ciqual, 2013).

Au cours du traitement, les olives perdent de l'humidité et d'autres composants hydrosolubles, de sorte que leur poids net est souvent inférieur (jusqu'à 10%) que celui des olives brutes Avec des olives sèches, la teneur en eau diminue à environ 30% (Kailis, 2004).

4.1.2. Les lipides

Les lipides sont les principaux constituants de l'olive de table avec une concentration de 8 à 24g/100g de matière fraiche (Bianchi, 2003). La plus grande partie des lipides qui se trouve dans les olives de table est composée de triacylglycérol (98%), d'une combinaison d'acides gras et de glycérol ainsi que certains diglycérides (1.1%) et d'acides gras libres (0.3%). Deux types de lipides sont incorporés dans la membrane cellulaire des olives; les phospholipides et les galactolipides.

On trouve :

- Des acides gras saturés dans ce fruit avec une concentration de 1.99g dans 100g (exemple : l'acide palmitique 1.63g dans 100g du fruit, l'acide stéarique 0.298g dans 100g).
- Des acides gras monoinsaturés : 9.74g dans 100g
- Des acides gras poluinsaturés : 1.31g dans 100g
- Des acides gras Oméga 6 dont l acide linoléique avec une concentration de 0.972g dans 100g du fruit
- Des acides gras Oméga 9 dont l'acide oléique de concentration 9.25g dans 100g

(Ciqual, 2013).

Dans la pulpe, d'autres composés liposolubles sont contenus dans l'olives : les stérols, les acides triterpéniques et les tocophérols (vitamine E) (Kailis, 2004).

4.1.3. Les sucres simples

Le pourcentage du saccharose dans la pulpe fraîche de l'olive est de 0,03-0,42% et celui du mannitol est de 0,55-0,63%.

4.1.4. Les protéines

Faible teneur en protéines solubles et insolubles avec un pourcentage de 1.02% du poids du fruit mais contient les acides aminés essentiels (Ciqual, 2013).

La saumure peut transférée les protéines solubles, en fournissant des acides aminés pour les organismes fermentatifs et éventuellement la croissance des organismes de détérioration. Les principaux acides aminés dans les olives brutes comprennent l'arginine, l'alanine, l'acide aspartique, l'acide glutamique et la glycine. D'autres acides aminés tels que l'histidine, la lysine, la méthionine phénylalanine, la tyrosine, la leucine, l'isoleucine, la thréonine, la valine, la proline et la sérine sont également présents

Les olives traitées avec de la soude ont des niveaux inférieurs de protéines par rapport aux olives brutes (Kailis, 2004).

4.1.5. Les acides organiques

Les olives sont traitées avec une solution diluée de lessive (hydroxyde de soude) pour éliminer et transformer l'oleuropéine et les sucres, former des acides organiques qui favorisent la fermentation postérieure, et augmenter la perméabilité du fruit. Les concentrations de lessive varient entre 2% et 4%, en fonction du degré de maturité des olives, de la température, de la variété et de la qualité de l'eau **(**COI, 2013). Ils sont représentés par l'acide oxalique citrique et malique

4.1.6. Les substances inorganiques

L'olive est riche en substances inorganiques, dont le Potassium, le Calcium, le Magnésium, le Sodium, le fer et le phosphore, etc. Ces composés se perdent lors du processus de sa fabrication. Seul la teneur du Sodium qui augmente grâce à l'ajout du NaCl lors de la préparation et la commercialisation du produit.

La quantité des substances restante inorganiques à la fin du traitement suffit pour considérer les olives comme une bonne source de minéraux pour l'organisme humain et un élément utile pour les bactéries lactiques (Tableau VI).

Tableau VI : quantité de certains minéraux dans l olive de table (Ciqual, 2013)

Minéraux	**Quantité en mg**
Magnésium	24.5
Phosphore	13.9
Potassium	39.3
Calcium	36.0
Fer	0.665
Manganèse	0.055
Zinc	0.420

4.1.7. Les vitamines

La pulpe de l'olive verte contient une petite quantité de vitamines, comme suit (Ciqual ,2013):

-Vitamine A (β-carotène) : 231 µg par 100 g de pulpe.

-Vitamine B5 (acide panthothénique) : 0.02 mg par 100 g de pulpe

-Vitamine B6 (pyridoxine) : 0,02 mg par 100 g de pulpe.

-Vitamine B9 (acide folique) : 6.4 µg par 100 g de pulpe

-Vitamine E (tocophérol) : 1.99 mg par 100 g de pulpe.

-Vitamine K1 : 1.4 µg par 100 g de pulpe

4.1.8. Les pigments

La pulpe d'olives comporte des pigments liposolubles (chlorophylle a et b pour la couleur verte la chlorophylle est le principal pigment dans l'olive qui joue un rôle important dans la photosynthèse et des caroténoïdes pour la couleur jaune) et des pigments hydrosolubles (Anthocyanines pour la couleur violet-noir, 0.5mg/100g de pulpe).

En outre, les anthocyanines sont des indicateurs sensibles du pH, puisqu'elles changent de couleur en fonction de son taux dans la pulpe et dans la saumure.

Avec un taux de pH bas (3,8-4,5), elles présentent une couleur pourpre tournant progressivement au violet, au noir violacé et finalement au noir lorsque le pH atteint son point neutre (Kailis et Harris ,2004).

4.2. Les composés phénoliques

La fraction phénolique des olives de table est très complexe et peu varier a la fois en qualité et en quantité en composé phénolique, car elle dépend de la méthode du traitement, du cultivars, de régime d'irrigation et du degré de maturation (Bosku *et al*., 2004).

Les olives de table contiennent des composés phénoliques qui procurent de nombreux bienfaits connus en raison de leur activité antioxydante, cardioprotectrice et anticancérigène, le principal composé phénolique présent dans l'olive de table soit le tyrosole et l'hydronytyrosol (Cabrera Barégil *et al.,* 2017).

5 .Types d'olives de table

5-1 Selon le degré de maturité :

En fonction du degré de maturité des fruits frais, les olives de table sont classées dans l'un des types suivants (GBPFOT, 2007):

a. Olives vertes :

Fruits de couleur verts franc à vert jaune brillant ou pruiné récolté au moment où ils ont atteint leur complet développement mais nettement avant la véraison.

b. Olives tournantes :

Fruits cueillis à la véraison et avant complète maturité, encore peu riches en huile, et ayant atteint une teinte légèrement rosé clair à violet.

c. Olives noires ou mûres :

Fruits cueillis à maturité, riches en huile ayant acquis une teinte noire brillante ou mate ou noire violacé ou brun noir, non seulement sur la peau mais dans l'épaisseur de la chair.

5.2. Selon le mode de présentation :

Les olives peuvent se présenter sous l'une des formes ci-après selon le type et la préparation commerciale.

a. Olives entières :

Olives présentant leur conformation naturelle, non dénoyautées.

Sans pédoncule : Olives entières dont le pédoncule n'adhère plus au fruit.

Avec pédoncule : Olives entières dont le pédoncule reste attaché au fruit.

b. Olives cassées :

Les olives cassées sont généralement obtenues par le traitement sans broyage de fruits frais dont la pulpe est éclatée, cueillis immédiatement avant la véraison au moment où ils commencent à former leur huile, de couleur vert jaune à vert sombre. Ils subissent éventuellement une désamérisation rapide dans une lessive légère qui leur laisse une certaine amertume et sont finalement immergés dans une saumure très parfumée (fenouil, coriandre, etc.).

Les olives cassées peuvent également être obtenues à partir de fruits préalablement traités à la saumure, puis soumis à une préparation analogue à celle décrite ci-dessus

c. Olives tailladées

Olives vertes, tournantes ou noires, tailladées dans le sens longitudinal moyennant des incisions pratiquées dans la peau et une partie de la pulpe, conservées dans une saumure vinaigrée ou non. De l'huile d'olive et des substances aromatiques peuvent leur être ajoutées. Il existe deux types d'olives tailladées : Confites : lorsqu'elles ont été tailladées après avoir été soumises à un traitement alcalin avec une fermentation naturel sans ajout de ferment.

d. Olives dénoyautées :

Olives présentant dans l'ensemble leur conformation naturelle et dont le noyau a été ôté.

e. Olives farcies :

Avec des produits végétaux entiers ou leurs pâtes.

Avec des pâtes élaborées à partir de poissons ou produits d'origine animale.

f. Olives en rouelles ou en rondelles :

Olives dénoyautées ou farcies, coupées en tranches parallèles d'épaisseur à peu près uniforme.

g. Olives en quartiers :

Olives dénoyautées, coupées en quatre parties approximativement égales, suivant le grand axe du fruit.

h. Olives en morceaux ou brisées :

Olives brisées accidentellement au cours du dénoyautage ou de l'introduction de la farce ou morceaux d'olives dénoyautés (Duriez, 2004).

5.3. Selon le mode de préparation :

Les olives font l'objet des préparations commerciales et autres traitements suivants:

a. Olives confites:

Olives vertes ou tournantes ou noires ayant subi un traitement alcalin.

b. Olives au naturel:

Olives vertes ou tournantes ou noires traitées directement à la saumure dans laquelle elles subissent une fermentation totale ou partielle et conservées par adjonction d'agents acidifiants ou non.

c. Olives déshydratées et/ou ridées:

Olives vertes, tournantes ou noires ayant subi ou non un léger traitement alcalin, conservées en saumure ou partiellement déshydratées au sel sec et/ou par chauffage ou tout autre procédé technologique.

d. Olives noircies par oxydation:

Olives vertes ou tournantes conservées en saumure, fermentées ou non, et noircies par oxydation, avec ou sans milieu alcalin. Elles devraient être d'une couleur noire uniforme. Les olives noircies par oxydation devraient être conservées dans des récipients fermés hermétiquement et faire l'objet d'une stérilisation par la chaleur (COI, 2004).

6. Technologie d'élaboration des olives vertes au style Espagnole

6.1. Récolte et transport

Généralement les olives sont récoltées à la main à un stade ou la couleur devient vert jaune et de taille maximale (Unalk et Nerjiz, 2003). A ce stade, la teneur en sucre et la relation pondérale (pulpe/noyau) doivent être maximale.

6.2. Réception et stockage

Une fois récoltées, les olives sont exposées au risque de détérioration donc elles doivent être traitées rapidement. Quelques jours après la récolte, elles commencent à s'altérer et une température inférieure à 5°C cause un brunissement de la pulpe (Therios, 2009). Un stockage sous atmosphère modifiée (anaérobiose) (Nanos *et al.*, 2002), un prétraitement alcalin à titre faible ou une alcanisation à basse température peuvent réduire la charge d'effluents et augmenter la conservabilité des olives. Les olives sont alors triées selon la variété, degré de maturité de l'olive.

6.3. Désamérisation :

Cette étape consiste à l'élimination de l'amertume des olives par élimination et solubilisation de l'oleuropeine, (Gutierrez-Rosales *et al*., 2003), cette élimination se fait par

un traitement alcalin (voie chimique) ou traitement prolongé à la saumure (voie biologique) (Ghanbari *et al*., 2012).

6.4. Lavage :

Le lavage des olives a pour but l'élimination de la quasi-totalité de la soude entrainée par les olives et cela s'effectue par trois lavages à l'eau, il faut bien gérer cette opération de manière à minimiser les pertes en vitamines hydrosolubles, minéraux et sucre réducteur et évité la réduction de leur disponibilité lors de la fermentation.

Tout lavage inadéquat peut engendrer une augmentation du pH de la saumure et donc l'altération des olives durant la fermentation, donc l'idéal est d'utiliser un système douche pour une durée de 15 à 20 min suivi d'un lavage ne dépassant 15h.

6.5. Mise en saumure et fermentation :

Les olives sont immergées dans une saumure (6 à 12%) acidifié à pH 6,2-6,5, jusqu'à abaissement du pH à des valeurs comprises entre 4,5 et 4, où elles subissent une fermentation anaérobique, conduite par les bactéries lactiques naturellement présentes dans le fruit, et cela afin de stabiliser les olives et leur conférer des caractéristiques organoleptiques meilleurs.

La fermentation des olives est assurée au départ par les levures (*Geotrichum candidum*, *Saccaromyces cervisiae*, *Debaromyces hansenii*, *Pichia anomala*, *Candida albicans*) et bactéries lactiques *(Lactobacillus plantarum*, *Leuconostoc mesenteroides*, *Lactobacillus pentosus)*. *Lactbacillus plantarum* qui est prédominant (Leal Sanchez *et al.*, 2003) produit l'acide lactique à partir du glucose et qui est derrière la saumure, devient gluante, épaisse et visqueuse. La concentration en chlorure atteint ainsi 6%. L'acide lactique produit améliore les caractéristiques sensorielles des olives de table et prévient leur altération, cette fermenatation s'accompagne de la production des bactériocines (Charoemprasert et Mitchell, 2012).

Il existe plusieurs facteurs qui peuvent influencer la fermentation lactique des olives, tels que la température, la concentration en sel, le pH de la saumure et la teneur en polyphénols (Ozdemir, 1997 ; Bianchi, 2003 ; Poiana et Romeo, 2006).

6.6. Conditionnement et pasteurisation

Elle consiste à la mise en solution des olives dans une solution fraiche de sels additifs (acide sorbique et benzoïque), ou par pasteurisation à 62,4°C pendant 15 minutes (Casado *et al.*,

2015). Il existe d'autres additifs de conservation des olives de table tels que les acides fumarique et puruvique, le cinnamaldehyde, le métabisulfite de sodium et la natamycine

Chapitre III : Les polyphénols

I. Les composés phénoliques

1. Généralités

Le terme polyphénol date des années 1980 où il a remplacé le terme « tanin végétal ». Ils font partie intégrante de l'alimentation humaine et animale (Martin et Andriantsitohaina, 2002).Ces corps jouent un rôle fondamental car ils sont des éléments importants de qualités sensorielles (couleur et caractères organoleptiques) et nutritionnelles des végétaux, tels que les légumes, les fruits, les céréales ou les fruits secs, ainsi que dans les boissons, le café, le cacao ou le thé. L'homme consomme environ un gramme de polyphénols chaque jour, soit dix fois plus que de vitamine C et 100 fois plus que de caroténoïdes ou vitamine E (Scalbert, *et al*., 2005).

Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (racines, tiges, feuilles, fleurs, pollens, fruits, graines et bois) et sont impliqués dans de nombreux processus physiologiques comme la croissance cellulaire.

Les polyphénols ou composés phénoliques, sont des molécules spécifiques du règne végétal. Cette appellation générique désigne un vaste ensemble de substances aux structures variées qu'il est difficile de définir simplement (Bruneton, 1993).

Ils regroupent un vaste ensemble de plus de 8 000 molécules, ils se répartissent en une dizaine de classes chimiques, qui présentent toutes un point commun : la présence dans leur structure d'au moins un cycle aromatique à 6 carbones, lui-même porteur d'un nombre variable de fonctions hydroxyles (OH) (Hennebelle *et al*., 2004*).*

Durant ces dernières années, plusieurs chercheurs se sont intéressés aux composants phénoliques à cause de leur pouvoir à piéger les radicaux libres et les bienfaits potentiels de leur consommation sur la santé humaine (Manach *et al.*, 2004).

L'olive est particulièrement riche en composés phénoliques représentant 1 à 3 % du poids frais (Ryan *et al.*, 1999 ; Vinha *et al*., 2005), qui contribuent en majeur partie aux caractéristiques organoleptiques (Gout et couleur) du produit fini (Mc Donald *et al.*, 2001). La

teneur et la nature des composés phénoliques dans l'olive, dépendent du calibre, de la variété, du stade de maturité, de l'origine géographique et du traitement subi durant l'élaboration de l'olive de table (Ucella, 2001 ; Chammem *et al*., 2005).

2. Biosynthèse

La biosynthèse des polyphénols se fait par 2 voies :

- Celle de l'acide shikimique, qui conduit après transamination et désamination, aux acides cinnamiques et à leurs nombreux dérivés tels que les acides benzoiques ou les phénols simples (Knaggs, 2003).
- Celle issue de l'acétate, qui conduit à des poly ß-coesters (polyacétates) de longueurvariable menant par cyclisation à des composés polycycliques tels que lesdihydroxy-1,8 anthraquinones ou les naphtoquinones (Bruneton, 1993 ;Naczk, et Shahidi, 2004).

De plus la diversité structurale des composés polyphénoliques due à cette double origine biosynthétique, est encore accrue par la possibilité d'une participation simultanée des deux voies dans l'élaboration de composés d'origine mixte, les flavonoïdes (Martin et Andriantsitohaina, 2002).

3. La structure chimique et classification

Elle est constituée d'un ou plusieurs noyaux aromatiques hydroxylés (identique à tous les polyphénols). Les polyphénols sont classés en différents groupes en fonction du nombre de noyaux aromatiques qui les composent et des éléments qui les relient.

On distingue alors ceux qui sont simples (Boros, 2010) et d'autres qui sont complexes

En plus de cette diversité, les phénols sont présents naturellement sous forme conjuguée : avec des sucres, des acides organiques, entre eux. Les polyphénols sont répartis en plusieurs classes :

- ✓ Les phénols simples (C6):

Les acides phénoliques : sont des composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Ils sont représentés par 2 sous-classes : les dérivés de l'acide hydroxybenzoique et de l'acide hydroxycinnamique (Bruneton, 2008).

- Les flavonoïdes (C6-C3–C6) : 2 noyaux aromatiques reliés par un hétérocycleoxygéné. Ce sont les composés les plus abondants parmi les autres polyphenols.
- Les alcools phénoliques : sont des composés organiques possédants au moins un alcool aliphatique et un hydroxyle phénolique. Le tyrosol (4-hydroxyphenylethanol) et hydroxytyrosol (3,4-dihydroxyphenlethanol) sont les principales molécules de cette classe (Micol *et al.,* 2005 ;Silva *et al.,* 2010). Le principal alcool phénolique qui est responsable de l'amertume de l'olive est l'oleuropéine.

✓ Les polyphénols complexes (tanins) :

Les tanins représentent une classe très importante de polyphénols localisés dans les vacuoles (Aguilera-Carbo *et al.,* 2008). Historiquement, le terme « tanin » regroupe des composés polyphénoliques caractérisés par leurs propriétés de combinaison aux protéines (Paris *et al.,* 1981), d'où leur capacité à tanner le cuir. Sur le plan structural, les tanins sont divisés en deux groupes, tanins hydrolysables et tanins condensés (Linden *et al.,* 1994)

- Les tanins hydrolysable : sont des esters du D-glucose et de l'acide gallique ou de ces dérivés. Ces substances sont facilement hydrolysables par voie chimique ou enzymatique (Ribéreau-Gayon, 1968).
- Les tanins condensés : ou appelé aussi proanthocyanidines sont des polymères constitués d'unités flavane reliées par des liaisons entre les carbons C4 et C8 ou C4 et C6 (O'Connell *et al.,* 2001, Bruyne *et al.,* 1999).

4. Flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent le groupe le plus large des composés polyphénoliques. Ils sont formés d'un squelette de base à 15 carbones (C6-C3-C6). Ces composés existent sous forme d'aglycones (génines) ou sous forme de glycosides et plus de 4000 structures sont connues à ce jour. Tous les flavonoïdes peuvent être regroupés en une douzaine de classes selon le degré d'oxydation du noyau pyranique central (Bruneton, 1993), dont les principales sont les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones.

Du fait de leurs propriétés antioxydantes liées à leur structure polyphénolique, les flavonoïdes ingérés avec nos aliments sont réputés pour protéger l'organisme contre les effets délétères des apports environnementaux oxydants (Stoclet et Schini-Kerth., 2011).

5. Anthocyanosides

Ce sont des pigments vacuolaires rouges, roses, mauves, pourpres, bleus ou violets de la plupart des fleurs et des fruits (Bruneton, 1993). Ils sont caractérisés par l'engagement de l'hydroxyle en position 3 dans une liaison hétérosidique (les anthocyanosides). Leurs génines (les anthocyanidols) sont des dérivés du cation 2-phényl-benzopyrylium plus communément appelé cation flavylium. Ces pigments représentent des signaux visuels qui attirent les animaux pollinisateurs (insectes, oiseaux).

Les anthocyanes les plus répandus dans l'olive sont : les cyanidines et les glycosides delphinidines (Ryan *et al*., 2002 ; Ghanbari *et al*., 2012).

6. Caroténoïdes

L'olive est riche en caroténoïdes, cependant leur taux diminue au cours de lamaturité (Ryan *et al.*, 1999). Par conséquent la teneur en caroténoïdes dans l'olive varie de 0,9 à 12 mg/kg d'olive verte. Les caroténoïdes de l'olive comprennent les carotènes et les xanthophylles (Minguez Mosquera et Garrido Fernandez, 1989 ; Garido *et al*., 2007).

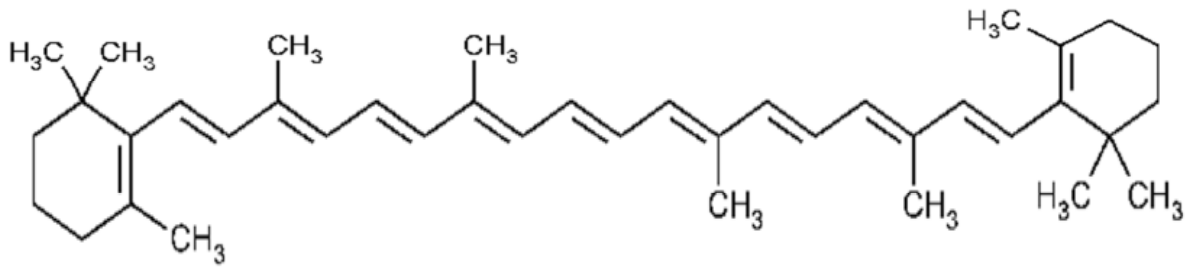


Figure 2 : Structure des caroténoïdes (Gianni *et al*., 2012).

7. Tocophérols (vitamine E)

Appelé aussi la vitamine E est une vitamine liposoluble composée de 8 molécules dont 4 molécules tocopherol et 4 tocotriénol. La teneur des tocophérols augmente avec la

maturation de 35 à 75 mg/kg dans l'olive verte. Les tocophérols présentent une activité antioxydante importante. En effet ils ont tout d'abord l'atout d'être une vitamine (vitamine E) et ils ont également une forte activité antioxygène (Burton, 1986). Le contenu en tocophérols est fortement influencé par la variété d'olive, le stade de maturation et le processus de fabrication des olives de table (Sakouhi *et al*., 2008).

I. Activité biologique des polyphénols

1) Activité anti-oxydante

Depuis l'antiquité, les produits naturels, notamment ceux d'origine végétale ont toujours été une source importante d'agents thérapeutiques. Actuellement, environ 25-30% de tous les médicaments disponibles pour le traitement des maladies sont dérivés des produits naturels (des plantes, des animaux, des bactéries et des champignons) ou sont des dérivés de produits naturels. En dépit de cela, dans les dernières décennies, principalement en raison de l'avancée de la chimie de synthèse, la recherche sur les produits naturels dans l'industrie pharmaceutique a connu un lent déclin. Toutefois, des données récentes de l'industrie pharmaceutique montrent que, pour certaines maladies complexes, les produits naturels représentent toujours une source extrêmement précieuse pour la production de nouvelles entités chimiques, car ils représentent des structures privilégiées choisies par les mécanismes d'évolution sur une période de millions d'années.

2) Antioxydant

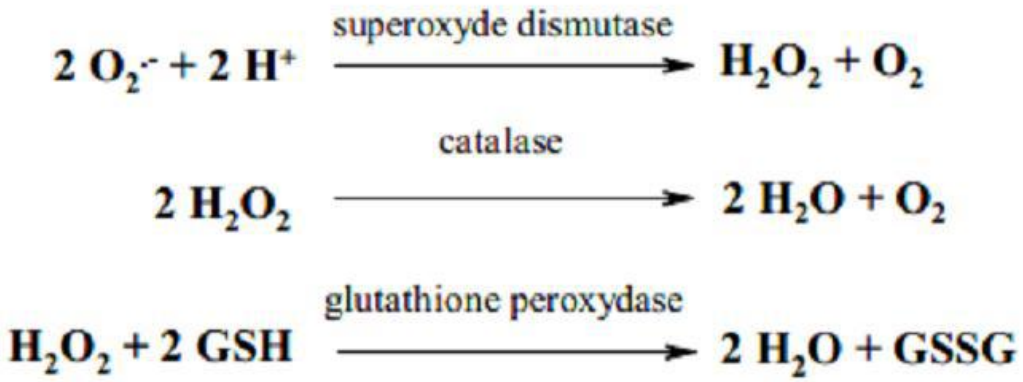
Ce sont des substances chimiques présentes dans les aliments, elles possèdent la propriété d'empêcher les réactions en chaine néfaste provoquées par les radicaux libres (des composés instables surtout formés d'oxygène). Les principaux antioxydants naturels présent chez l'olive de table sont les flavonoïdes, les caroténoïdes, les vitamines C et E.
On distingue au niveau des cellules deux lignes de défense inégalement puissantes pour détoxifier la cellule.

a) Antioxydant primaire ou molécule endogène

L'organisme humain possède un système enzymatique, constitué principalement de trois enzymes : la super oxyde dismutase (SOD), la catalase et la glutathion peroxydase (GPx) (Avissar et *al.,* 1989).

Ces enzymes ont une action complémentaire sur la cascade radicalaire au niveau du Superoxyde et du peroxyde d'hydrogène, conduisant finalement à la formation d'eau et d'oxygène moléculaire (Marfak, 2003).

Ces enzymes antioxydantes permettent l'élimination des radicaux libres primaires, selon les réactions suivantes :



b) Antioxydant secondaire ou molécule exogène

Ce sont des molécules exogènes. Contrairement aux enzymes antioxydantes, une molécule d'antioxydant piège un seul radical libre. Pour pouvoir fonctionner à nouveau, cette molécule d'antioxydant doit donc être régénérée par d'autres systèmes.

De nombreuses molécules issues de notre alimentation : vitamines, nutriments, composés Naturels… etc. Sont considérés comme des antioxydants.

c) Stress oxydant

Le dioxygène est un élément essentiel pour les organismes multicellulaires parce qu'il permet de produire de l'énergie en oxydant de la matière organique. Mais nos cellules convertissent une faible partie d'O_2 en métabolistes potentielle toxiques : les espèces réactives de l'oxygène (Tessier et Marconnet, 1995). Il existe plusieurs types radicalaires ou non radicalaire. Les principales espèces réactives de l'oxygène sont les formes réduites d'O_2 : l'anion superoxyde (O_2^- réduction d'un électron) le radical hydroxyle (OH^+réduit a 3 électrons), mais aussi des espèces non radicalaires comme l'acide hypochloreux (HOCI), l'ozone (O_3) et le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2 réduction à 2 électrons) (Baudin, 2006 ; Aron *et al*., 2008).

3) Activité antimicrobienne

a) Généralité

Les bactéries sont des micro-organismes unicellulaires classés parmi les procaryotes. Ce caractère les distingue des autres organismes unicellulaires classés parmi les eucaryotes (champignons, algues, protozoaires). Elles sont divisées en bactéries dites (Bacteria) et bactéries primitives (Archaea). Toutes les bactéries rencontrées en pathologie appartiennent aux Bacteria.

Les bactéries ont généralement un diamètre inférieur à 1µm. On peut les voir au microscope optique, à l'état frais ou après coloration. Leur forme peut être sphérique (cocci), en bâtonnet (bacilles), incurvée (vibrions) ou spiralée (spirochètes). Les détails de leur structure ne sont visibles qu'en microscopie électronique (Nauciel et Vildé., 2005).

Depuis la naissance jusqu'à la mort, l'homme se trouve en contact avec des micro-organismes qui vont progressivement coloniser son organisme. Pour résister à ces derniers de nombreux moyens sont mis en jeu. On peut schématiquement en distinguer 3 groupes : les barrières anatomiques, les mécanismes de résistance naturelle (ou inné) et l'immunité acquise.

La thérapeutique des infections bactériennes se base principalement sur l'usage des antibiotiques. La prescription à grande échelle et parfois inappropriée de ces agents peut entraîner la sélection de souches multi résistantes d'où l'importance d'orienter les recherches vers la découverte de nouvelles voies qui constituent une source d'inspiration de nouveaux médicaments à base des plantes.

Les polyphénols notamment les flavonoïdes et les tannins sont reconnus par leur toxicité vis- à -vis des microorganismes. Le mécanisme de toxicité peut être lié à l'inhibition des enzymes hydrolytiques (les protéases et les carbohydrolases) ou d'autres interactions pour inactiver les adhesines microbiennes, les protéines de transport et d'enveloppe cellulaire (Cowan, 1999).

b) Les antibiotiques

L'élimination des microorganismes pathogènes fait appel à des substances dites antibiotiques. Ces derniers sont synthétisés par des microorganismes (le plus souvent des champignons). Ils ont la capacité soit de détruire les bactéries (effet bactéricide), ou d'inhiber leur croissance (effet bactériostatique) (Elghozi et Duval., 1992).

c) Activité antimicrobienne

L'utilisation des antibiotiques conduit dans la très grande majorité des cas à la sélection de populations microbiennes résistantes. Cette résistance est due à des mutations chromosomiques ou à l'acquisition de gènes de résistance portés par des éléments génétiques mobiles (plasmides, phages, transposons, intégrons). Ces résistances ont conduit à chercher de nouveau agents antimicrobiens possédant une efficacité plus importante que les drogues synthétiques d'une part et bien accepté par l'organisme d'autre part (sans exercer des effets délétères sue la santé humaine) (García-Ruiz et *al.*, 2008 ; Kempf et Zeitouni., 2009).

Matériel et Méthodes

Notre étude consiste à l'évaluation des paramètres physico-chimiques (pH, Acidité et le taux de chlorure de sodium) de la saumure, et l'évaluation de la teneur ainsi l'activité anti-oxydante et antimicrobienne des extraits phénoliques d'olive de table verte variété *Sigoise* durant le processus de la fermentation naturelle, produites à la conserverie « Tadmait Olive ».

L'étude a été menée au niveau de laboratoire physico-chimique et le laboratoire de microbiologie de la Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques.

1. Matériel

1.1. Appareillages et réactifs

Tableau VII : Appareillages et réactifs

Appareillages	verreries	Réactifs
pH-mètre (inLab) Agitateur magnétique (DENVER INSTRUMENT) Spectrophotomètre (SHIMADZU, Japon) Centrifugeuse Balance de précision 0,001g (KERN 770) Réfrigérateur (ENIEM)	Béchers Erlenmeyers Entonnoir Fiole jaugée Tubes d'essaie Cuve Verre de montre Burettes Spatule Eprouvette	Carbonate de sodium Na_2CO_3 à 1 M Acétate de potassium CH_3CO_2K à 1 M Solution de l'hydroxyde de sodium à 0.1N Chromates de potassium K_2CrO_4 5% Nitrates d'argent $AgNO_3$ à 0,1 N Folin ciocalteu 10 % DPPH (2,2-Diphényl-l-picrylhydrazine) Méthanol Quercetine Eau physiologique. Milieu MH poudre. Phénolphtaléine

1.2. Matériels biologiques

Tableau VIII: Souches bactériennes

Souche	Gram	Provenance
Escherichia coli	Négatif	Laboratoire de microbiologie de l'université Mouloud Mammeri Tizi Ouzou
Pseudomonas sp	Négatif	
Staphylococcus sp	Positif	
Bacillus sp	Positif	

Tableau IX : Antibiotiques

Antibiotique	Abréviation
Neomycine 30	NEO 30
Cefoxitine 30	FOX 30
Cefotaxine 30	CTX 30
Kanamycine 30	KAN 30

2. Méthodes

2.1. Échantillonnage

Six échantillons d'olives et de la saumure ont été récoltés pendant le processus de la fermentation au 3 éme, 8 éme, 21 éme, 35éme, 65 éme et 130 éme jours
Les produits suivants ont fait l'objet d'analyses :

Saumure : Solution saline (8 à 12 %).

Olives : Des olives vertes de la variété *Sigoise* proviennent de la région Sig (Mascara), sont transformées par un procèdes industriel par la méthode dites style Espagnole à la conserverie « Tadmait Olives » situé à la wilaya de Tizi-Ouzou.

2.2. Analyses physico-chimiques de la saumure

a. Mesure du pH

La mesure du pH a été réalisé par un pH mètre**.**

- **Mode opératoire :**
  - Prélever un volume suffisant de la saumure
  - Effectuer l'étalonnage du pH-mètre
  - Mesurer le pH de la prise d'essai à la température (19 ± 2) °C

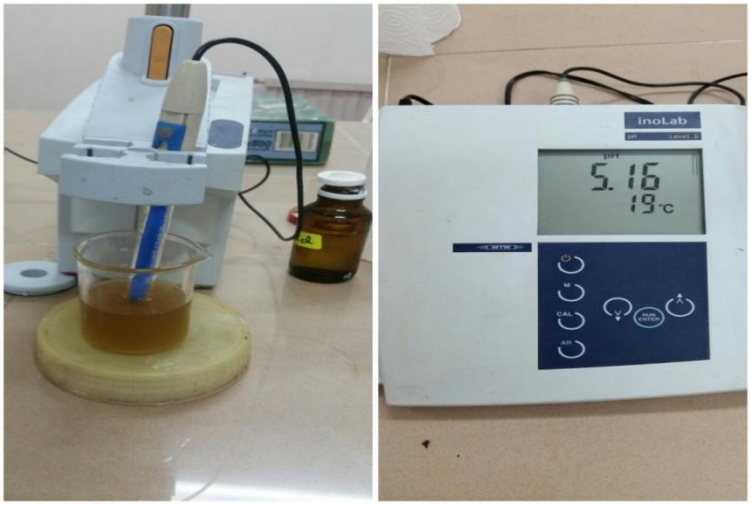


Figure 3 : pH mètre

b. Acidité libre

Principe

Le dosage de l'acidité libre a été fait par titrage de la saumure prélevée par l'hydroxyde de sodium (NaOH) 0,1N en présence de phénolphtaléine comme indicateur coloré. Ce dosage se base sur le virage de la phénophtaléine incolore vers le rose persistant.

L'acidité est calculée selon la formule suivante :

$$\mathbf{A\% = V_{NaOH} \times 0.009 \times 100}$$

V_{NaOH}: volume de NaOH utilisé pour la titration en mL.

0,009: coefficient correspondant à l'acide lactique.

Détermination de l'acidité libre

- **Mode opératoire:**
  - Prélever 10 mL de la saumure
  - Ajouter quelques gouttes de phénolphtaléine
  - Titrer avec la solution de NaOH 1N jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante

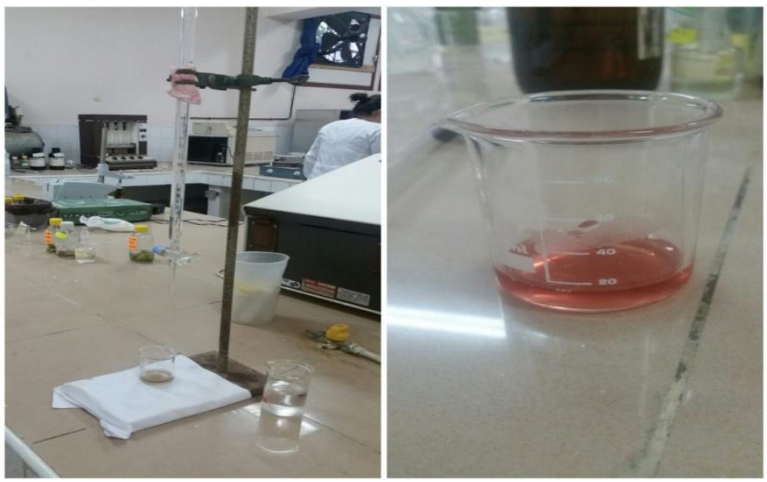


Figure 4: Dosage d'acidité

c. Chlorure

Principe

Le dosage des chlorures a été réalisé selon la méthode de Mohr, qui consiste à doser les chlorures par une solution titrée de nitrate d'argent (AgNO3 à 0,1N) en présence du chromate de potassium ($K2CrO_4$à 0,5%) comme indicateur coloré. La fin de la réaction est indiquée par

le virage de la couleur du jaune au rouge brique, couleur caractéristique du chromate d'argent (Ag2CrO4) :

$$Ag^{+} + Cl^{-} = AgCl$$

Quand tous les ions chlorures ont précipité, le chromate d'argent précipite à son tour, le mélange prend une teinte rouge brunâtre.

$$2Ag^{+} + CrO_4^{-2} = AgCrO_4$$

Le taux des chlorures est calculé selon la formule suivante :

$$\% NaCl = N \times V \times 58.45 \times 0.5$$

N : normalité de la solution d'AgNO3

V : volume d'AgNO3 utilisé pour la titration.

0,5 : facteur de dilution (5mL + 95mL d'eau distillée)

58,5 : éq du NaCl**.**

Dosage des chlorures

- **Mode opératoire**

- Préparer une solution contenant 5mL de saumure ajusté à 100mL avec d'eau distillée
- Prendre un volume de 10 mL de la solution préparé
- Ajouter 1mL d'une solution de chromates de potassium
- Titrage avec une solution $AgNo_3$ à 0.1N jusqu'à l'apparition d'une couleur rouge brun

Figure 5: Dosage de chlorure

2.3. Extraction des composés phénoliques par la méthode de Ambra *et al* (2017).

Principe

Pour l'extraction des polyphénols de la fraction polaire on précède à la méthode de (Ambra *et al.*, 2017) avec quelques modifications, 10 g de la pulpe d'olive ont été pesée dans un tube à essais, 15 mL de méthanol ont été ajoutés, le mélange est homogénéisé pendant 15 min ensuite séparé par centrifugation à 4000 tour/ 5 min.

La procédure est répétée trois fois. L'extrait est ensuite évaporé et dégraissé trois fois dans 15 mL d'hexane, l'extrait final est évaporé à l'air et récupéré avec 2 mL du méthanol.

Extraction

- **Mode opératoire:**
  - 10 g de pulpe d'olives broyée dans 15 mL de méthanol
  - Agiter pendant 15 minutes
  - Centrifuger pendant 5 min
  - Récupération du surnagent
  - Répéter l'opération 2 fois
  - Ajouter 15 mL de l'hexane et laisser sécher
  - Répéter l'opération 2 fois
  - Récupérer l'extrait sec avec 2mL du méthanol
  - Filtrer l'extrait final à l'aide d'un papier filtre

Figure 6

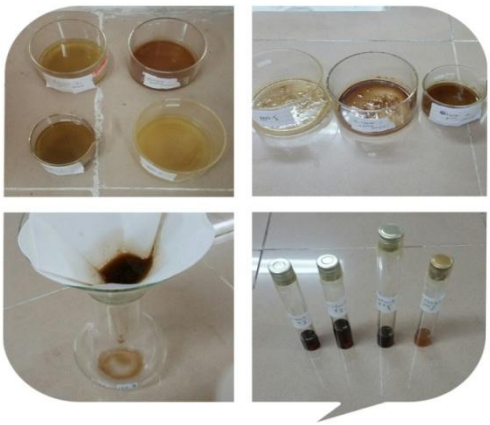


figure 7

Figure 6 : représente les premières étapes de l'extraction (pesage, agitation, et centrifugation).

Figure 7 : représente le séchage a l'aide de l'hexane et la filtration du l'extrait final.

2.4. Dosage des composés phénoliques totaux par la méthode de Uylaser *et al* (2015).

Principe

Les polyphénols totaux ont été déterminés par spectrophotométrie en utilisant la méthode de Folin-Ciocalteu décrite par (Uylaser *et al.*, 2015). Le réactif de Folin-Ciocalteu est un acide de couleur jaune constitué d'un mélange de deux acides : acide phosphotungstique ($H_3PW12O40$) et acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Il est réduit lors de l'oxydation des phénols pour former un complexe bleu stable d'oxydes de tungstène et de molybdène. La coloration produite, dont l'absorption maximum est au voisinage de 760 nm, est proportionnelle à la quantité des composés phénoliques présents dans les extraits végétaux.
La quantification des polyphénols totaux a été faite à l'aide d'une courbe d'étalonnage linéaire (y = ax), réalisée dans les mêmes conditions que celles de l'échantillon, en utilisant l'acide gallique comme standard. Les résultats sont exprimés en milligramme équivalents de l'acide gallique par gramme de matière végétale sèche et en poudre (mg EAG/g MS).

Dosage des phénols totaux

- **Mode opératoire**
  - 0,3 ml de l'extrait + 1,5 mL du folin ciocalteu dilué 10 fois + 1,2 mL de Na2 Co3
  - Incubation pendant 90 min à une température ambiante
  - Préparation du blanc : 1,5 mL du folin ciocalteu + 1,2 Na2 Co3 (1M)

Etape 1 : Préparation du blanc

- Prendre 1,5 mL du folin ciocalteu + 1,2 mL du Na Co_3 (1 M)
- Mesurer l'absorbance à 765 nm

Etapes 2 :

- Dosage des étalons standards préparé
- Préparer l'acide gallique de 50 à 300 µg /ml

Etapes 3

- Dosage des échantillons (extrait dilué)

Etapes 4 :

- Tracer la courbe d'étalonnage (Annexe1)

2.5. Dosage des flavonoïdes

Principe

La détermination de la teneur en flavonoïdes des extraits de pulpes d'olive est effectuée par la méthode de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) (Habibi et al, 2015). Brièvement, 0.5 mL d'extrait dilué et 0.5 mL de méthanol (contrôle), ont été mélangé séparément avec 0.1 mL de $AlCl_3$ (Solution méthanolique de 10 %), et 0.1 mL de l'acétate de potassium (1 M), Après 30 minutes d'incubation l'absorbance est mesurée à 415 nm.

Des solutions de quercétine à des concentrations de 6,25, 12,00 et 25,00 µg / mL dans du méthanol ont été utilisées pour tracer des courbes d'étalonnage. Le TTF a été exprimé en mg de l'équivalent quercétine par g de poids d'olive fraîche.

Tracer la courbe d'étalonnage (Annexe 2)

Dosage des flavonoïdes totaux

- **Mode opératoire**
  - Prendre 0,5 de l'extrait d'olive + 0,5 mL du méthanol + 0,1 mL 1 M CH_3CO_2K + 2,8 mL d'eau distillé
  - Incubation 30 min à une température ambiante
  - Préparer les solutions de 6,25 12,00 25,00 ug/mL de quercetin
  - Utiliser le méthanol comme control
  - Mesurer l'absorbance à 415 nm

2.6. Activité anti oxydantes des composés phénoliques par la méthode de Bosku *et al* (2004)

Cette méthode est basée sur la capacité des extraits à réduire le 2,2 diphényl-1-picrylhydrazine (DPPH) de couleur violette en solution dans le méthanol, et qui est décoloré en présence de l'extrait. La diminution de l'absorbance reflète la réduction par un transfert

d'atomes d'hydrogéne à partir des composés phénoliques sur le radical (DPPH-H) traduit par une apparition d'une couleur jaune pâle (Bosku *et al.*, 2004).

Un volume de 0.1 ml d'extrait d'olive est ajouté à 3.9 ml de solution méthanolique de DPPH. Après une incubation de 60 min à l'obscurité, l'absorbance est mesurée à 515 nm.

Le pourcentage d'inhibition est calculé comme suit :

AA(%) = [(At – A0) / At]*100

AA : Activité antiradicalaire (en % d'inhibition)

At : Absorbance du témoin (méthanol)

A0 : Absorbance de l'échantillon

Activité anti-oxydante

- **Mode opératoire**
  - Préparer DPPH a 6×10^{-5} M (0 ,0025 g / 100 ml du méthanol)
  - Prendre 3,9 mL de la solution préparé + ajouté 0,1 mL de l'extrait méthalonique
  - Tenir les tubes a une température ambiante et l'obscurité pendant 60 min
  - Utiliser le méthanol pur comme contrôle
  - Mesurer l'absorbance à 515 nm

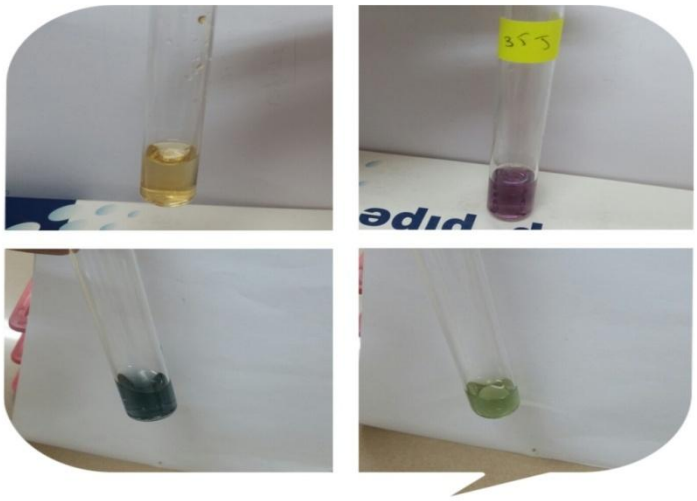


Figure 8: Effet anti-oxydant

2.7. Activité antimicrobienne

L'évaluation de l'activité antimicrobienne a été réalisée par la méthode de diffusion de disque où les disques sont imbibés de 10 µl de chaque extrait.

- **Préparation du milieu de culture**

Le milieu de culture approprié à cette étude est le milieu Muller-Hinton préparé comme suit : On prend 38g de la gélose de Muller-Hinton en poudre et on le met dans un erlenmayer. On ajoute de l'eau physiologique jusqu'à atteindre 1l. On prend l'erlenmayer et on le met sur une plaque chauffante agitateur à une haute température pour éviter la formation des grumeaux. Et au final, on coule le milieu dans des boites de pétri.

- **Stérilisation du matériel**

L'eau distillée, le milieu de culture, les tubes à essai utilisés dans la préparation des solutions bactériennes et les disques en papier Wattman (6 mm de diamètre) enrobés dans du papier aluminium ont été stérilisés à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes.

- **Préparation de l'inoculum**

Les souches bactériennes sont ensemencées sur une gélose nutritive et incubées à 37°C pendant 24 h, pour optimiser leur croissance. À l'aide d'une anse de platine quelques colonies ont été prélevées et ont été transféré dans 9 mL d'eau physiologique,

La suspension bactérienne est bien homogénéisée, sa densité optique doit être comprise entre 0.08 et 0.10 à 625 nm.

- **Ensemencement et dépôt des disques**

L'ensemencement est réalisé par étalement sur boites Pétri, une pipette Pasteur passé au bec benzène et en forme de râteau pour répartir la suspension bactérienne (100µl) sur toute la surface de la boite de Pétri.

Les disques imprégnés d'extraits sont déposés délicatement sur la surface de la gélose inoculée à l'aide d'une pince stérile. De même les antibiogrammes réalisés avec des disques contenants des antibiotiques ((FOX30, CTX30, KAN30 et NEO30), (témoin positif)) appropriés prêts à l'emploi ont été utilisés pour la comparaison avec les résultats des extraits testés et les disques Wattman imprégnés de méthanol (témoin négatif).

Finalement, les boites de Pétri sont incubées pendant 24 heures à 37°C.

- **Lecture des antibiogrammes**

La lecture des antibiogrammes a été faite par la mesure des diamètres des halos d'inhibitions au tour des disques.

Résultats et discussion

I. Résultats d'analyses physico-chimiques

- **Mesure du pH**

Les valeurs moyennes de la mesure du pH de la saumure des échantillons d'olives de table vertes analysées sont représentées dans le tableau X:

Tableau X: Résultats de la mesure du pH de la saumure.

Echantillon	**pH**
3 jours	6.4
8 Jours	5.9
21 Jours	5.1
35 Jours	4.9
65 Jours	4.6
130 Jours	4.2

Au cours de la fermentation des olives de table vertes le pH diminue progressivement de 6.4 au 3ème jour jusqu'à 4.2 au 130ème jour **(**figure 9).

L'étape principale dans le processus d'élaboration des olives de table c'est la fermentation, ce procédés est réalisé par les bactéries lactiques endogènes qui entoure l'olive et la saumure, visant la transformation des sucres en acides organiques tel que l'acide lactique, et l'acide acétique, ce qui induit la diminution du pH et en combinaison avec le sel de la saumure, assure la qualité microbiologique du produit. D'une autre part les bactéries lactiques produisent de l'éthanol et d'autres composées volatiles qui contribue à la saveur du produit fini (Agapi *et al.*, 2012).

Selon le codex pour les olives de table, la limite maximale de pH est estimée à 4,3 et dans notre étude elle est estimée à 4,2. Le pH final obtenu qui est inférieur à 4,5 permet une bonne stabilité du produit fermenté (Harris, 1997 ; Bevilacqua *et al.*, 2008). Cette olive traitée est à la norme, elle peut être consommée sans danger.

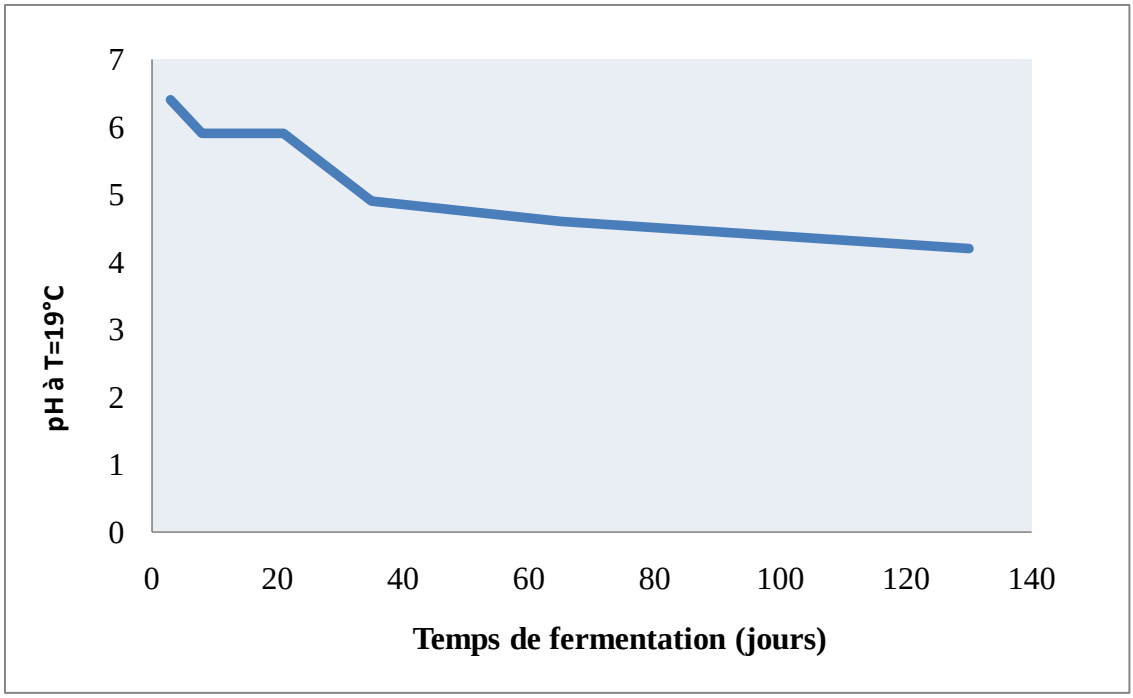


Figure 9: Variations du pH au cours de la fermentation naturelle des olives de table vertes *Sigoise.*

- **l'acidité de la saumure**

Les résultats relatifs à l'acidité de saumure sont représentés dans le tableau XI

Tableau XI : Résultats d'analyses de l'acidité de la saumure.

Echantillon	**Acidité (%)**
3 jours	1.08
8 Jours	0.99
21 Jours	2.70
35 Jours	2.97
65 Jours	3.51
130 Jours	7.38

L'acidité augmente progressivement au cours de la fermentation des olives de table vertes pour atteindre un maximum de 7.38% (figure 10).

Elle est d'une grande importance technologique du fait qu'elle inhibe les bactéries pathogènes responsables de l'altération des olives et améliore par conséquent la qualité bactériologique et organoleptique du produit final (Sanchez *et al.*, 2000 ; Vega Leal-Sánchez *et al.*, 2003 ;Spyropoulou *et al*., 2001 ;Skandamis *et al*., 2003).

L'acidité de la saumure est principalement liée à la fermentation. Lors du traitement alcalin, une quantité importante en substance nutritive diffuse de la pulpe vers la saumure, cette substance nutritive diffusée sera fermentée pour produire de l'acide lactique qui est directement responsable de la baisse du pH et ainsi l'augmentation de l'acidité. (Mannai *et al.*, 2006 ; Kiai et Hafidi, 2014).

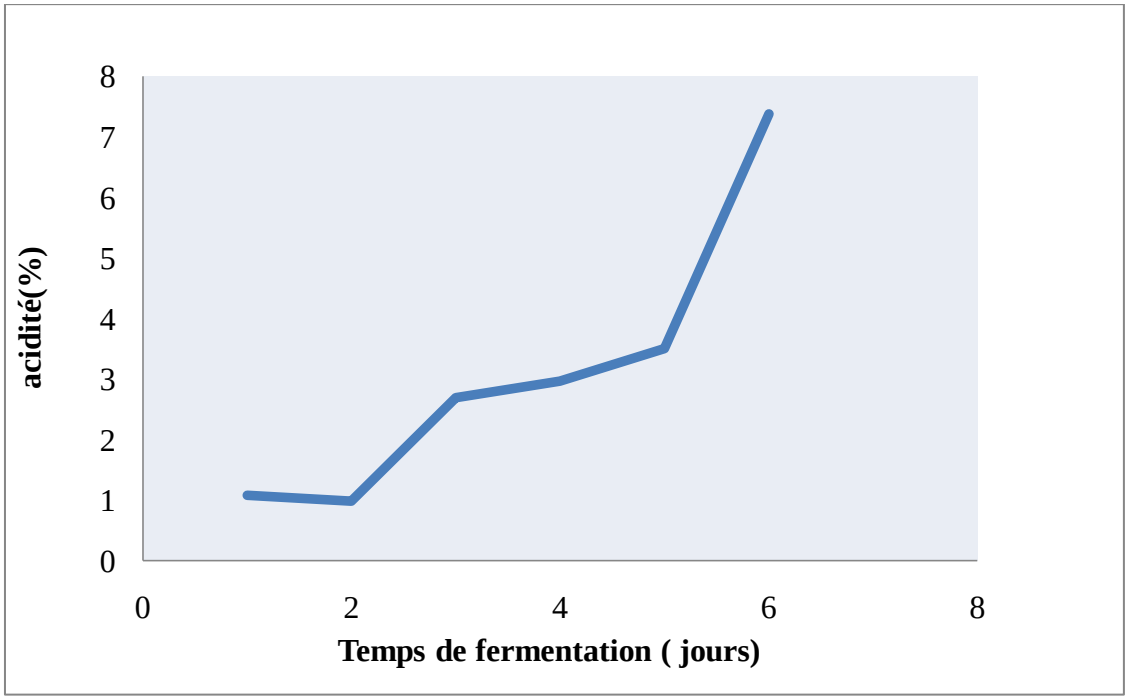


Figure 10: Variations de l'acidité (%) au cours de la fermentation naturelle des olives de table vertes *Sigoise.*

- **Taux de NaCl**

Les taux de NaCl de la saumure des olives de table vertes analysées sont représentés dans le tableau XII :

Tableau XII: Résultats d'analyse de la teneur en NaCl de la saumure.

Echantillon	**NaCl(%)**
3 jours	10.52
8 Jours	10.52
21 Jours	05.55
35 Jours	06.42
65 Jours	03.50
130 Jours	13.15

Les valeurs de la salinité trouvée varient d'un échantillon à un autre. Dans la première semaine, elle est stable à 10,52% puis elle diminue progressivement jusqu'à 3,50% dans la 9^{éme} semaines et à la fin du processus elle augmente jusqu'à atteindre une valeur de 13,15% dans la 18^{éme} semaines (figure 11).

La concentration en sel à un rôle très important dans l'évolution du processus de fermentation elle peut inhiber une partie de la flore d'altération, notamment les coliformes, sans affecter la flore lactique (Rokni *et al.*, 2015).

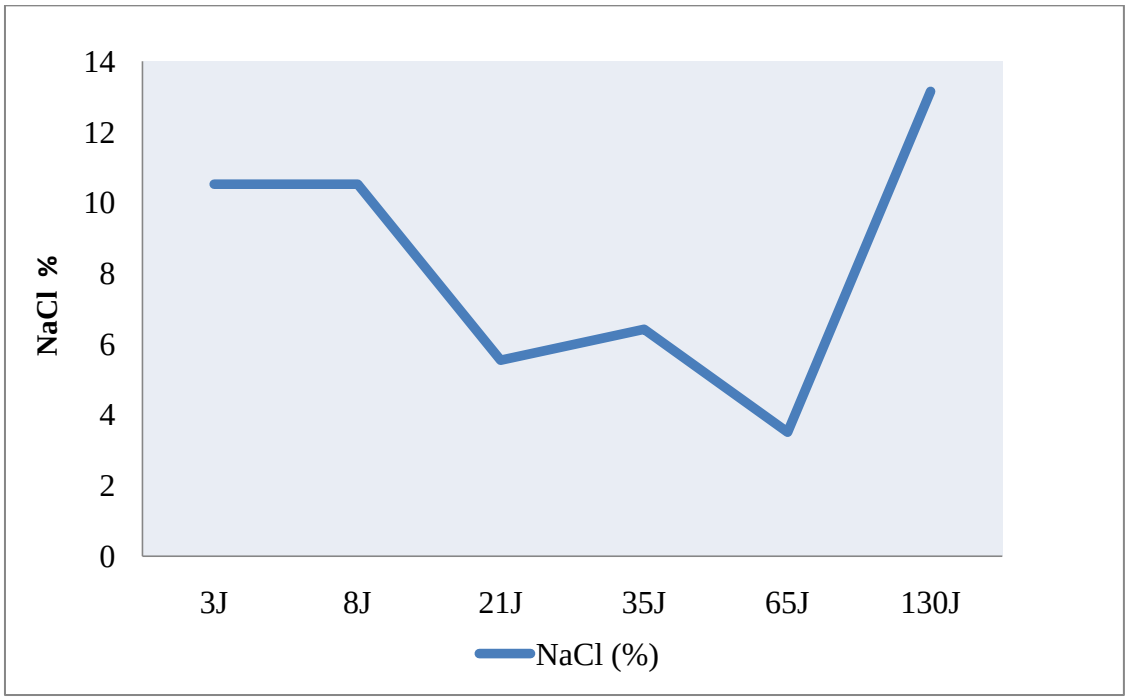


Figure 11: Variation de NaCl(%) au cours de la fermentation naturelle des olives vertes *Sigoise*.

- **Résultats de Dosage des composés phénoliques totaux et les flavonoïdes**

Les composés phénoliques constituent le groupe principal qui contribue à l'activité antioxydante des végétaux, fruits, céréales et d'autres matériels à base de plantes (Tachakittirungrod *et al*., 2007)**.** Ces composés possèdent aussi diverses activités biologiques telles que les activités anti-inflammatoire, antibactérienne, antivirale, antiallergique, antithrombotique et vasodilatatrice qui peuvent être reliées à leur activité antioxydante (Gulcin *et al*., 2010). C'est la raison pour laquelle, le dosage des phénols totaux de six échantillons d'olives de table récoltés au cours des différentes étapes de la fermentation a été effectué dans cette étude. L'extraction des polyphénols à partir de la pulpe d'olive de table a

permet d'obtenir des extraits de couleur marron foncé, qui sont conservés au frais dans des flacons ombrés jusqu' à leur utilisation.

Le dosage des polyphénols dans les extraits d'olive de table réalisé par la méthode du Folin-Ciocalteu (Uylaser *et al*., 2015) à l'aide d'une gamme d'étalonnage établie avec différentes concentrations d'acide gallique (Annexe 1). Les résultats obtenus sont exprimés en mg équivalant d'acide gallique par kg du poids frais de matière sèche (mg EAG/kg).

Le contenu en flavonoïdes est également estimé selon la méthode de trichlorure d'aluminium (Bosku *et al.,* 2004). En utilisant la quercitine pour établir la gamme d'étalonnage (Annexe 2). Les résultats sont exprimés en mg équivalent de quercitine par kg du poids frais (mg ER /100g MS).

Selon les résultats mentionnés dans le tableau XII**,** les teneurs en phénols totaux varient légèrement dans les extraits bruts (de 1197.2 à 3480.5 mg/AG/kg) durant le processus de la fermentation (figure 12).

Peu de données bibliographiques concernant la teneur en composés phénoliques de la variété *Sigoise* sont disponibles.

Par ailleurs, les variétés d'olive de Grèce et du Portugal sont caractérisées par des teneurs en polyphénols variant dans un intervalle de 82-171mg /100g de pulpe d'olive (Boskou *et al*., 2006).

On prend par exemple la variété Gemlik, une variété rependu en Turquie. Selon les résultats de Vildan Uylaşer, (2014) la quantité de polyphénol de cette variété cultivée à différentes régions sont comme suit : les olives de l'Umurbey sont classées comme celle qui a le plus de polyphénol dans cette variété (6042.46 mg GAE/kg) suivi des olives de la région Mudanya (4742.33 mg GAE/kg) puis celles Çağrışan (4516.91 mg GAE/kg) et enfin celles Kumla (4317.69 mg GAE/kg)

Tableau XIII: Résultats de dosage des polyphénols totaux et des flavonoïdes.

Echantillon	**Concentration des polyphénols totaux (mg/AG/kg).**	**Concentration des flavonoïdes totaux (mg/kg)**
3 jours	3372.2	395.2
8 Jours	2502.7	344.5
21 Jours	3700.0	623.5
35 Jours	1197.2	169.8
65 Jours	3322.2	420.0
130 Jours	3480.5	278.0

Les composés phénoliques d'olive pourraient également jouer un rôle important dans la prévention des maladies dégénératives chroniques. Les effets sur la santé des phénols d'olive dépendent évidemment de leur type et de leur quantité, qui sont fortement influencées par le degré de maturité des drupes au moment de la récolte, mais elles sont aussi strictement déterminées par des facteurs génétiques. Les facteurs qui caractérisent le cultivar de façon caractéristique, par les conditions de croissance de l'olivier (par exemple, l'irrigation) et par les conditions d'élaboration qui sont essentiels pour la réduction de l'amertume. Néanmoins, les olives de table contiennent des niveaux élevés de phénols et la consommation d'un couple d'olives peut fournir environ 10 mg de composés phénoliques, une quantité comparable à celle existant dans 50-100 g d'huile d'olive (Ambra *et al.*, 2017).

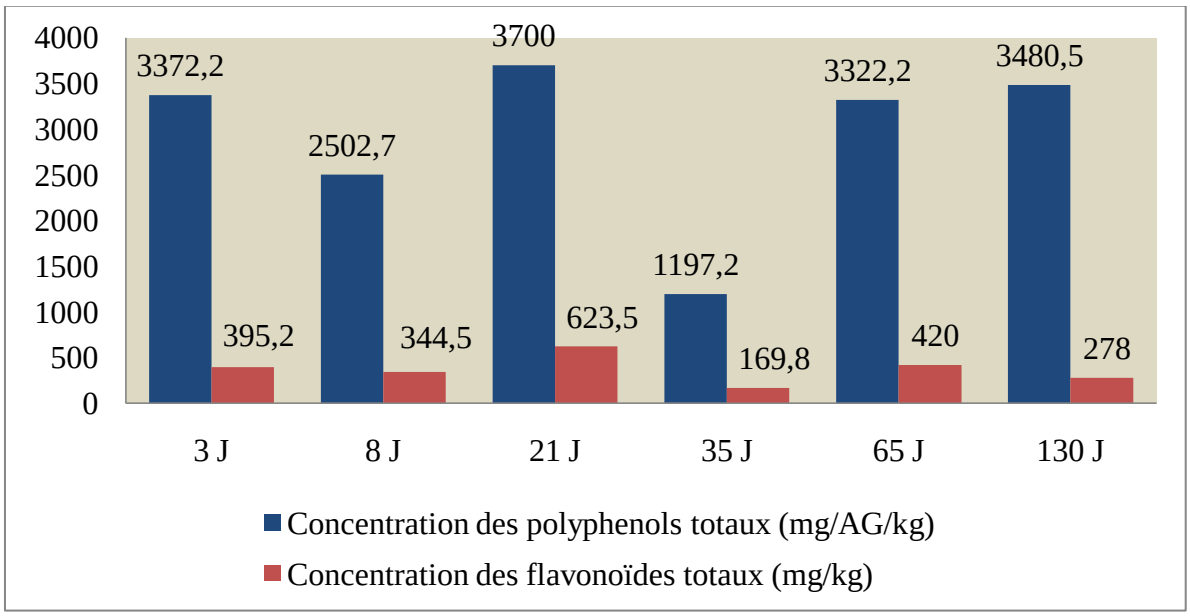


Figure 12 : Histogramme des polyphénols et des flavonoïdes

La concentration des flavonoïdes varie au cours du processus de la fermentation et elle se stabilise à 130j à une valeur de 278 mg/kg équivalent à un pourcentage de 7,98% soit un pourcentage moyen de flavonoïdes et cela montre que ces derniers représentent une partie seulement des polyphénols et qu'il y a d'autres composés qui occupent la majorité des polyphénols.

A la lumière des résultats des teneurs en polyphénols et en flavonoïdes rapporté (tableau XIII) il ressort que le cultivar algérien d'olive *Sigoise* est riche en polyphénols et en flavonoïdes.

Une étude similaire réalisée par (Bisset, 2011) a montré que trois variétés d'olive de l'Est Algérien (Batna) possèdent un contenu en flavonoïdes de 29,62 ; 30,62 et 35,47 mg/100g des variétés Chemlali, Farhi,et Beskri respectivement.

Le phénomène de la fermentation surtout lors des préparations des olives de table est considéré comme un facteur inducteur d'une réduction du contenu phénolique expliquée par leur diffusion dans la saumure **(**Ben Othman *et al*., 2009) avec une diminution des quantités de l'oleuropéine.

A l'issue de ces résultats de la caractérisation quantitative, l'olive à travers ces constituants en polyphénols et en flavonoïdes constitue une source prometteuse en composés bioactives bénéfiques à la santé humaine.

- **Activité anti oxydante**

Le radical DPPH est généralement l'un des composés le plus utilisé pour l'évaluation rapide et directe de l'activité antioxydante en raison de sa stabilité en forme radicale et la simplicité de l'analyse (Bozin et *al.,* 2008).

Les résultats obtenus sont exprimés en pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des concentrations des extraits (figure 13).

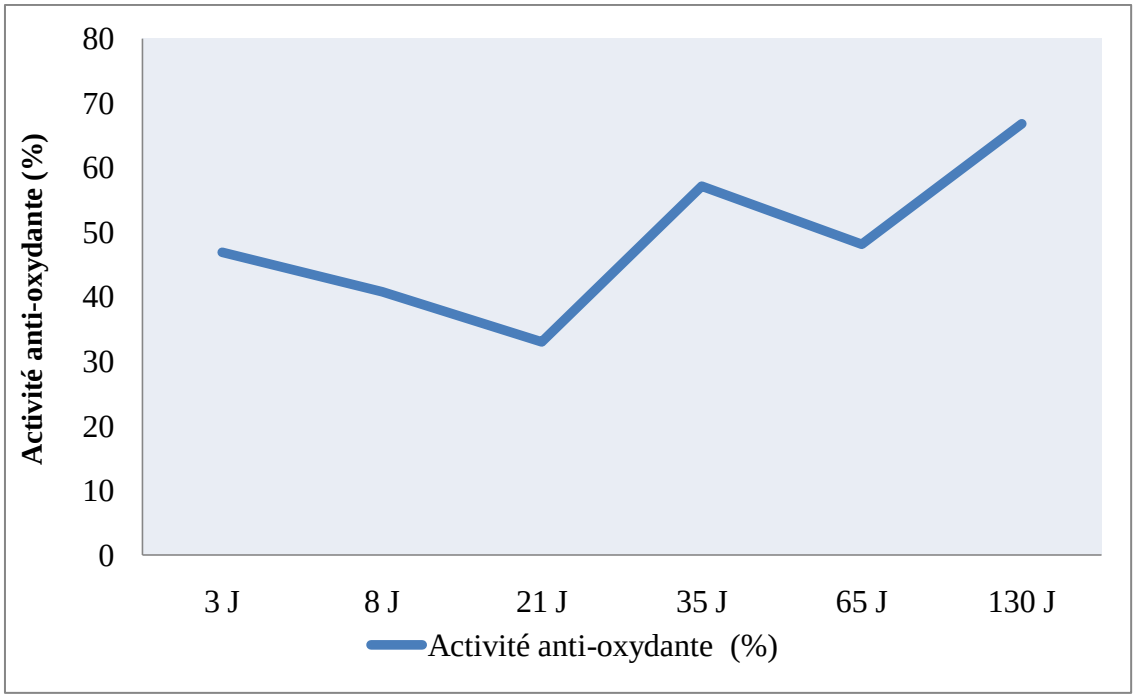


Figure 13 : variation de l'activité anti oxydante(%) au cours de la fermentation naturelle des olives de table vertes *Sigoise*.

Les résultats de l'activité antioxydante a révélé que les extraits d'olive verte les polyphénols sont doués d'une excellente activité anti-oxydante qui atteint jusqu'à 66.80% au 130 éme jour de fermentation, quand la concentration des polyphénols augmentent dans le milieu réactionnel, le pourcentage d'inhibition augmente proportionnellement jusqu'à arriver à un plateau qui correspond à l'inhibition presque totale du DPPH présent dans ce milieu **(**Figure 13**).**

L'étude de la variété Gemlik en Turquie par Vildan Uylaşer montre que l'olive de table d'Umurbey a une activité anti-oxydante très importante, elle atteint un pourcentage de 70.18%, et en dernière place de olive de Kumla (32.04 %).

II .Résultats d'analyses microbiologiques

Activité antimicrobienne

- Ce qui concerne le témoin positif les résultats sont présentés dans le tableau XIV:

Tableau XIV: Effet des différents antibiotiques sur les bactéries

Antibiotique / **Bactérie**	**KAN30**	**NEO30**	**CTX30**	**FOX30**
Pseudomonas sp	06	16	06	06
Staphylococcus sp	17	19	06	29
Escherichia coli	08	17	06	13
Bacillus sp	17	18	06	18

L'apparition des zones d'inhibions annexe 8, dans presque toute les boites et cela est due a l'activité des antibiotiques sur la prolifération des bactéries, ce qui concerne la céfotaxine (CTX30) y'a pas de zones et cela surement est due a la péremption de ce dernier.

- Ce qui concerne le témoin négatif : Aucune zone d'inhibition
- Ce qui concerne l'activité antimicrobienne sur les bactéries, les résultats sont résumé dans le tableau XV

Tableau XV: Résultats de l'activité antimicrobienne.

Bactéries	**échantillon**	**Zone d'inhibition (mm)**	
		1er disque	**2eme disque**
Pseudomonas sp	8émé jour	8	7
	21émé jour	7	/
	65émé jour	/	/
Staphylococcus sp	8émé jour	/	/
	21émé jour	9	/
	65émé jour	8	7
Escherichia coli	8émé jour	8	/
	21émé jour	9	/
	65émé jour	7	/
Bacillus sp	8émé jour	/	/
	21émé jour	/	/
	65émé jour	8	/

L'étude in vitro du pouvoir inhibiteur des extraits d'olives de table a été qualitative par l'estimation du diamètre de la zone inhibitrice autour du disque.

Suivant le diamètre de la zone d'inhibition exprimé en (mm) autour de chaque disque, la lecture des résultats est faite comme suit (Djabou *et al.,* 2013) :

- Résistant : diamètre 8mm
- Modérément sensible : 8 et 14mm
- Sensible : 14 à 20mm
- Extrêmement sensible : >20mm

E. coli est la souche la plus sensible aux effets des extraits, suivie de *Staphylococcus* alors que *Bacillus* et *Pseudomonas* sont résistantes. Les diamètres d'inhibition sont en fonction de la dose déposée sur le disque.

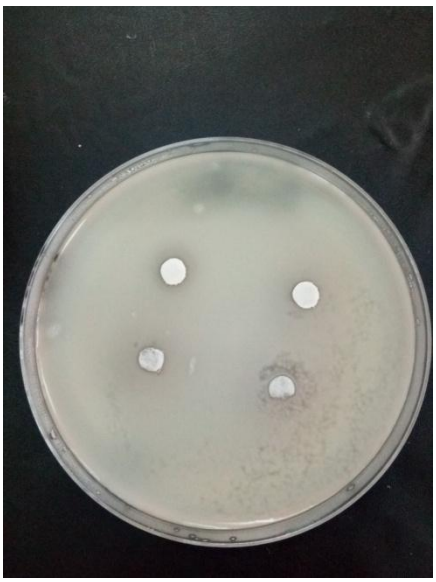
Les olives contiennent de nombreux composés doués d'une action antimicrobienne, ces constituants comprennent les composés phénoliques et les flavonoïdes (Rojas et *al.,* 1992), le pouvoir antimicrobien des extraits est dépendant de leurs compositions chimiques.

Selon (Cowan, 1999) la toxicité des extraits envers les microorganismes est due aux différentes classes de polyphénols essentiellement les tanins et les flavonoïdes. Cette toxicité est en fonction du site et du nombre de groupements hydroxyles présents sur le composé phénolique. En outre, il est évident que l'augmentation de l'hydroxylation conduit à une augmentation de la toxicité.

L'effet antimicrobien de ces phénols peut être expliqué par l'inhibition de la croissance bactérienne suite à leur adsorption sur les membranes cellulaires, l'interaction avec les enzymes et les effecteurs ou la privation en substrats (Dhaouadi *et al*., 2010)

Le mécanisme d'action des effets antimicrobiens des polyphénols est sans doute très complexe. Parmi les hypothèses avancées, l'inhibition de la synthèse d'acide nucléique, l'altération des fonctions de la membrane cytoplasmique, la séquestration de substrats nécessaires à la croissance microbienne et l'inhibition du métabolisme énergétique microbien (Jungkind, 1995)**.**

***Bacillus sp* 65jour**

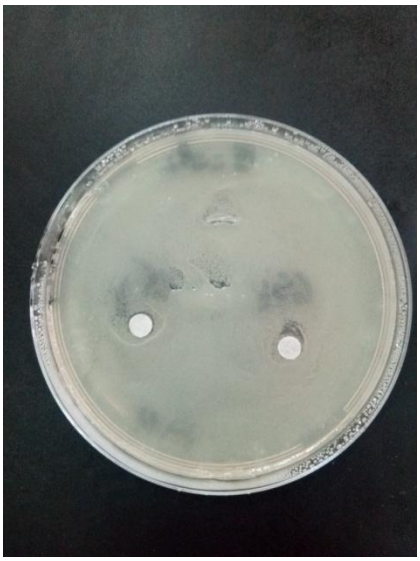


***Bacillus sp* 8jour et 21jour**

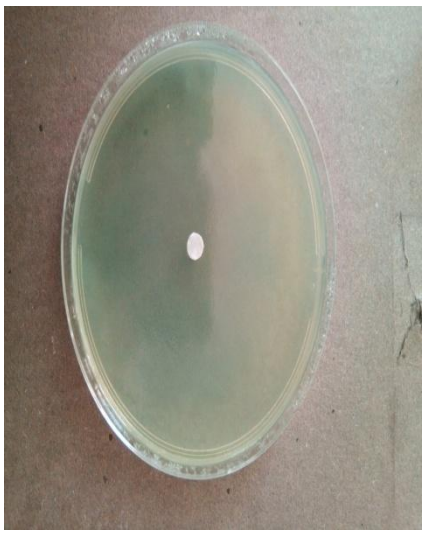
Témoin positif

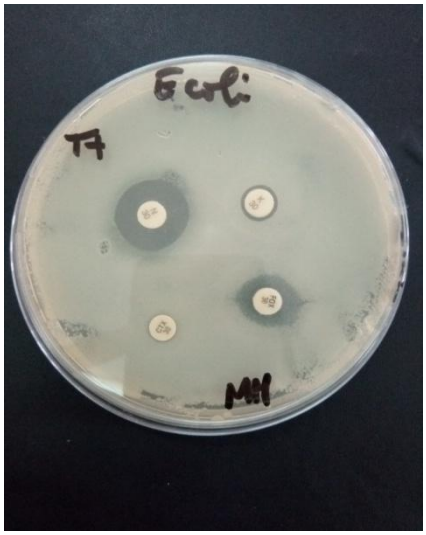
Témoin négatif

Figure 14: Activité antimicrobienne sur *Bacillus sp*



Escherichia coli **8jour et 21jour** ***Escherichia coli*** **65 jour**



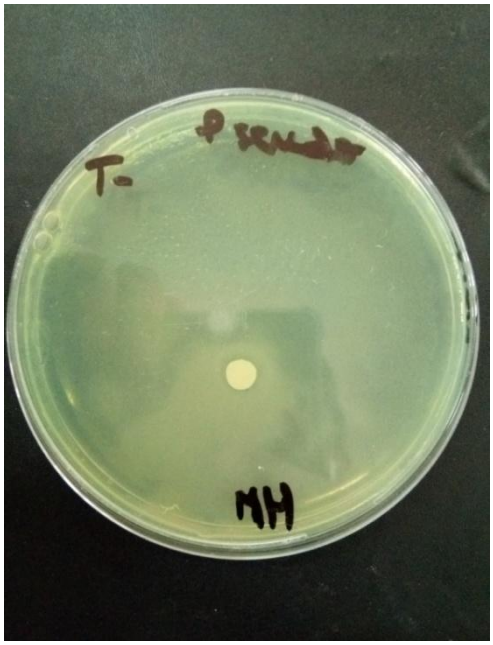


Témoin négatif **Témoin positif**

Figure 15: Activité antimicrobienne sur *E. coli*

Pseudomonas sp **8jour et 21jour**

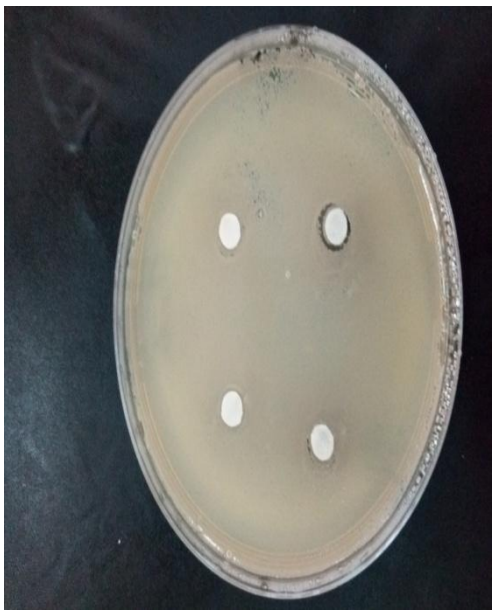
Pseudomonas sp **65 jour**



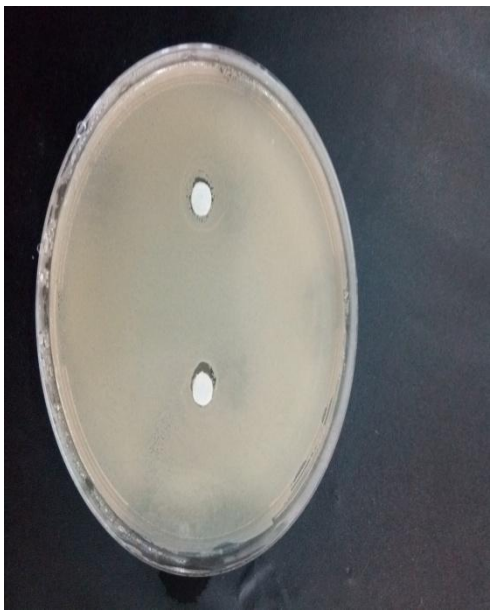
Témoin négatif

Témoin positif

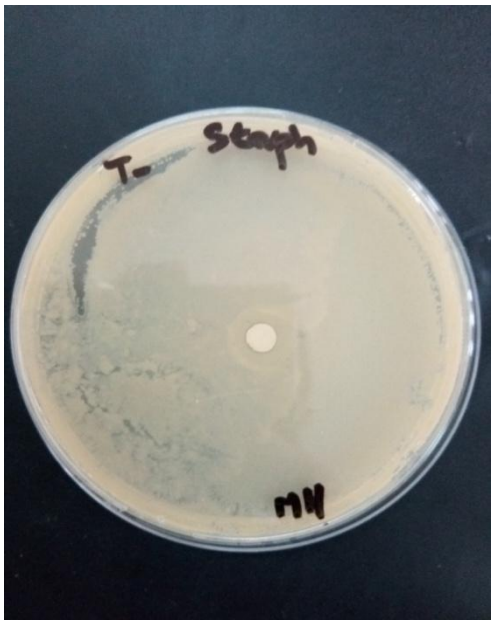
Figure 16: Activité antimicrobienne sur *Pseudomonas sp*



Staphylococcus sp **8jour et 21jour**



Staphylococcus sp **65 jour**



Témoin négatif

Témoin positif

Figure 17: Activité antimicrobienne sur *Staphylococcus sp*

Conclusion et perspectives

Conclusion

La fermentation des olives de table est réalisé par les bactéries lactiques endogènes qui entoure l'olive et la saumure, visant la transformation des sucres en acides organiques tel que l'acide lactique, et l'acide acétique ce qui induit à la diminution du pH, et en combinaison avec le sel de la saumure, assure la qualité microbiologique du produit, d'une autre part les bactéries lactiques produisent de l'éthanol et d'autres composées volatiles qui contribue à la saveur du produit fini.

L'acidité de la saumure est principalement liée à la fermentation. Lors du traitement alcalin, une quantité importante en substance nutritive diffuse de la pulpe vers la saumure, cette substance nutritive diffusée sera fermentée pour produire de l'acide lactique qui est directement responsable de la baisse du pH et ainsi l'augmentation de l'acidité.

La concentration en sel à un rôle très important dans l'évolution du processus de fermentation elle peut inhiber une partie de la flore d'altération, notamment les coliformes, sans affecter la flore lactique.

A l'issue de nos résultats, l'olive à travers ces constituants en polyphénols et en flavonoïdes constitue une source prometteuse en composés bioactives bénéfiques à la santé humaine.

Les résultats de l'activité antioxydante a révélé que les extraits d'olive verte possèdent une activité anti-radicalaire **(**AAR) quand la concentration des polyphénols augmentent dans le milieu réactionnel, le pourcentage d'inhibition augmente proportionnellement jusqu'à arriver à un plateau qui correspond à l'inhibition presque totale du DPPH présent dans ce milieu

La toxicité des extraits envers les microorganismes est due aux différentes classes de polyphénols essentiellement les tanins et les flavonoïdes. Cette toxicité est en fonction du site et du nombre de groupements hydroxyles présents sur le composé phénolique. En outre, il est évident que l'augmentation de l'hydroxylation conduit à une augmentation de la toxicité.

Perspective

A cause de la perte en composé phénolique lors de traitement, il est nécessaire de se concentrer sur un nouveau processus pour une faible perte phénolique

Ajout d'additifs de conservation plus naturels.

Conservation le plus longtemps possible.

Il est préférable d'améliorer le processus de fabrication des olives de table pour minimiser la perte des substances inorganiques.

La fabrication des produits pharmaceutique à base d'olive apporte un avantage aux domaines biotechnologiques

Références bibliographiques

A

- **AGAPI I-D., PARASKEVI P., ANTHOULA A-A., GEORGE-JOHN E-N., CHRYSOULA C-T .et RFSTATHIOS Z. P. (2012).** Molecular characterization of lactic acid bacteria isolated from industrially fermented Greek Table olives. *Food of science and technologie* ,50:353-356.
- **AGUILERA-CARBO A., AUGUR C., PRADO-BARRAGAN L-A., FAVELA-TORRES E.et AGUILAR C- N. (2008)**. Microbial production of ellagic acid and biodégradation of ellagitannins. *Applied Microbiology and Biotechnology*. 78: 189-199.
- **AMBRA R., NATELLA F., BELLO C., LUCCHETTI S., FORTE V.et PASTORE G. (2017).** Phenolics fate in table olives (Olea europaea L. cv. Nocellara del Belice) debittered using the Spanish and Castelvetrano methods. *Food and Nutrition Research Center – Council for Agricultural Research and Economics, Via Ardeatina* 546, 00178 Rome, Italy.
- **ARON P-M. et KENNEDY J-A.(2008).** Flavan-3ols: Nature, occurrence and biological activity. *Molecular Nutrition and food research*. 52: 79-104.
- **AVISSAR N., WHITINJ C., et ALLEN P-Z. (1989).** Plasma selenium-dependent glutathione.peroxidase.*J. Biol. Chem.* 2: 15850-15855.

B

- **BALATSOURAS G., GRASAS ACEITES**. (**1985).** 36 :239-249.
- **BAUDIN B. (2006).** Stress oxydant et pathologies cardiovasculaire. *MT Cardio*. 2(1): 43-52.
- **BENOTHMAN N., ROBLAIN D .,CHAMMEN N .,THONART P., HAMDI M. (2009)**.Antioxidant phenolic compounds loss during the fermentation of Chétoui olives. *Food Chemistry*,116 **:** 662–669
- **BEVILACQUA A., CORBO M-R., MASTROMATTEO M., SINIGAGLIA M. (2008)**. *World J. Microbiol. Biotechnol,* 24 :1721-1729.
- **BIANCHI G.(2003).** Lipids and phenols in table olives. *European journal of lipids and science Technology,* 105: 229-242.
- **BISSET S. (2011).** Activités antioxydante et inhibitrice vis-à-vis de l'élastase d'extrait des polyphénols d'olive (*Olea europaea* L.).Mémoire de magister, Université Ferhat Abbas Sétif.

- **BRUNETON J. (1993).** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. 2ème édition, Lavoisier Techniques & Documentation, Paris.
- **BRUNETON J. (2008).** Acides phénols. In: Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales. *Ed: Tec & Doc. Lavoisier, Paris*. pp 198-260.
- **BRUYNE T., PIETERS L., DEELSTRA H. et VLIETINK A**. (**1999).** Condensed vegetable tannins: Biodiversity in structure and biological activities. *Biochemical Systematic and Ecology*. 27: 445-459.
- **BOROS B., JAKABOVA S., DORNYEI A., HORVATH G., PLUHAR Z., KILAR F.et FELINGER A. (2010).** Determination of polyphenolic compounds by liquid chromatography–mass spectrometry in Thymus species. *Journal of Chromatography A*, 1217: 7972–7980.
- **BOSKOU G., FOTINI N-S., STAVROULA C., ANASTASIA M., ANTONIA C., NIKOLAOS K-A. (2004).** Antioxidant capacity and phenolic profile of table olives from the Greek market. Laboratory of Food Chemistry-Biochemistry-Physical Chemistry, Department of Science of Dietetics-Nutrition, Harokopio University, 70 El. Venizelou Str., 176 71 Kallithea, Athens, Greece Received 16 July 2004; received in revised form 14 December 2004; accepted 17 December 2004.
- **BOSKU D. (2006).** Sources of natural phenolic antioxidants. *Trends in Food Science Technology*, 17: 505–512.
- **BOZIN B., MIMICA-DUKIC N., SAMOJLIK I., GORAN A., IGIC R. (2008).** Phenolics as antioxidants in garlic (*Allium sativum*L., Alliaceae). *Food Chemistry*,111:925–929.
- **BURTON G- W., 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.

C

- **CABRERA B-M., SCHAIDE T., MANZANO R.,. DELGADO A-J., DURAN M- I. ET MARTIN V- D. (2017).** Optimization and validation of a rapid liquid chromatography method for determination of the main polyphenolic compounds in table olives and in olive paste. *Food Chemistry* ,233:164-173.

- **CASADO J-F., HIGINIO SANCHEZ A., REJANO L., DE CASTRO A. et MONTANO A. (2015).** Stability of sorbic and ascorbic acids in packed green table

olives during long-term storage as affected by different packing conditions, and its influence on quality parameters. *Food Chemistry*, 122: 812-818.

- **CASOLARI A., TRABUCCHI G., GOLA S**. **(1980)**. Ind. conserve. 55:23-30.
- **CHAMMEM N., KACHOURI M., MEJRI M., PERES C., BOUDABOUS A. et HAMDI M. (2005).** Combined effect of alkali pretreatment and sodium chloride addition on the olive fermentation process. *Bioresource Technology,*96 (11):1311-1316.
- **CHAROENPRASERT S. et MITCHELL A. (2012).** Factors influencing phenolic compounds in table olives *(*Oleo europea). *Journal of agriculture and Food chemistry*, 60: 7081-7095.
- **CIQUAL :** Table de composition nutritionnelle des aliments
- **CONSEIL OLÉICOLE INTERNATIONAL (2004).** Norme commerciale applicable aux olives de table.
- **CONSEIL OLEICOLE INTERNATIONAL. 2005.** Guide de gestion de la qualité de l‟industrie des olives de table.
- **COWAN MM. (1999).**Plant products as antimicrobial agents. *Clin Microbiol* Rev12(4): 564-82.

D

- **DHAOUADI K., RABOUDI F., ESTEVAN C., BARRAJO E., VILANOVA E., HAMDAOUI M.,et FATTOUCH S.(2010)**. Cell Viability Effects and Antioxydant and AntimicrobiolActivites of tunisian Date Syrup Polyphenolic Extracts J. Agric. *Food Chem* ,59: 402-406.
- **DJABOU N., LORENZI V., GUINOISEAU E., ANDREANI S., GIULIANI MC., DESJOBERT JM., BOLLA JM., COSTA J., BERTI L., LUCIANI A., MUSELLI A.(2013).** Phytochimical composition of CorsianTeurcium essential oils and antibacterial activity against foodborne or toxi-infectious pathogens. *Food Control*,30: 354-363.
- **DURIER .(2004)**. Code de bonnes pratiques loyales pour les olives de table. pp 5-6; pp 8-10.Determination of polyphenolic compounds by liquid chromatography–mass spectrometry in Thymus species. *Journal of Chromatography A*, 1217 : 7972–798

E

- **ELGHOZI J-L., DUVAL D. (1992).** Pharmacologie 2ème Ed : Médecine Flammarion. Paris. 289p.

F

- **FENDRI I., CHAMKHA M., BOUAZIZ M, LABAT M., SAYADIS S et ABDELKAFI S.(2013**).Olive fermentation brine : Biotechnological potentialisties and valorisation. *Environmental Technology* ,34 : 181-193.
- **FORTIN F.(1996).**L'encyclopédie visuelle des aliments. Canada : Québec Amérique.

G

- **GARCIA-RUIZ A., BARTOLOME B., MARTINEZ-RODRIGUEZ A-J., PUEYO E., MARTIN-ALVAREZ P-J.et MORENO-ARRIBAS M-V.(2008).** Potential of phenolic compounds for controlling lacticacid bacteria growth in wine. *Food Control,* 19: 835–841.
- **GARIDO S, WOIDYLO A et CZEMRERYS R. (2007).** Antioxidant activity and phenolic compounds in different herbs. *Food Chemistry*. 105: 940-949.
- **GHAMBARI R., ANWAR F., ALKHARFY K-M., GILANI A-H. et SAARI N. (2012).** Valuable Nutrients and functional Bioactive in different parts of olives *(olea europea L.). A Review international journal of molecular sciences*, 13: 3291-3340.
- **GHANBARI R., ANWAR F., ALKHARFY KM., GILANI A ET SAARI N.(2012).**Valuable Nutrients and functional Bio actives in Different Part of Olive (Oleaeuropaea L.).*A review International Jouenalof Molealar Sciences*,13 : 3291-3340.
- **GHEDIRA K. (2008)**. L'olivier. *Phytothérapie*. 6 : 83-89.
- **GIANNI S., MARCO A ., GIOVANNI C ., GLORIA C ., DARIO G ., FILIPPO M ., MASSIMO R ., VERONIC S .et HANNACHI H., MSALLEM M., BEN ELHADJ S. & EL GAZZAH M. (2007).** Biologie et pathologie végétale / plant biology and pathology influence du site géographique sur les potentialités Agronomiques et technologique de l'olivier (*Olea europea L.)* en Tunisie. *Compte rendus biologies,* 330 :135-142.
- **GOMEZ-RICO A., FREGAPANE G. et SALVATOR D. (2008).** Effect of cultivar and ripening on minorcomponents in Spanish olive fruits and their corresponding virgin olive oils. *Food Research International,* 41: 433-440.
- **GUTTIERREZ-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.

- **GULCIN I., HUYUT Z., ELMASTAS M. et ABOUL-ENEIN H-Y. (2010).** Radical scavenging and antioxidant activity of tannicacid. *Arabian journal of chemistry*, 3:43-53.

H

- **HABIBI M., GOLMAKANI M. T., FARAHNAKY A., MESBAHI G. et MAJZOOBI M. (2015).** NaOH-free debittering of table olives using power ultrasound, *Food Chemistry,* PP01-30.

- **HANNACHI H., MSALLEM M., BEN ELHADJ S. et EL GAZZAH M .(2007).** Biologie et pathologievégétale / plant biology and pathology influence du site géographique sur les potentialités Agronomiques et technologique de l'olivier (*Olea europea L.)* en Tunisie. *Compte rendus biologies*, 330 :135-142.

- **HARRIS L. (1997).** The microbiology of vegetable fermentations, in: B. B. Wood (Eds.).*Microbiology of Fermented Foods*, 45-72.

- **HENNEBELLE T., SAHPAZ S., BAILLEUL F. (2004)**. Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie,* 1: 3-6.
- **HENRY S. (2003).** L"huile d"olive, son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et encosmétique. Thèse de doctorat en Pharmacie. *Université Henri Poincaré Nancy*1. P: 127**.**

I

- **IRVING W., ALA'ALDEEN D. et BOSWELL T.(2005).** Medical Microbiology Collection Instant Notes. *Taylor et Francis*. 350.

J

- **JUNGKIND DL.(1995)**. Antimicrobial resistance : a crisis in health care ; [based on the proceedings of the Estern Pennsylvania Branch of the Amirecan Society of Microbiology Symposium on Antimicrobial Resistance : a Crisis in Health Care – Clinical Laboratory and Epidemiologic Considerations, held November 11-12, 1993, in Philadelphia, Pennsylvania]. *Ed. Plenum Press, New York, NY* [u.s.a.], P248

K

- **KAILIS G .et HARRIS D .(2004).** Establish protocols and guidelines for table olive processing in Australia.
- **KIAI H .et HAFIDI A.(2014**).Chemical composition changes in four green olive cultivars during spontaneous fermentation.*Lebenmittel-Wissenchaft-Technologie-Food Science and Technology*,57:663-670
- **KEMPF S.et ZEITOUNI**.**(2009).** Coût biologique de la résistance aux antibiotiques: analyse et conséquences Pathologie Biologie **:** article in press.
- **KNAGGS A-R**.**(2003).**The biosynthesis of shikimate metabolites. *Natural Product Reports*, 20 : 119–36.

L

- **LEAL SANCHEZ M-V., RUIZ-BARBA J-L., SANCHEZ A-H., REJANO L., JIMÉNEZ- DIAZ R. et GARRIDO FERNANDEZ A.(2003).**Fermentaion profil and optimization of green olive fermentation using lactobacillus plantarum LPCOAO. *Applied and environmental Microbiology*, 68(9): 4465-4471.
- **LEVA.(2011).** Innovative protocol for « ex vitro rooting » on olive micropropagation *Cent.Eur.J Bio*. 6(3) :352-358.
- **LINDEN .et LORIENT D**.**(1994)**. Pigments et aromes .In : Biochimie agro-industrielle valorisation alimentaire de la production agricole. *Ed : Masson*. 338-340.
- **LOUSSERT R .et BROUSSE G .(1978).** L'olivier; Ed. G.P. Maisonneuve et Larousse. Paris.

M

- **MANNAI.(2006).** Etude des mécanismes diffusionnels lors d'une fermentation spontanée des olives de table vertes ; deux cas : olives traitées à la lessive et olives non traitées à la lessive. « Thèse doctorat en industrie agro-alimentaire». Université de Tunisie : 26-44 ;86-97 ;117-118.
- **MANACH C., SCALBERT A., MORAND C et JIMENEZ L.(2004)**. Polyphenols: Food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*,79:727-747.
- **MARFAK A. (2003).** Thèse de doctorat Radiolyse Gamma des flavonoïdes ; *Etude de leur réactivité avec des radicaux issus des alcools.* pp: 6-7-10.
- **MARIA D-A., DANIELA C., LUCREZIA C., CARMINE S., CARLO G R.et FRANCESCO C.(2015).** Microbiota and metabolome of un-started and started

Greek-type fermentation of Bella di Cerignola table olives. *Food Microbiology*, 52:18-30.

- **MARIN M**. **(1972)**, *Rev. Off. Féd. Int. Olé*. pp, 199-209.
- **MARTIN S.et ANDRIANTSITOHAINA R.(2002**).Mécanismes de la protection cardiaque Et vasculaire des polyphénols au niveau de l'endothélium. *Annales de cardiologie et d'angéiologie*,51 : 304–31.
- **MCDONALD S., PRENZLER P-D., ANTOLOVICH M. et ROBARDS K.(2001).** Phenolic content and antioxidant activity of olive extracts. *Food Chemistry*, 73: 73-84.
- **MEDINA E., RAMÍREZ E., BRENES M., CASTRO DE A. ET ROMERO C. (2016).** Oleuropein hydrolysis by lactic acid bacteria in natural green olives. *Food Science and Technology*, 78:165-171.
- **MICOL V., CATURIA N., PEREZ-FONS L., MAS V., PEREZ L. et ESTEPA A**. **(2005).** The olive leaf extract exhibits antiviral activity against viral haemorrhagic septicaemia Rhadovirus (VHSV). A*ntiviral Research***,**66: 12 9-136.
- **MINGUEZ MOSQUERA MI .et GARRIDO FERNANDEZ J**. **(1989).**Chlorophyll and Carotenoid presence in olive fruit (Oleaeuropaea).*Journal of Agricultural and Food Chemistry*,37(1)1-7.
- **MOKDAD F.(2015)**. L"olivier, l"arbre fétiche de la méditerranée. *Journal algérien Réflexion* 33498**.**

N

- **NACZK M., SHAHIDI F. (2004).**Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of Chromatography A*, 1054 : 95–111.
- **NANOS G-D., KIRITSAKIS A-K. ET SFAKIOTAKIS E-M. (2002).** Preprocessing storage conditions for green "conservolea" and "chondrolia" table olives. *Postharvest Biology and technology*,25: 109-115..
- **NAUCIEL C. et VILDE J-L. (2005).** Bactériologie médicale, 2èmeEd. Masson . Paris. pp: 5-10.

O

- **O'CONNELL J-E.et FOX P-F**. **(2001).** Signification and applications of phénolic compound in the production and quality of milk dairy products: a review. *International Diary Journal.* 11(3):103-120.
- **OZDEMIR M. (1997).** Table olive fermantation.OkyanusDanismanlik,1-9.

P

- **PARIS M . et HURABIELLE. (1981).** Abrégé de matière médicale. Pharmacognosie. Tome 1. Ed Masson. Paris.pp: 102-103-104-107.
- **POIANA M. et ROMEO F-V.(2006).** Changes in chemical and microbiological parameters of some varieties of Sicily olives during natural fermentation. *Grasas y Aceitis*, 209: 402-408.

R

- **RYAN D., ROBARDS K. et LIVE S. (1999).** changes in phenolic content of olives during maturation. *International journal of food science and technology*, 37: 523-526.

- **RYAN D.,ANTHOLOVICH M., PRENZLER PD., ROBARD K. et LAVEE S**. **(2002).**Biotransformation of phenolic compounds in Oleaeuropaea L. *Scientia Horticulturae*.92 : 147-176.
- **RIBEREAU-GAYON P.(1968).** Les composés phénoliques des végétaux. *Edition Dunod. Paris*. pp : 173-201.
- **ROKNI Y., GHABBOURN ., CHIHIB N.,THONART P., ASEHRAOU A. (2015).** Physico-chemical and microbiological characteziation of the Naturel fermentation of Moroccan Phicholine Green Olives Variety p 1747.
- **ROJAS A., HERNANDEZ L., PEREDA-MIRANDA R., et MATA R.(1992).** Screening for antimicrobial activity of crude drug extracts and pure natural products from Mexican medicinal plants. *J. Ethnopharmacol.* 35: 275-283.

S

- **SAKOUHI F.,HARRABI S.,ABSALON C.,SBEI K.,BOUKHCHINA S.,KALLEL H.(2008).**α-Tocopherol and fatty acids contents of some Tunisian table olives:Changes in their composition during ripening and processing. *Food Chemistry*, 108:833-839.
- **SANCHEZ A-H., DE CASTRO A., REJANO L.et MONTANO A. (2000)**.*Journal. Agric. Food Chem.* 48 5975-80.
- **SANSOUCY R.(1984).** Utilisation des sous produits de l'olivier en alimentation animale dans le basin méditerranéen. *Etude FAO production et santé animale* : 43.

- **SAURO V. (2012).** Simultaneous determination of squalene,α-tocophérol and β-carotène in table olives by solid phase extraction and high-performance liquid chromatography with diode array detection . *Food Analytical Methods*.6: 54-60.
- **SCALBERT A.,MANACH C.,MORAND C.et RÉMÉSY C.(2005).** Dietary Polyphenols and the Prevention of Diseases. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 45: 287–306
- **SILVA S., GOMES L., LEITAO F., BRONSE M., CAELHO A-V. et BOAS V**. **(2010).** Secoiridoids in olive seed: characterization of nüzhenide and 11-methyl oleosides by liquid chromatography with diode array and mass spectrometry. *Grassasy Aceittes.* 61(02): 157-164.
- **SKANDAMIS P., NYCHAS G.(2003)**, *J. Food Prot.* 66 1166-1175
- **SPYROPOULOU K-E., CHORIANOPOULOS N-G., SKANDAMIS P-N., NYCHAS G-J-E. (2001).** *Int. J. Food Microbiol*,66:3-11.
- **STOCLET J-C., SCHINI-KERTH V**.**(2011).** Dietary flavonoids and human health. *Annales Pharmaceutiques Françaises* 69:78–90.

T

- **TESSIER F., MARCONNET P**.**(1995).** Radicaux libre, système antioxydant et exercice. *Science et sports*, 10 : 01-13.
- **THERIOS I. (2009).** Olives. Crop production science horticulture, 18. Edition CABI. ISBN 978-1-84593-458-3: 27-278.
- **TACHAKITTIRUNGROD S., IKEGAMI F. et OKONOGI S.(2007).** Antioxydant activite principales isolated from Psidium guajava grown in Thailand. *Scientia pharmaceutique (Sci. Pharm.)* ,75:179-193.

U

- **UCELLA N.(2001).** Olive biophenols: Novel ethnic and technological approach. *Trends in Food Science and technology*, 11: 328- 339.
- **UNALK. et NERJIZ C.(2003)**. Effects of table olives preparing methods and storage on the composition and nutritive value of olive. *Grasas y Aceites*, 54: 71-76.
- **UYLAŞER VILDAN.(2015)**.Changes in phenolic compounds during ripening in Gemlik variety olive fruits obtained from different locations, *CyTA - Journal of Food,* 13:(2)169-17

V

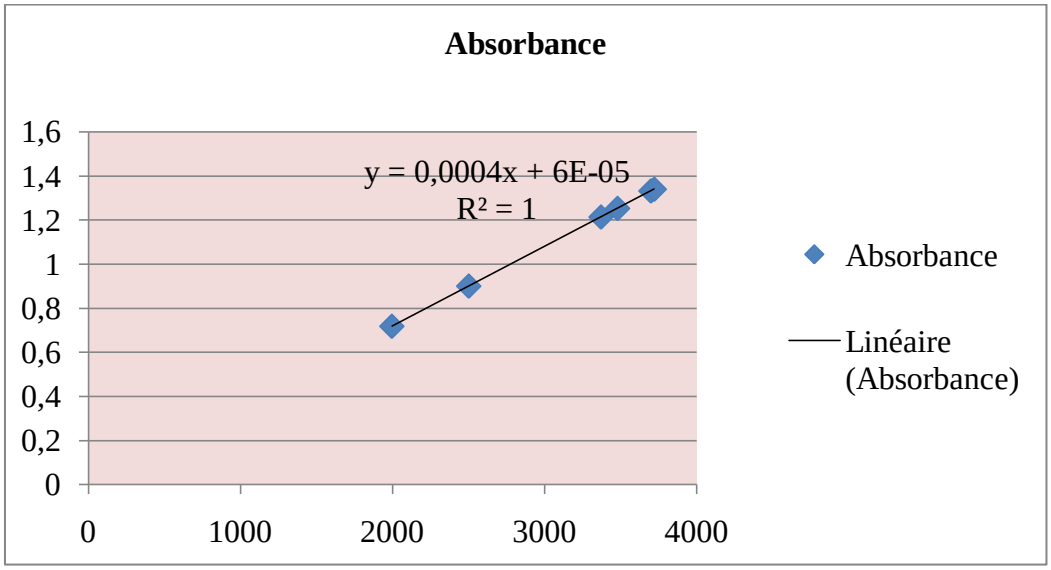
- **VEGA LEAL-SANCHEZ M., JIMENEZ DIAZ R., GARRIDO FERNANDEZ A., REJANO NAVARRO L., RUIZ-BARBA J.L. et SANCHEZ GOMEZ A-H.(2003)**. *Food Microbiol,*20 : 421-430.

- **VINHA A-F., FERRERES F., SILVA B-M., VALENTAO P., GONÇALVES A., PEREIRA J-A., OLIVEIRA M-B., SEABRA R-M. et ANDRADE P-B. (2005)**. Phenolic profiles of ptugues olive fruits (olea europea): Influence of cultivar and geographical origin. *Food chemistry,* 89:561-568.

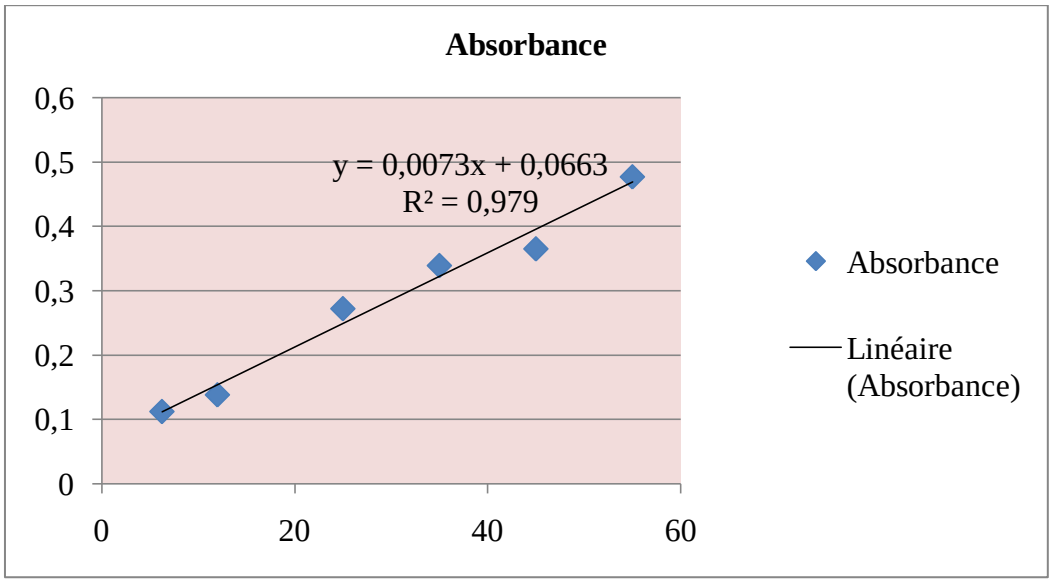
  VILDAN UYLAŞER .et YILDIZ G.(2014). The historical development and nutritional importance of olive and olive oil constituted an important part of the Mediterranean diet. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition,* 54:1092–1101.

Annexes

Annexe 1 : Droite d'étalonnage de l'acide gallique



Annexe 2 : Droite d'étalonnage de la Quercétine



Résumé

Les composés phénoliques sont parmi les composants les plus importants des drupes d'olive, pour leurs propriétés biologiques pour la santé humaine.Dans cette optique, l'objectif de cette étude est l'évaluation des activités anti-oxydante des extraits phénoliques de l'olive de table *Sigoise* produite. Six échantillons d'olive et de la saumure ont été récolté pendant le processus de la fermentation au 3 éme , 8éme, 21 éme, 35éme, 65 éme et 130 éme jour. L'analyse de l'acidité, du pH, le taux des chlorures, et la teneur en polyphénols totaux, ainsi que l'évaluation de l'activité anti oxydante *in vitro* par le test du DPPH ont été réalisés. L'analyse physico-chimiques a révélé une diminution de pH de 6.4 (3 jour) à 4.2 (130 jour), ainsi l'augmentation du taux d'acidité de 1.3 % (3 jour) à 7.3 % (130 jour) durant la période de la fermentation. Ce qui est due à l'accumulation des acides produites majoritairement par les bactéries lactiques. L'analyse quantitative des extraits méthanoïques a révélé une richesse des olives en composés phénoliques, la teneur est variable et comprise entre 1197.2 et 3480.5 mg (AG/Kg).Il ressort de l'analyse de l'activité anti-oxydante que ces polyphénols sont doués d'une excellente activité anti-oxydante qui atteint jusqu'à 66.80% au 130 éme jour de fermentation. L'analyse microbiologiques a révélé que La toxicité des extraits envers les microorganismes est du aux différentes classes de polyphénols essentiellement les tanins et les flavonoïdes. Les résultats obtenus montrent que les olives de table variété *Sigoise* qui occupe 25% du verger oléicole Algérien sont une source importante de composés phénoliques, qui possède une forte activité anti-oxydante.

Mots clés : Activité anti-oxydante, Olive de table, Variété *Sigoise*, Composés phénoliques, Activité antibactérienne.

Abstract

Phenolic compounds are among the most important components of olive drupes, for their biological properties for human health. In this context, the objective of this study is the evaluation of the antioxidant activities of the phenolic extracts of the sigois table olive produced. Six sample of olive and brine were harvested during the fermentation process of the 3rd, 8th, 21th, 35th, 65th and 130th day. Analysis of acidity, pH, chloride level and total polyphenol content, as well as evaluated of in vitro antioxidant activity by the DPPH test were carried out. The physico-chemical analysis revealed a decrease in pH from 6,4 (3rd day) to 4,2 (130th day) this increasing the acidity rate from 1,3% (3rd day) to 7,5% (130th day) During the period of fermentation which is due to the accumulation of acids produced mainly by lactic acid bacteria. The quantitative analysis of the methanoic extracts revealed a richness of the olives in phenolic compounds, the content is variable and between 1197,2 and 3480,5 mg(AG/kg). it is apparent from the analysis of the antioxidant activity that these polyphenols are endowed with an excellent antioxidant activity which reaches up to 66.80% on the 130th day of fermentation. Microbiological analysis revealed that the toxicity of extracts to microorganisms is due to the different classes of polephenols mainly tannins and flavonoids. The results obtained show that the table olives sigoise variety that occupies 25% of the Algerian olive orchard are an important source of phenolic compounds, which has a strong antioxydant activity.

Key words: Antioxidant activity, table olive, Sigoise variety, phenolic compounds, antibacterial activity.