

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة محمد الصديق بن يحيى - جيجل
Université Mohammed Seddik Ben Yahia - Jijel

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département : Microbiologie Appliquée et
Sciences Alimentaires



كلية علوم الطبيعة و الحياة
قسم : الميكروبيولوجيا التطبيقية و
علوم التغذية

Mémoire de Master

Filière : Sciences Alimentaires

Option : Agroalimentaire et Contrôle de Qualité

Thème

**Evaluation de l'activité anti-oxydante d'une huile d'olive enrichie par
les figes sèches**

Membres du Jury

- Président : Dr : Boudjerda Dj
- Examinatrice : Dr : Akroum S
- Encadreur : Dr : Dairi S

Présenté par :

- Abdallah Abdelhalim

Année Universitaire 2018-2019

Numéro d'ordre (bibliothèque) :.....

Remerciements

Avant tout, je remercie Le Bon Dieu qui m'a donné santé, courage et volonté pour mener à terme ce modeste travail.

Mes remerciements les plus vifs s'adressent au Docteur : Dairi.S, qui m'a accordé l'honneur de diriger ce travail. La qualité de son encadrement, son exactitude et ses conseils me seront toujours précieux.

J'exprime mes remerciements à Monsieur : Boudjerda.D d'avoir accepté de présider le jury d'examinations de ce mémoire ; à Madame : Akroum.S, pour avoir accepté d'évaluer ce travail. Qu'ils trouvent dans ces phrases l'expression de mon profond respect.

A mes parents pour leurs présences et soutiens permanents.

J'exprime ma gratitude à mon ami Mohamed Menia qui n'a pas hésité de m'aider durant ce travail, que dieu te bénisse.

Je tiens à remercier mon frère le Dr : Abdallah Samir pour son soutien précieux.

Dédicace

*A ma femme chérie **Samira***

Tes encouragements et ton soutien m'ont donné de la volonté

dans les moments difficiles.....

.....merci ma fleur rare.

*A la source de mon bonheur mon petit **Djawed***

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction	1
1^{ère} partie : Synthèse bibliographique	
Chapitre I : Généralités sur l'huile d'olive	3
I.1. Définition de l'huile d'olive.....	3
I.2. Répartition oléiculture.....	3
I.3. Extraction d'huile d'olive.....	5
I.4. Catégories d'huile d'olive.....	6
I.5. Composition chimique d'huile d'olive.....	7
I.5.1. Fraction saponifiable (fraction huileuse)	7
a. Acides gras.....	7
b. Glycérides.....	8
I.5.2. Fraction insaponifiable.....	8
a. Stérols.....	8
b. Hydrocarbures.....	9
c. Tocophérols	9
d. les Pigments.....	10
e. Les composés phénoliques.....	10
f. Composés aromatique.....	11
G. Phospholipides.....	12
h. Métaux.....	12
I.6. Conservation de l'huile d'olive.....	12
I.7. Bienfaits de l'huile d'olive.....	12
I.8. Enrichissement de l'huile d'olive.....	14
I.8.1. Procédure d'enrichissement d'huile d'olive.....	15

a. Macération.....	15
b. Enrichissement par extraction.....	15
c. Co-traitement	15
d. Enrichissement par ultrasons.....	15
Chapitre II : Généralités sur la figue sèche.....	18
II.1.historique.....	18
II.2.Définition de la figue.....	18
II.3. Position systématique.....	19
II.4. Production de la figue.....	19
II.5. Les méthodes de séchage.....	20
II.5.1. Le séchage traditionnel.....	20
II.5.2. Le séchage industriel.....	21
II.6. Composition chimique et valeur nutritionnelle.....	24
II.7. Effets thérapeutiques de la figue.....	25
II.8.Conservation des figues.....	26

2^{eme} partie : Partie expérimentale

I-Matériel.....	27
I.1. Matériel et produits chimiques.....	27
I.2. Matériel végétal.....	28
❖ Huile d'olive.....	28
❖ Figue sèche.....	28
II. Méthodes.....	28
II.1. Caractérisation physicochimique de la figue sèche.....	28
II.1.1. Séchage-broyage.....	28
II.1.2. Détermination de la teneur en eau.....	28

II.1.3. Détermination du pH.....	29
II.1.4. Détermination de l'acidité.....	29
II.1.5. Détermination du taux de cendres.....	30
II.1.6. Dosage des composés phénoliques totaux des figes sèches.....	31
a. Extraction solide-liquide des composés phénoliques des figes sèches.....	31
b. Dosage des composés phénoliques totaux des figes sèches.....	31
c. Dosage des flavonoïdes des figes sèches.....	31
d. Détermination de la teneur en caroténoïdes et en Chlorophylle.....	32
II.1.7. Détermination de l'activité antioxydante des figes sèches.....	32
• Test de piégeage du radical libre DPPH.....	32
• Pouvoir réducteur.....	33
II.2. Préparation des huiles d'olive enrichies.....	35
II.3. Caractérisation physico-chimique de l'huile d'olive et des huiles d'olive enrichies	35
II.3.1. Détermination des acides gras libres (AGL).....	35
II.3.2. Détermination de l'indice de peroxyde.....	36
II.3.3. Détermination de l'absorbance spécifique en rayonnement UV.....	37
II.3.4. Détermination de la densité relative.....	37
II.3.5. Indice de réfraction.....	38
II.3.6. Extraction des polyphénols des huiles d'olive enrichies.....	38
II.3.7. Dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes des huiles d'olive enrichies....	39
II.3.8. Détermination de la teneur en caroténoïdes et en chlorophylle des huiles enrichies...	39
II.3.9. Mesure des activités anti oxydantes.....	39
III. Résultats et discussion	40

III.1. Caractérisation physico-chimique de la figue sèche.....	40
III.1.1. Teneur en eau.....	40
III.1.2. pH.....	40
III.1.3. Acidité titrable.....	41
III.1.4. Cendre.....	41
III.1.5. Analyse phytochimique de la figue sèche.....	41
III.1.5.1. Les composés phénoliques totaux	42
III.1.5.2. Flavonoïdes.....	42
III.1.5.3. Caroténoïdes et Chlorophylle.....	43
III.1.5.4. Activités anti-oxydantes des figues sèches.....	43
• Le pouvoir de piégeage du radical DPPH.....	43
• Le pouvoir réducteur.....	44
III.2. Caractérisation physicochimique de l'huile d'olive et huile d'olive enrichie.....	45
III.2.1. Acidité.....	45
III.2.2. Indice de peroxyde	46
III.2.3. Absorbance spécifique en rayonnement UV.....	48
III.2.4. Densité relative.....	49
III.2.5. Indice de réfraction.....	49
III.3. Analyse phytochimique de l'huile d'olive et des huiles d'olive enrichies.....	50
III.3.1. Dosage des polyphénols totaux.....	50
III.3.2. Dosage des Flavonoïdes.....	51

III.3.3. Dosage des caroténoïdes.....	52
III.3.4. Dosage de la Chlorophylle.....	53
III.3.5. Détermination de l'activité antioxydante.....	54
• Test de piégeage du radical libre DPPH.....	54
• Pouvoir réducteur.....	56
Conclusion et perspectives	58

Liste des abréviations

ANOVA : Analysis Of Variance.

AGL : Acides Gras Libres.

A % : acidité titrable.

CE : Commission Européenne.

COI : Conseil Oléicole International.

D : Densité.

DSA : Direction des Services Agricoles.

DPPH : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl.

EAG : Equivalent Acide Gallique.

FAOSTAT : Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database.

he : hectare.

hL : hectolitre.

Ip : Indice de peroxyde.

ITAFV : Institut Technique des Arbres Fruitiers et de la Vigne Algérien.

K_{232} et K_{270} : le coefficient de l'extinction spécifique (UV).

kHz : kilohertz.

KI : Iodure de potassium.

MS : matière sèche.

m : masse.

min : minute.

N : Normalité.

Nm : nanomètre.

Meq d'O₂: Milliéquivalent d'Oxygène.

P : probabilité.

pH : Le potentiel hydrogène.

PI : pourcentage d'inhibition.

ppb : Une partie par billion.

q : quintal.

rpm : rotation per minute.

SLE : Extraction Solide-liquide.

UE : Union Européenne.

UNECE : United Nations Economic Commission for Europe.

USDA : United States Department of Agriculture.

UV : Ultraviolet.

v / v : volume/volume.

Liste des tableaux

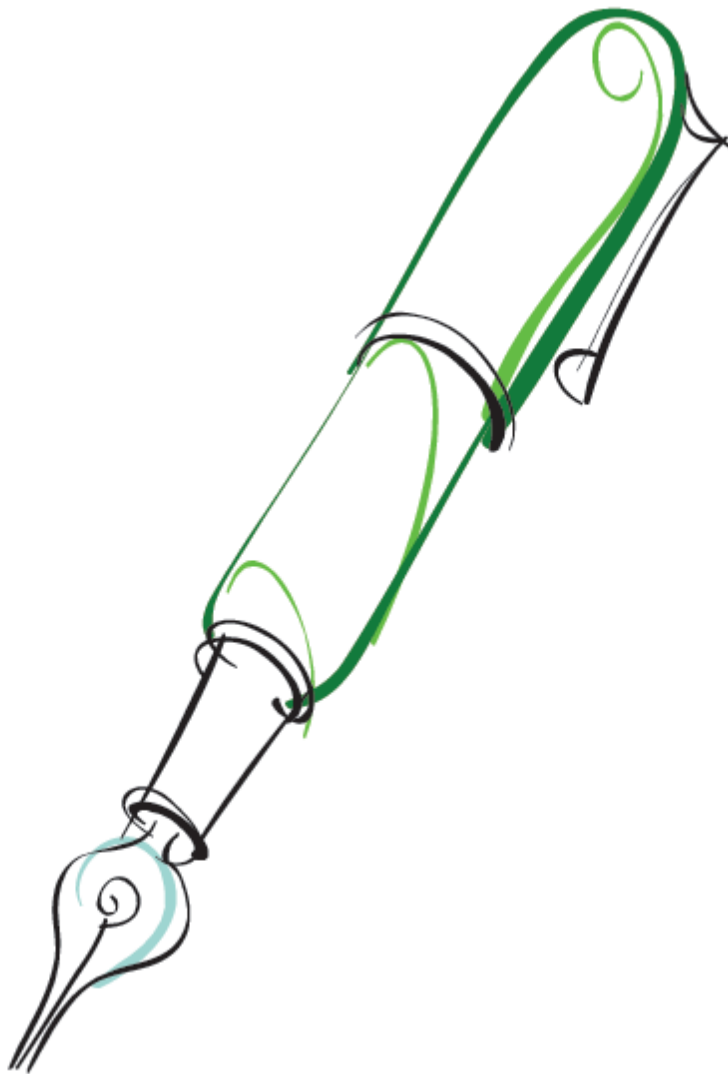
N°	Titre	Page
1	Production d'huile d'olive des 4 dernières années a Jijel	4
2	Différentes catégories de l'huile d'olive.	6
3	Composition en acide gras d'une huile d'olive selon la norme du codex alimentarius.	8
4	Rôles physiologiques et biologiques de certains composés chimiques de l'huile d'olive.	13
5	Production des figes en tonne des principaux pays dans le monde.	20
6	Composition de la fige fraîche et sèche en éléments nutritionnels (Composition moyenne pour 100 g/f).	24
7	Matériel et produits chimiques utilisés durant la présente étude.	27
8	Récapitulation des résultats d'analyse physico-chimique de la fige sèche.	40
9	Caractérisation phyto-chimique de la fige sèche.	41
10	La densité relative et l'indice de réfraction de l'huile d'olive étudiée.	49

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Pays principalement producteur d'huile d'olive 2010/2011.	3
2	Production d'huile d'olive des 4 dernières années a Jijel.	4
3	Schéma du processus d'extraction de l'huile d'olive.	5
4	Formule chimique de β -sitostérol, le principale stérol de l'huile d'olive.	9
5	Structure des tocophérols.	9
6	Catégories des ultrasons en fonction de la fréquence.	16
7	Cycles de compression et de raréfaction induits par une onde sonore.	16
8	Explosion des bulles de cavitation et libération des molécules d'intérêt.	17
9	Caractéristiques morphologiques de la figue.	18
10	Séchage des figues au soleil.	21
11	Schéma synoptique d'un séchoir solaire.	22
12	Diagramme de séchage industriel des figues.	23
13	Principe de test de piégeage du radical libre DPPH.	33
14	Protocole pour la détermination du pouvoir réducteur.	34
15	Test de neutralisation du radical DPPH par l'extrait brut de la figue sèche.	44
16	Pouvoir réducteur de l'extrait de la figue sèche.	45
17	l'acidité titrable de l'huile vierge et huiles enrichies.	46
18	Indice de peroxyde de l'huile vierge et huiles enrichies.	47
19	Absorbance spécifique en lumière ultraviolette au 232 nm.	48
20	Absorbance spécifique en lumière ultraviolette au 270 nm.	48

21	Teneur en polyphénols totaux de l'huile d'olive et des huiles enrichies.	50
22	Teneur en Flavonoïdes de l'huile d'olive et des huiles enrichies.	51
23	Teneur en Caroténoïdes de l'huile d'olive et des huiles enrichies.	53
24	Teneur en Chlorophylle de l'huile d'olive et des huiles enrichies.	53
25	Activité du radical DPPH des échantillons des huiles étudiées.	54
26	Corrélation entre le pourcentage d'inhibition du radical DPPH avec les teneurs en polyphénols.	55
27	Corrélation entre le pourcentage d'inhibition du radical DPPH avec les teneurs en flavonoïdes.	56
28	Pouvoir réducteur des échantillons d'huile d'olive étudiées.	56
29	Corrélation entre le pouvoir réducteur des différentes huiles avec les teneurs en polyphénols.	57

INTRODUCTION



Introduction

Une fascinante histoire de 5 000 ans, documentée par des légendes, des textes religieux et des vestiges archéologiques, situe l'origine de l'olivier dans les territoires du Moyen-Orient et en décrit l'implantation dans tous les environnements riverains du bassin méditerranéen et dans de nombreuses autres zones adaptées à sa culture (**Fouin et Sarfati, 2002**).

L'huile d'olive est le produit méditerranéen par excellence, on la retrouve à travers l'histoire, depuis la civilisation Grecque jusqu'à nos jours (**Sébastien, 2010**). Elle représente la principale source de matière grasse dans les pays du bassin méditerranéen. Connue, depuis longtemps, comme ingrédient essentiel pour l'alimentation des populations, et avec un grand impact sur leur santé et leur bien-être (**Gargouri et al., 2013**). La consommation de cette denrée a été associée à une incidence limitée des maladies cardiovasculaires, neurologiques, certains types de cancers, ainsi qu'aux propriétés antioxydantes *in vivo* et *in vitro* (**Gimeno et al., 2002**). Ces bienfaits ont été liés l'un ou l'autre à sa composition en acides gras, où l'acide oléique est le composant principal et/ou à la présence des biomolécules mineures, tels que les vitamines et les antioxydants naturels (**De Faveri et al., 2008**).

Les consommateurs aujourd'hui prennent une plus grande responsabilité pour leur propre santé et tournent de plus en plus à leur alimentation pour l'améliorer. Les composés phénoliques présents dans l'huile d'olive vierge ne sont pas suffisants pour assurer une bonne stabilité pendant son stockage et/ou son chauffage. Pour cela, l'enrichissement de l'huile d'olive par des phénols peut être une bonne stratégie pour améliorer sa capacité oxydante et son profil nutritionnel, ce qui permet de développer de nouveaux aliments (**Rubio et al., 2012**). Dans cette démarche, l'enrichissement de l'huile d'olive, a fait l'objet de nombreuses recherches, ayant opté pour l'incorporation dans l'huile de matrices végétales (origan, feuilles d'olivier, feuilles de myrte etc). La production d'huile d'olive enrichie ouvre ainsi de nouveaux marchés aux entreprises qui ont décidé de faire un bond de qualité dans le secteur oléicole comme une nouvelle stratégie pour améliorer les effets bénéfiques de l'huile d'olive.

En effet, l'enrichissement de l'huile d'olive se fait très majoritairement par des plantes méditerranéennes telles que le thym, le romarin et le basilic mais aussi par des fruits et légumes tels que les carottes, la pomme. Cela permet aux oléiculteurs non seulement de diversifier leur gamme mais surtout d'avoir des produits à forte valeur ajoutée qui se vendent donc plus facilement (**Veillet et al., 2010**).

Néanmoins, l'inconvénient de ces suppléments pratiqués en général par macération est qu'elles sont longues. Ces dernières années de nombreuses techniques alternatives ayant pour but de

pallier à ce problème se sont développées. Parmi elles, les ultrasons. En effet, les ondes d'ultrasons permettent d'accélérer par voie physique la migration des composés d'intérêt et par conséquent le temps de contact est largement réduit (**Veillet *et al.*, 2010**).

La figue est un fruit délicieux et nutritif, doté de propriétés thérapeutiques. Elle est riche en sucres, fibres, sels minéraux, composés phénoliques à propriétés antioxydantes et molécules volatiles responsables de son agréable arôme caractéristique (**Slatnar *et al.*, 2011**).

Dans cette optique, un enrichissement assisté par ultrasons a été testé, afin de réduire ce temps et de faciliter sa mise en place pour les professionnels de l'huile d'olive. L'objectif principal de ce travail est d'évaluer l'effet de l'enrichissement de l'huile d'olive vierge avec les fruits de la figue sèche, sur la composition et la qualité nutritionnelle de l'huile.

Dans ce contexte, notre travail s'articulera sur trois étapes :

- ✓ **La première étape** : une revue bibliographique aborde des généralités décrivant l'huile d'olive et la figue sèche dans leurs contextes historiques, les différents modes d'obtention et à leurs compositions.

- ✓ **La deuxième étape** : englobera l'étude expérimentale qui s'organisera comme suite :
 1. Présentation des méthodes d'analyse des paramètres physicochimiques de l'huile d'olive et de la figue sèche.
 2. La détermination et dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes et l'évaluation de l'activité antiradicalaire (DPPH et pouvoir réducteur).

- ✓ **La troisième étape** : présentation des différents résultats obtenus, leurs discussions.

SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE



CHAPITRE : I

I. Généralités sur l'huile d'olive

I.1. Définition de l'huile d'olive

Selon Codex alimentarius : « C'est l'huile provenant uniquement de l'olivier (*Olea europaea* L.) à l'exclusion des huiles obtenues par solvants ou par procédés de réestérification et de tout mélange avec des huiles d'autre nature » (COI, 2015).

De plus, l'huile d'olive vierge est l'huile obtenue du fruit de l'olivier uniquement par des procédés mécaniques ou d'autres procédés physiques dans des conditions thermiques, notamment, qui n'entraînent pas son altération, et n'ayant subi aucun traitement que le lavage, la décantation, la centrifugation et la filtration (COI, 2015).

I.2. Répartition oléiculture

❖ Dans le monde

Le bassin méditerranéen, produit une quantité importante d'huile d'olive qui revêt un intérêt stratégique pour l'ensemble de ces pays, comme la montre la figure : 1 (Saraoui, 2006).

La production de l'huile d'olive se concentre beaucoup plus dans l'Europe du sud près de 79% de la production mondiale avec l'Espagne et l'Italie comme leader, ensuite vient la Grèce, le Portugal et la France (Abdessamed, 2017).

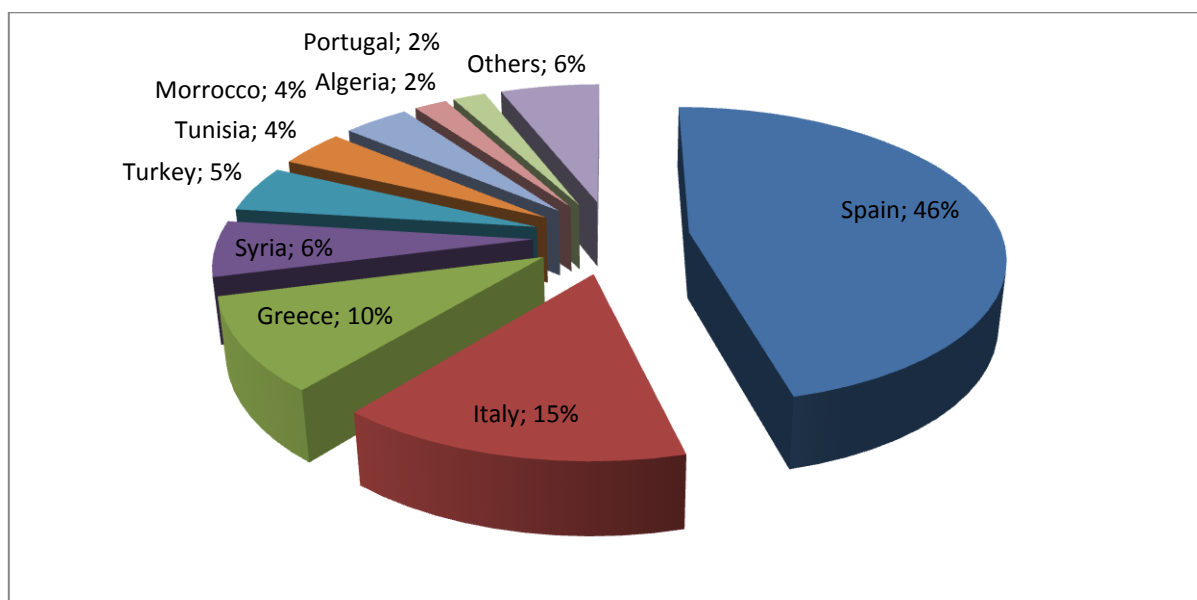


Figure 1 : Pays principalement producteur d'huile d'olive 2010/2011 (Abdessemed, 2017).

❖ En Algérie

Selon les statistiques de l'Institut Technique des Arbres Fruitiers et de la Vigne Algérien (ITAFV), la production algérienne d'huile d'olive a enregistré un chiffre d'environ 45.000 tonnes qui s'étonne sur une superficie de plus de 380.000 he. L'Algérie est classée parmi les dix premiers producteurs (9ème), avec une production mondiale de 2 % (**Ricciutelli et al., 2017**).

❖ A Jijel

Selon les chiffres de la DSA de la wilaya de Jijel, la superficie occupée par l'olivier est de plus de 14 000 he avec une production de 110.000 hL d'huile d'olive (Compagne : 2018/2019).

Tableau 1 : Production d'huile d'olive des 4 dernières années a Jijel (**DSA, 2019**).

Année	Production d'Huile d'olive (hL)
2015/2016	66500
2016/2017	46000
2017/2018	48500
2018/2019	110000

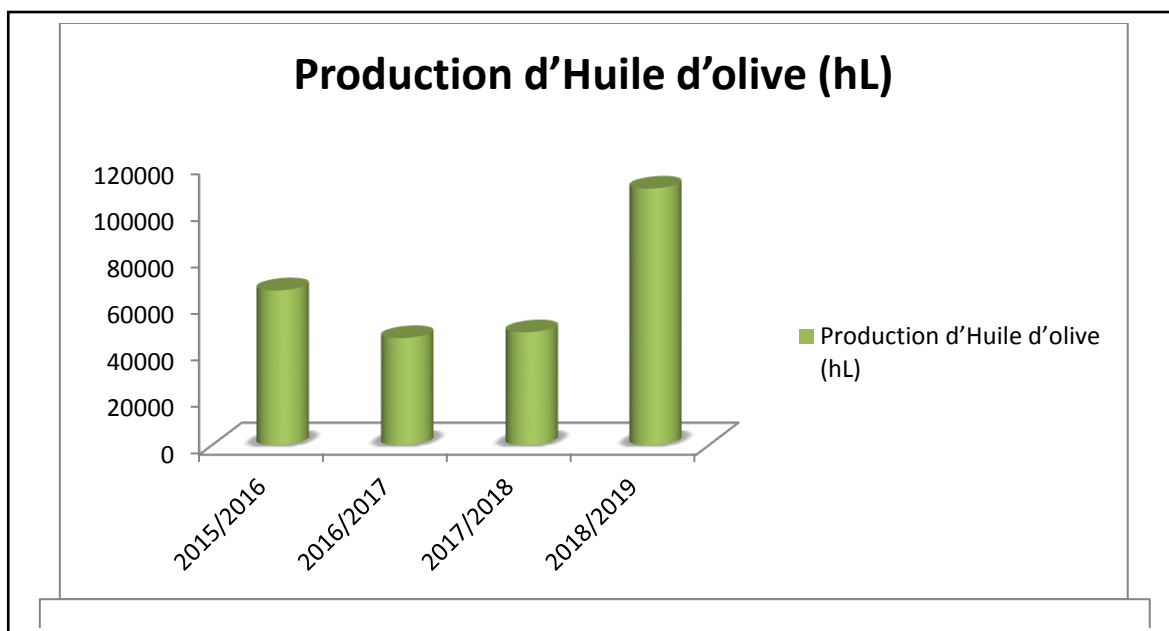


Figure 2 : Production d'huile d'olive des 4 dernières années a Jijel (**DSA, 2019**).

I.3.Extraction d'huile d'olive

Les principales opérations de l'extraction sont mentionnées dans le schéma ci-dessous (Ouaouich et Chimi, 2007) :

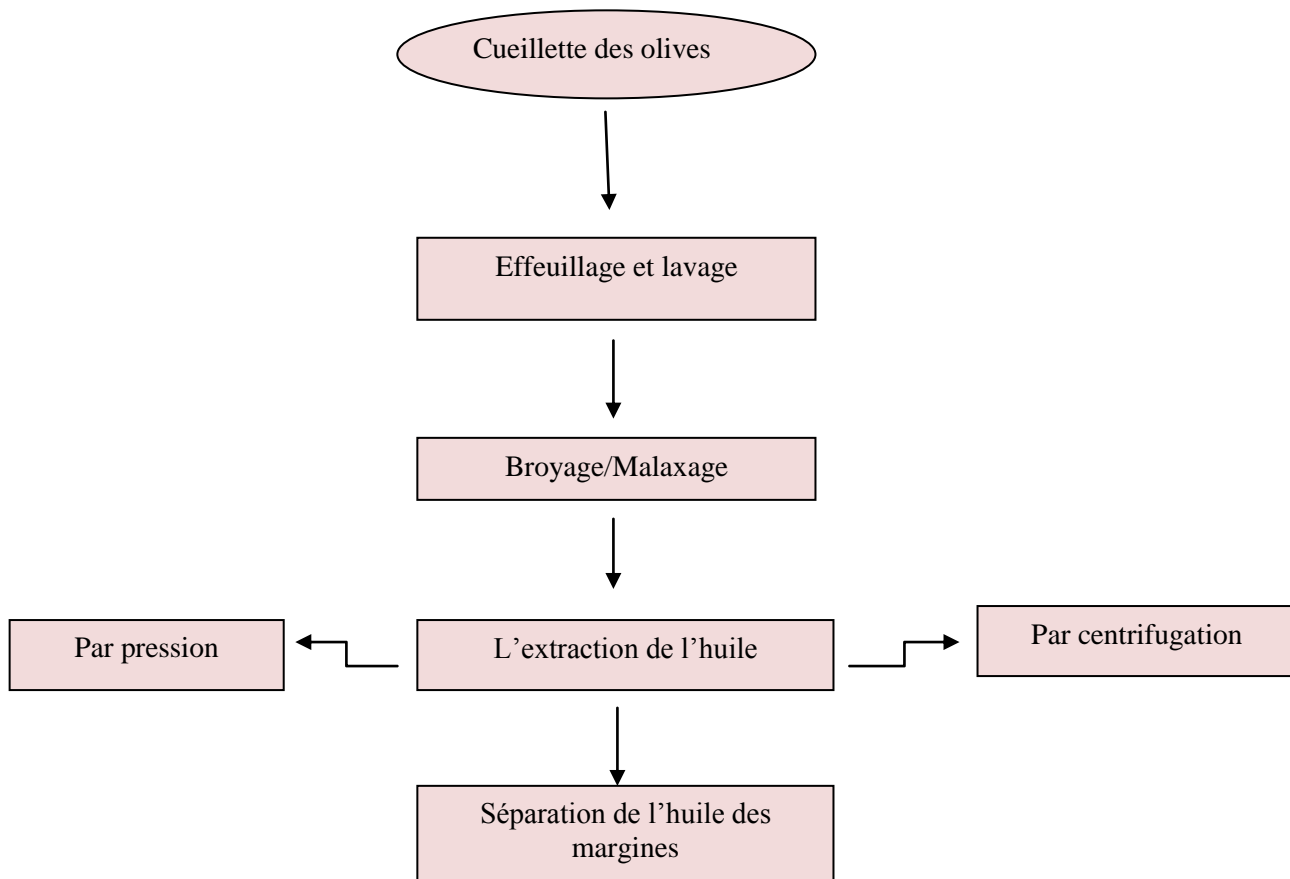


Figure 3: Schéma du processus d'extraction de l'huile d'olive (Ouaouich et Chimi, 2007).

Le procédé d'extraction a un effet significatif sur la stabilité et la qualité de l'huile. La force de pression utilisée pour la séparation de l'huile et la quantité de l'eau additionnée à la pâte d'olive durant l'extraction s'avèrent des paramètres importants (Ryan *et al.*, 1998, Servili *et al.*, 2004).

En effet, il semble que les concasseurs mécaniques sont plus efficaces dans l'extraction des composés phénoliques que les moulins traditionnels en pierre (Caponio *et al.*, 2003) et que la meilleure méthode de trituration est celle qui ajoute le moins d'eau possible du fait que cette eau dilue les entités hydrophiles et aide à leur élimination dans la phase aqueuse (Di Giovacchino *et al.*, 2000).

Par ailleurs, (Ouaini *et al.*, 2005) estiment qu'une température supérieure à 28°C au cours du broyage et du malaxage a un impact sur la qualité de l'huile. Toutefois, un contact long entre la phase organique contenant l'huile et la phase aqueuse, au cours de la décantation dans les procédés traditionnels conduit à des phénomènes d'oxydation.

I.4. Catégories d'huile d'olive

Le Conseil Oléicole International (COI) et le règlement de la Commission Européenne (CE 2568/91,1991) ont défini la qualité d'huile d'olive, basée sur les paramètres qui incluent le pourcentage d'acide gras libre, la teneur en indice de peroxyde, le coefficient de l'extinction spécifique K_{232} et K_{270} , ainsi que les caractéristiques sensoriels. Par ailleurs, plusieurs auteurs ont proposé d'inclure les phénols comme un bon indicateur de qualité d'huile d'olive (Vossen, 2005). L'huile d'olive est classée en sept catégories et qui sont reportées dans le tableau ci-après :

Tableau 2 : Différentes catégories de l'huile d'olive (Vossen, 2005).

Paramètres Catégorie d'huile	Densité relative (à 20°C)	Acidité (% acide oléique)	Indice peroxyde (Meq d'O ₂ /kg)	Extinction spécifique (UV) · K_{232} · K_{270}	Acides gras saturé en position 2 (%)
Huile d'olive extra vierge	-	< 1	< 20	< 2.5 < 0.25	< 1.5
Huile d'olive vierge	-	< 2	< 20	< 2.6 < 0.3	< 0.3
Huile d'olive vierge ordinaire	0.910	< 3.3	< 20	- < 0.3	< 1.5
Huile d'olive raffinée	0.916	< 0.3	< 5	- < 1.1	< 1.1
Huile d'olive	-	< 1.5	< 15	< 0.15 < 0.9	-
Huile de grignon d'olive raffinée	-	< 1.5	< 5	< 2,00 < 0.2	< 2.2

Huile de grignon d'olive	-	< 1.5	< 15	- < 1.7	-
--------------------------	---	-------	------	------------	---

I.5. Composition chimique d'huile d'olive

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

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

La composition de l'huile d'olive est fonction de plusieurs facteurs qui peuvent être regroupés en quatre groupes principaux :

- environnement (sol, climat) ;
- agronomique (irrigation, fertilisation) ;
- culture (récolte, maturité) ;
- facteurs technologiques (stockage et extraction post-récolte).

La diversité et l'interdépendance de ces facteurs rendent extrêmement difficile, la caractérisation de leur composition chimique (Aparicio et Luna, 2002). Les composés chimiques de l'huile d'olive peuvent être divisés en deux groupes :

I.5.1. Fraction saponifiable (fraction huileuse)

Représente presque le poids total de l'huile (98-99% du poids total) :

a. Acides gras

La composition en acide gras est très variable et dépend de la variété d'olives, la région de production et de l'année de la récolte (influence des conditions environnementales). Les acides gras présents dans l'huile d'olive se trouvent sous forme d'ester de glycérol ou sous forme libre (Benrachou, 2013). L'analyse de l'huile a révélé l'existence de quinze (15) acides gras (Tableau : 3) dans la matière grasse issue de l'huile d'olive (COI, 2015).

Tableau 3 : Composition en acide gras d'une huile d'olive selon la norme du codex alimentarius (COI, 2015).

Acide gras	Formule brute	Codex alimentarius (%)
Acide myristique	C14:0	<0,1
Acide palmitique	C16:0	7,5-20
Acide sapiénique	C16:1n-9	0,3-3,5
Acide palmitoléique	C16:1n-7	0,3-3,5
Acide margarique	C17:0	<0,5
Acide margaroléique	C17:1n-8	<0,6
Acide stéarique	C18:0	0,5-5
Acide oléique	C18:1n-9	55-83
Acide vaccénique	C18:1n-7	-
Acide linoléique	C18:2n-6	3,5-21
Acide α -linoléique	C18:3n-3	<1,5
Acide arachidonique	C20:0	<0,8
Acide gadoléique	C20:1n-9	-
Acide béhénique	C22:0	<0,2
Acide lignocérique	C24:0	< 1

b. Glycérides

Les triglycérides sont les majoritaire de l'huile d'olive (95,4 %), les diglycérides ne représentent qu'environ 1 - 2,8 % (**Abdessemed, 2017**).

I.5.2. Fraction insaponifiable

Dénommés constituants mineurs de l'huile d'olive (**Abdessemed, 2017**). C'est la fraction soluble qui comprend les composés phénoliques (**Nakbi et al., 2010**). Il y a plus de 200 composants mineurs dans la fraction insaponifiable de l'huile d'olive, qui représentent environ 2% du poids total (**Samaniégo-Sánchez et al., 2010**), et comprennent un certain nombre de composés hétérogènes non chimiquement liés aux acides gras (**Bulotta et al., 2014**).

a. Stérols

Les stérols sont des composés tétra cycliques, ils correspondent à 20 % de la fraction insaponifiable de l'huile d'olive et sont présent sous forme libre et estérifiée aux acides gras (**Matos et al., 2007**). Ils sont des composés important pour la stabilité de l'huile puisqu'ils agissent comme inhibiteur des

réactions de polymérisation à température élevée et fournissent un important paramètre pour la détection d'adultération des huiles (Valasco et Dobargan, 2002 ; Garcia *et al.*, 2007).

Les teneurs en stérols de l'huile d'olive varient de 1000 à 3000 mg /kg (Ryane *et al.*, 1998; Matos *et al.*, 2007). Le β -sitostérol est le principal stérol de l'huile d'olive et représente plus de 75% des stérols totaux dont les propriétés thérapeutiques sont bien discutées (figure : 4).

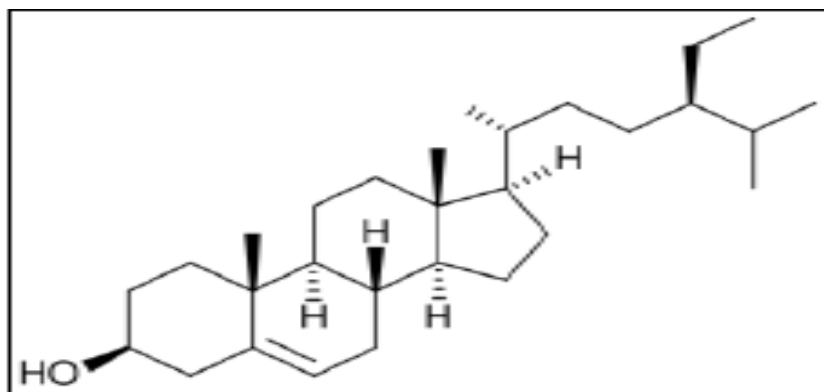


Figure 4: Formule chimique de β -sitostérol, le principale stérol de l'huile d'olive (Ryane *et al.*, 1998; Matos *et al.*, 2007).

b. Hydrocarbures

Le squalène est le principal hydrocarbure de l'huile d'olive. C'est un triterpène qui apparaît dans la voie de la biosynthèse du cholestérol. Sa présence dans l'huile d'olive est d'environ 400 - 450 mg /100g (Boskou, 2006). Autre le squalène, l'huile d'olive contient aussi d'autres hydrocarbures, mais en très faibles quantités tels que le β -carotène (provitamine A) : 0,03- 0,36 mg /100g (Benabid, 2009).

c. Tocophérols :

La teneur en tocophérol est très variable et peut aller de 5-300 mg/kg. Les valeurs habituelles pour les huiles de bonne qualité se situent entre 100 et 300 mg / kg (Abdessamed, 2017). Le composant principal des tocophérols est l' α -tocophérol jusqu'à 95% du total, les 5% restants du mélange sont constitués de β - et γ -tocophérols (Boskou, 2006).

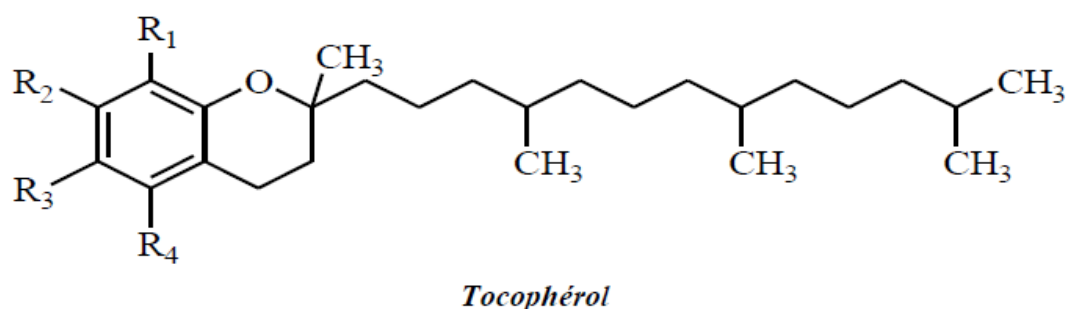


Figure 5 : Structure des tocophérols (Veillet, 2010).

d.les Pigments

Les caroténoïdes et les chlorophylles sont les principaux pigments trouvés dans les huiles végétales. Dans les huiles d'olive, les principales composantes des fractions de caroténoïde et de chlorophylle sont la lutéine et Pheophytine, respectivement. L'huile d'olive vierge a une couleur de vert-jaune tirant vers l'or. La teneur totale en pigments des huiles d'olive est un paramètre de qualité important car il est en corrélation avec la couleur, qui est le premier attribut de l'huile d'olive vierge évaluée par les consommateurs (**Gargouri et al., 2013**).

e. Les composés phénoliques

Les polyphénols, métabolites secondaires des végétaux caractérisés par la présence d'un cycle aromatique portant des groupements hydroxyles ou engagés avec les glucides. Ils sont présents dans toutes les parties des végétaux supérieurs (**Bourgou et al., 2007 ; Boizot et Charpentier, 2006**). L'huile d'olive vierge renferme une quantité assez remarquable en composés phénoliques appartenant à plusieurs classes (**Bendini et al., 2007**). Et sa teneur en polyphénols diffère d'une huile à une autre (**Elbir et al., 2014**). Selon le règlement UE n°432 / 2012, l'huile d'olive contient plus de 250 mg /kg de polyphénols (**Ricciutelli et al., 2017**).

Les composés phénoliques contribuent fortement au goût piquant, à l'astringence et à l'amertume des huiles (**Brenes, 2000**). Mais si les composés phénoliques sont aujourd'hui au centre de nombreuses études, c'est surtout pour leur potentiel en matière de prévention de la santé humaine (**Vierhuis, 2001 ; Garcia et al., 2010**). Ils sont structurellement divers avec plus de 8 000 structures signalées et beaucoup ne se rencontrent que dans un nombre limité d'espèces. Selon leur structure chimique, on peut distinguer des structures des plus simples aux plus complexes (**Delaveau, 1988**) :

- Les acides phénoliques ;
- Les flavonoïdes ;
- Les tannins ;
- Anthocyanes.

➤ Les acides phénoliques

Les acides phénoliques sont des phénols monomères de structure hydroxybenzoïque (C6-C1) et hydroxycinnamique (C6-C3), présents à des proportions inférieures à 1mg/kg dans l'huile d'olive (**Carrasco et al., 2004 ; Bendini et al., 2007**). Les acides phénoliques majoritaires trouvés dans l'huile d'olive sont : l'acide caféique, l'acide vanillique, (**Yang et al., 2007 ; Pinelli et al., 2003 ; Ryan et al., 1998**).

➤ **Les flavonoïdes**

Ils constituent le plus large groupe des phénols dans la plante. Les flavonoïdes identifiés jusqu'à maintenant sont de 4000 composés; ces pigments sont responsables de la coloration des fleurs, des fruits et des feuilles aussi sont susceptibles d'assurer la protection des tissus contre les effets nocifs du rayonnement UV (**Hadi, 2004**). Les flavonoïdes majoritaires trouvés dans l'huile sont : l'apigénine et de la lutéoline (**Ocakoglu et al., 2009 ; Murkovic et al., 2004**).

➤ **Les tannins hydrolysables**

Les tannins hydrolysables sont des esters du glucose et d'acide gallique. Ils sont d'abord caractérisés par le fait qu'ils peuvent être dégradés par l'hydrolyse chimique (enzymatique). Ils libèrent alors une partie non phénolique (souvent du glucose) et une partie phénolique qui peut être soit de l'acide gallique soit un dimère de ce même acide l'acide élлагique (**Guignard, 2000**).

➤ **Les tanins condensés**

Les tanins condensés sont des oligomères ou des polymères de flavones 3-ols. Ils sont plus résistants à l'hydrolyse par rapport aux tannins hydrolysables et seuls les attaques chimiques fortes capables de les dégrader (**Brunton, 1999**). Ils ont la propriété de coaguler les protéines du derme, d'où leur utilisation dans le tannage des peaux (**Guignard, 2000**).

➤ **Les anthocyanes**

Les anthocyanes sont des pigments naturels des feuilles, des pétales et des fruits, situés dans les vacuoles des cellules, solubles dans l'eau, Ces composés existent sous forme d'hétérosides formés par la condensation d'une molécule non glucidique (appelé aglycone) et d'oses et souvent, de groupes acyles. L'aglycone qui les caractérise est un anthocyanidol de la classe des flavonoïdes (**Guignard, 2000**).

La principale caractéristique des anthocyanes est leur diversité de couleur allant du bleu, au rouge, mauve, rose et orange (**Tanaka et al., 2008**).

f. Composés aromatiques

Les composés aromatiques sont répartis en aldéhydes, alcools, esters, hydrocarbures et cétones. Plus de 70 molécules composent la fraction volatile des huiles d'olive. Elles confèrent le goût et les arômes particuliers des huiles (**Angerosa, 2002**).

G. Phospholipides

Les travaux expérimentaux pour l'identification des phospholipides dans l'huile d'olive sont plutôt limités. La phosphatidylcholine, la phosphatidyléthanolamine, le phosphatidylinositol et la phosphatidylsérine seraient les principaux phospholipides présents dans l'huile d'olive (**Boskou, 2006**).

h. Métaux

Les métaux de transition en particulier le fer et le cuivre, sont connus comme des facteurs pro-oxydants, parce qu'ils génèrent des radicaux libres. Dans l'huile d'olive vierge les traces de fer et de cuivre peut provenir du sol et des engrais ou par contamination de l'équipement de traitement et des navires de stockage. Autres métaux présents dans l'huile d'olive vierge (chrome, manganèse, étain, nickel et plomb) ne dépassent pas quelques ppb (**Abdessamed, 2017**).

I.6. Conservation de l'huile d'olive

Les normes imposées par le **COI** sont très pointilleuses sur le conditionnement des huiles d'olive car sa fraîcheur est une qualité très prioritaire.

- Les récipients utilisés pour la conservation de l'huile d'olive doivent être en bon état, étanche et inerte.
- Bien qu'elle soit plus stable que la plupart des huiles de graines, l'huile d'olive doit être conservée dans de bonnes conditions : à l'abri de l'air et de la lumière pour éviter le rancissement causé par l'oxydation. Cependant, l'huile se conserve parfaitement entre 15 et 18°C, dans un endroit frais et sombre, ceci grâce aux antioxydants dont l'huile est dotée.
- Lorsque la température descend en dessous de 8°C, l'huile d'olive risque de se figer et présente un aspect trouble qui est toutefois réversible et préjudiciable à sa qualité.
- Toutefois, il faut éviter les variations de température qui nuisent à son goût. une fois ouvertes, les bouteilles doivent être refermées immédiatement après chaque usage pour protéger l'huile contre l'oxydation et ce, pour sauvegarder ses qualités gustatives et nutritives.

I.7. Bienfaits de l'huile d'olive

L'huile d'olive est un produit ancestral largement reconnu pour ses effets bénéfiques sur la santé humaine. Sa consommation a été associée à une faible incidence de maladies cardiovasculaires, neurologiques et cancéreuses. Ces bienfaits ont été attribués aux éléments nutritifs et fonctionnels que l'on retrouve dans l'huile tels que l'acide linoléique, les vitamines, les antioxydants naturels (**Matos et al., 2007**).

Le tableau ci-après résume les rôles physiologiques et biologiques de certains composés chimiques de l'huile d'olive.

Tableau 4: Rôles physiologiques et biologiques de certains composés chimiques de l'huile d'olive.

Composé	Rôle	Référence
Acide oléique	<p>* Réduit particulièrement le taux du cholestérol total et le LDL responsable de la formation de l'athérosclérose et augmente le HDL.</p> <p>* Normalise les paramètres membranaires détériorés en cas d'hypertension, en améliorant la fluidité membranaire et l'expression de protéines impliquées dans la régulation de la pression artérielle.</p> <p>* Permet d'améliorer l'absorption intestinale de calcium et de la vitamine D.</p>	<p>(Perez-Jimenez <i>et al.</i>, 2007).</p> <p>(Perona <i>et al.</i>, 2010).</p> <p>(Henry, 2003).</p>
AGE	<p>* Diminuent significativement le risque de cancer colorectal chez la femme.</p> <p>* Ralentit la prévalence de dépressions nerveuses et la maladie de parkinson.</p>	<p>(Nkondjock <i>et al.</i>, 2003).</p> <p>(Mercury <i>et al.</i>, 2007).</p>
EPA	<p>* Améliore la mémoire et donc réduit le risque de maladie d'Alzheimer.</p>	<p>(Taepavarapruk et Song, 2010).</p>
Chlorophylles	<p>* Accélèrent les processus de cicatrisation.</p>	<p>(Ryan, 1998).</p>
Polyphénols	<p>* Exercent une activité bactéricide et fongicide.</p>	<p>(Yangui <i>et al.</i>, 2009).</p>

	* Réduisent le risque coronarien et normalise la pression sanguine et prévoient l'athérosclérose en agissant comme piègeur de radicaux libres et préservent les LDL de l'oxydation in vitro et leur adhérence aux parois artérielles.	(Al-Rewashdeh, 2010).
Composés Aromatiques	* une activité antimicrobienne.	(Jacotot, 1993).
Tocophérols	*Manifeste une activité vitaminique. * Exercent des effets bénéfiques à l'égard des maladies cardiovasculaires et contre le cancer du poumon, du col de l'utérus et de la prostate.	(Shklar G et Oh SK, 2000).

I.8. Enrichissement de l'huile d'olive

L'huile d'olive, principale source de matières grasses dans l'alimentation méditerranéenne, est une bonne matrice pour les processus d'enrichissement, non seulement en tant que produit de la consommation directe, mais aussi en tant qu'ingrédient dans les nouveaux aliments (**Artajo et al., 2006**). Un grand nombre de sources de différentes substances peuvent être potentiellement utilisées pour enrichir l'huile d'olive (**Reboredo-Rodríguez et al., 2017**) tels que les huiles essentielles (menthe et thym), fruits (pomme, banane, orange, citron, mandarine), les herbes (basilic, estragon, fenouil, genévrier, laurier, lavande, menthe, origan, romarin, sauge, thym), champignons (champignons porcini et autres truffes); noix (amandes, noisettes, pignons), épices (clou de girofle, gingembre, muscade) et légumes (tomates séchées, ail, piments forts, oignons, poivre) (**Sousa et al., 2015**).

I.8.1. Procédure d'enrichissement d'huile d'olive

Il existe différentes procédures d'enrichissement d'huile d'olive et on peut distinguer :

- **Macération ;**
- **Enrichissement par extraction ;**
- **Co-traitement ;**
- **Enrichissement assistée par ultrasons.**

a) **Macération :**

Egalement appelée infusion et extraction solide-liquide (SLE). Utilisée depuis longtemps pour l'aromatisation de différents types d'aliments, de boissons alcooliques et d'huile d'olive. Ce type d'aromatisation classique nécessite beaucoup de temps pour permettre l'extraction des composés désirés, dans la phase huileuse. Il est généralement effectué sous agitation à température ambiante ou à des températures allant jusqu'à 40-60 ° C, pendant une période allant de plusieurs heures à quelques jours ou même plus d'un mois (**Reboredo-Rodríguez, 2017**).

b) **Enrichissement par extraction :**

Le protocole d'enrichissement des huiles alimentaires par extraction comporte deux étapes principales :

- Extraction des composés cibles de la matière première, par exemple des herbes ou des feuilles d'olivier ;
- Enrichissement de l'huile avec l'extrait obtenu.

La procédure générale consistait en une extraction liquide-solide en utilisant de l'éthanol ou de l'éthanol: eau (généralement de 70:30 à 80:20 v / v).

c) **Co-traitement :**

Basé sur l'addition d'herbes ou d'autres matières végétales à la pâte d'olive écrasée avant l'étape de malaxage ou pendant le broyage (**Reboredo-Rodríguez, 2017**).

d) **Enrichissement par ultrasons :**

Les ultrasons sont des ondes mécaniques capables de se propager à travers un milieu élastique. À une fréquence supérieure à la limite maximale d'audibilité de l'oreille humaine (16 kHz). Les ultrasons peuvent être divisés en deux catégories en fonction de leurs fréquences (**Achat et al., 2013 ; Veillet, 2010**) :

- Ultrasons de diagnostic.
- Ultrasons de puissance.

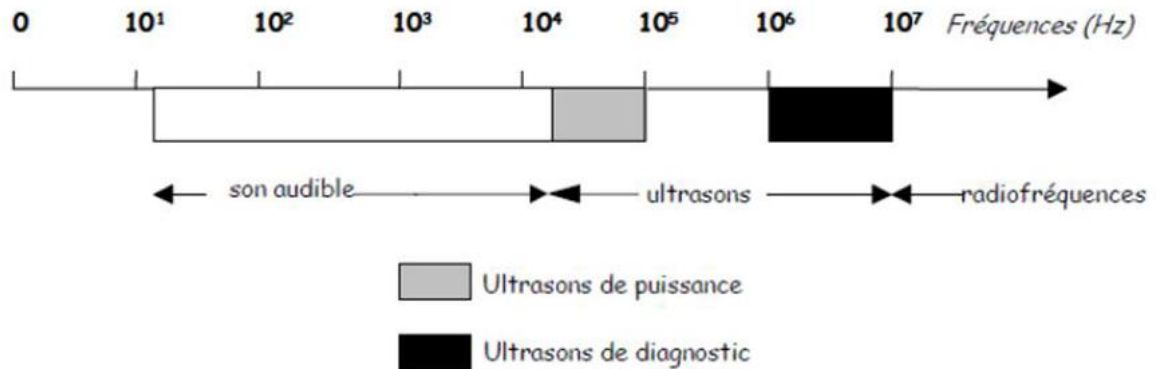


Figure 6 : Catégories des ultrasons en fonction de la fréquence (Achat, 2013).

L'onde sonore déloge temporairement les molécules du milieu de leur emplacement d'origine, ce qui crée des zones de compression et de raréfaction dans le milieu correspondant aux cycles de compression et de raréfaction de l'onde sonore (Amirante *et al.*, 2017).

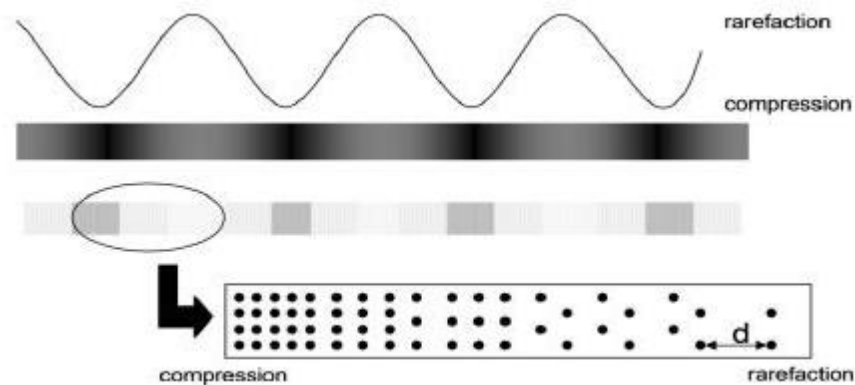


Figure 7 : Cycles de compression et de raréfaction induits par une onde sonore (Veillet, 2010).

Plus la puissance est appliquée, plus les zones de dépression (ou de raréfaction) sont grandes. Les bulles de cavitation se développent pendant les cycles de raréfaction et rétrécissent pendant la compression. En atteignant une taille critique pendant un cycle de compression, les bulles s'effondrent et génèrent des points chauds avec une température très élevée et une pression élevée. Lorsque des bulles s'effondrent près de la surface d'un matériau solide, comme une matrice

végétale, un micro-jet est dirigé vers le matériel végétal qui est suffisamment fort pour rompre les parois (**Peñalvo *et al.*, 2016**) où ils génèrent plusieurs effets tels que le pelage de surface, l'érosion et la dégradation des particules.

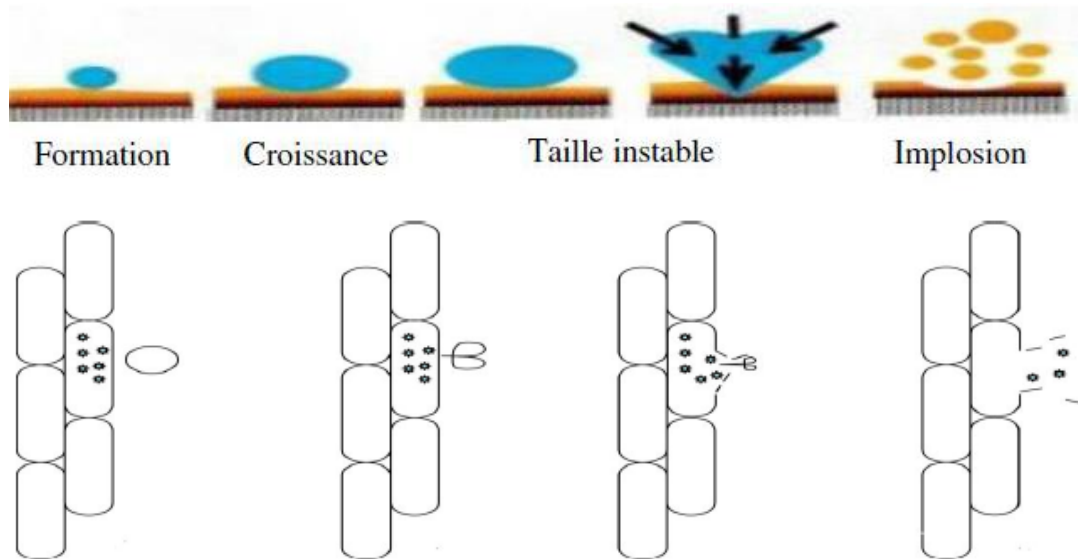


Figure 8 : Explosion des bulles de cavitation et libération des molécules d'intérêt (**Chemat *et al.*, 2017**).

CHAPITRE : II

II. Généralités sur la figue sèche

II.1.historique

Depuis l'Antiquité, le figuier s'est enraciné en Afrique du Nord et a conquis l'espace et s'est fait une place dans la vie quotidienne des habitants par les capacités nutritives et médicales de ces fruits (El Bouzidi, 2002).

Le figuier est présumé être originaire du Proche Orient : côte Sud de la mer Caspienne, intérieur de l'Asie mineure, Transcaucasie, Turkménistan, Iran, où se sont établies les premières civilisations fondées sur l'agriculture et où des spécimens sauvages ont été localisés (Leroy, 1968). Ce sont d'abord les Carthaginois (9ème au 2ème siècle av. J.C.) qui répandirent le figuier en Afrique du Nord. Les Romains, par la suite, étendirent considérablement son aire en le plantant sur tout le pourtour de la Méditerranée (Padilla, 2003).

II.2.Définition de la figue

La figue est le fruit du figuier commun (*Ficus carica* L.) est un fruit très anciennement connu dans le monde. Cité dans la "Sourat Attine" du Coran, Cet arbre au passé mythique, dont le nom à un qualificatif générique qui signifie verrue pour *Ficus* (le lait du figuier pour soigner la verrue) et *carica* fait allusion à une région en Turquie (Oukabli, 2003).La figue n'est pas un vrai fruit, mais un réceptacle charnu (le synconium) qui abrite un grand nombre de petites graines appelées les akènes (Haesslein et Oreiller, 2008).

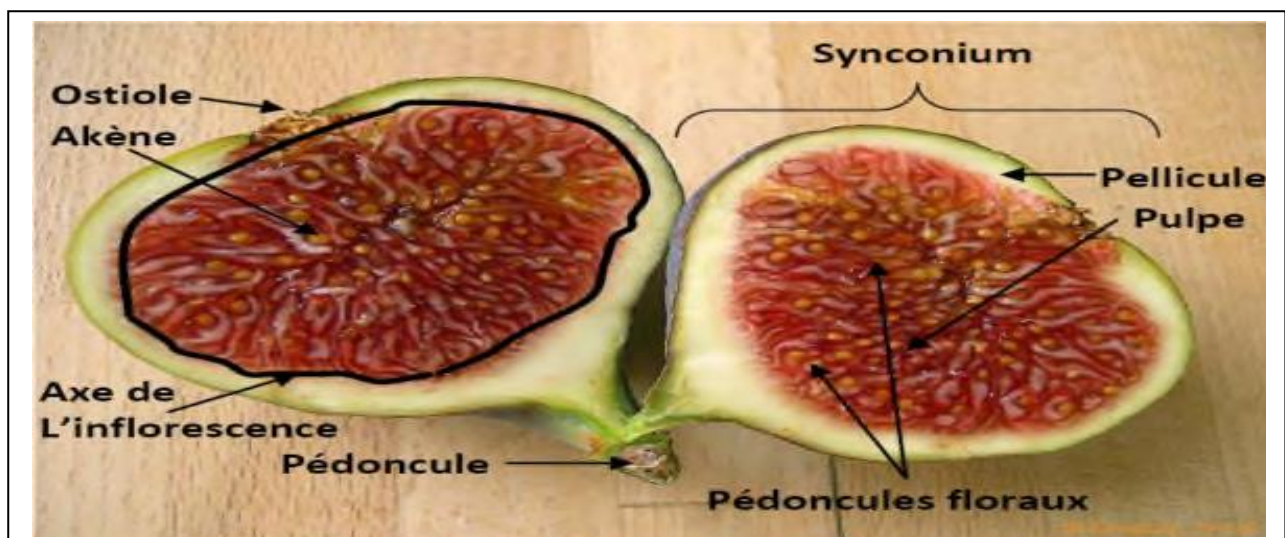


Figure 9 : Caractéristiques morphologiques de la figue (Haesslein et Oreiller, 2008).

II.3. Position systématique

Le figuier appartient au genre *Ficus* qui regroupe plus de 800 espèces différentes, caractérisées par une très large diversité génétique. La seule espèce qui produit des fruits comestibles est le figuier commun appartenant à l'espèce *Ficus carica* (Woodland, 1997). En taxonomie, le figuier est classé comme suit (Bakshi *et al.*, 1999) :

Règne : *Plantae*.

Sous-règne : *Tracheobionta*.

Super-division : *Spermatophyta*.

Division : *Magnoliophyta*.

Classe : *Magnoliopsida*.

Sous-classe : *Hamamelidae*.

Ordre : *Urticales*.

Famille : *Moraceae*.

Genre : *Ficus*.

Espèce : *Ficus carica* L.

On distingue ; les figes blanches avec un épiderme jaune à vert et une pulpe rouge assez sucrée, et les figes colorées avec un épiderme brun, rouge, violet et même noir et une chair plus ou moins foncée (Khadari *et al.*, 1994).

II.4. Production de la figue

➤ Production mondiale

La plus grande partie de la production mondiale des figes est fournie par les pays méditerranéens (Tableau 6). En 2011, un million de tonnes a été produit dans le monde. En effet, la Turquie assure 26% de la production mondiale, suivi par l'Égypte, l'Algérie et le Maroc (Bey et Louaileche, 2015). En effet, la Turquie domine depuis longtemps la production des figes dans le monde et est également le plus grand exportateur de figes. Elle occupe la première place dans le commerce des figes fraîches ou sèches dans le monde entier (Gozlekci, 2011). (Tableau : 5).

Tableau 5: Production des figues en tonne des principaux pays dans le monde (FAOSTAT, 2015).

Pays	Production par tonnes
Turquie	260508
Egypte	165484
Algérie	120187
Maroc	114770
Iran	75927
Syrie	42944
Espagne	28993
Brésil	26233
Tunisie	26000
Albanie	19600

➤ Production nationale

Le figuier est classé en quatrième place, après l'olivier (33%), le palmier (20%) et l'agrumes (9,1%). La production totale des figues est estimée à 606900 q, dont plus 80% est consommée à l'état frais. Le reste de la production est soumis au séchage (Ferradji *et al.*, 2011).

➤ Production locale

Selon les chiffres fournis par la DSA de Jijel ; la campagne : 2017/2018 a enregistré une production de 27700 q sur une superficie de 442 ha.

II.5. Les méthodes de séchage

Pour obtenir des figues sèches, les agriculteurs utilisent les procédés de séchage traditionnels à petite échelle pour la conservation de leurs récoltes. Mais pour pouvoir commercialiser de grandes quantités de figues, les industriels utilisent des procédés plus efficaces et rapides pour avoir un produit de qualité stable.

II.5.1. Le séchage traditionnel

La technique de séchage dite «traditionnelle », est connue depuis l'antiquité. C'est une technique qui se base sur la convection naturelle par circulation de l'air chaud ambiant. Le séchage convectif consiste en l'élimination de l'eau de la surface du fruit par l'air chaud, ce qui crée un gradient à l'intérieur du fruit incitant l'eau à se déplacer par diffusion de l'intérieur vers la surface (Carranza-Concha *et al.*, 2012).

Les figues sont étalées en monocouche sous le soleil dans un endroit bien aéré, les espacer sur les claies, de façon à ce qu'elles ne se touchent pas (figure: 10) facilitant ainsi la circulation de l'air autour des fruits. Pour un séchage régulier, les fruits doivent être retournés chaque jour. Le séchage dure 3 à 6 jours, selon la température de la saison. Les figues sont considérées sèches lorsqu'elles acquièrent une élasticité au touché et ne laissent pas s'écouler de sirop sous l'effet d'une pression entre le pouce et l'index. Cette façon de procéder est la méthode la plus simple et la moins coûteuse. Quoique, toutes les variétés de figues sont aptes au séchage, celles qui sont blanches, plus riches en sucres et ayant une peau fine sont les plus demandées au marché (El Khaloui, 2010).



Figure 10 : Séchage des figues au soleil.

Le séchage au soleil aboutit à un produit fini de bonne qualité sensorielle, car le fruit conserve la saveur et les éléments nutritifs quand le séchage est lent et à bonne température (30 à 35°C). Cette méthode ne permet pas la maîtrise des paramètres de séchage, de plus elle dure une longue période (Jeddi, 2009).

II.5.2. Le séchage industriel

Le séchage industriel est basé sur l'utilisation de séchoirs conventionnels (fours) ou des séchoirs hybrides (four et solaire) pour la déshydratation. Ce type de séchage est intéressant vu ses avantages par rapport au traitement traditionnel (Barbosa-Canovas et Vega-Mercado, 1996).

Le bon séchage des figues exige des conditions optimales de température, la vitesse de l'air circulante et le taux d'humidité. Un air chaud très sec peut éliminer l'humidité des fruits

rapidement, si la peau du fruit le permet, car elle constitue une barrière empêchant l'évaporation de l'eau (Xanthopoulos *et al.*, 2010).

Utilisation d'un prétraitement comme le blanchiment, qui produit des microfissures sur la peau et élimine la couche cireuse, ce qui favorise l'évaporation de l'eau du fruit (Jeddi, 2009).

La figure N° : 11 montre un schéma synoptique d'un séchoir solaire (Ferradji *et al.*, 2011).

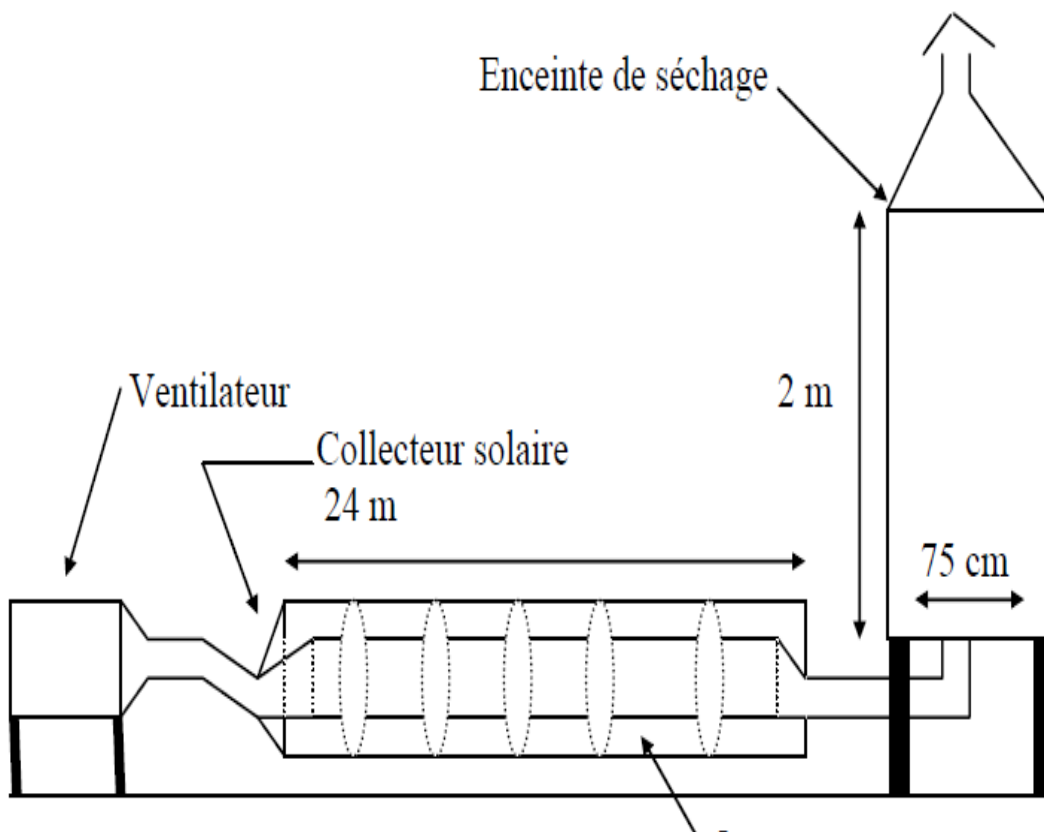


Figure 11 : Schéma synoptique d'un séchoir solaire (Ferradji *et al.*, 2011).

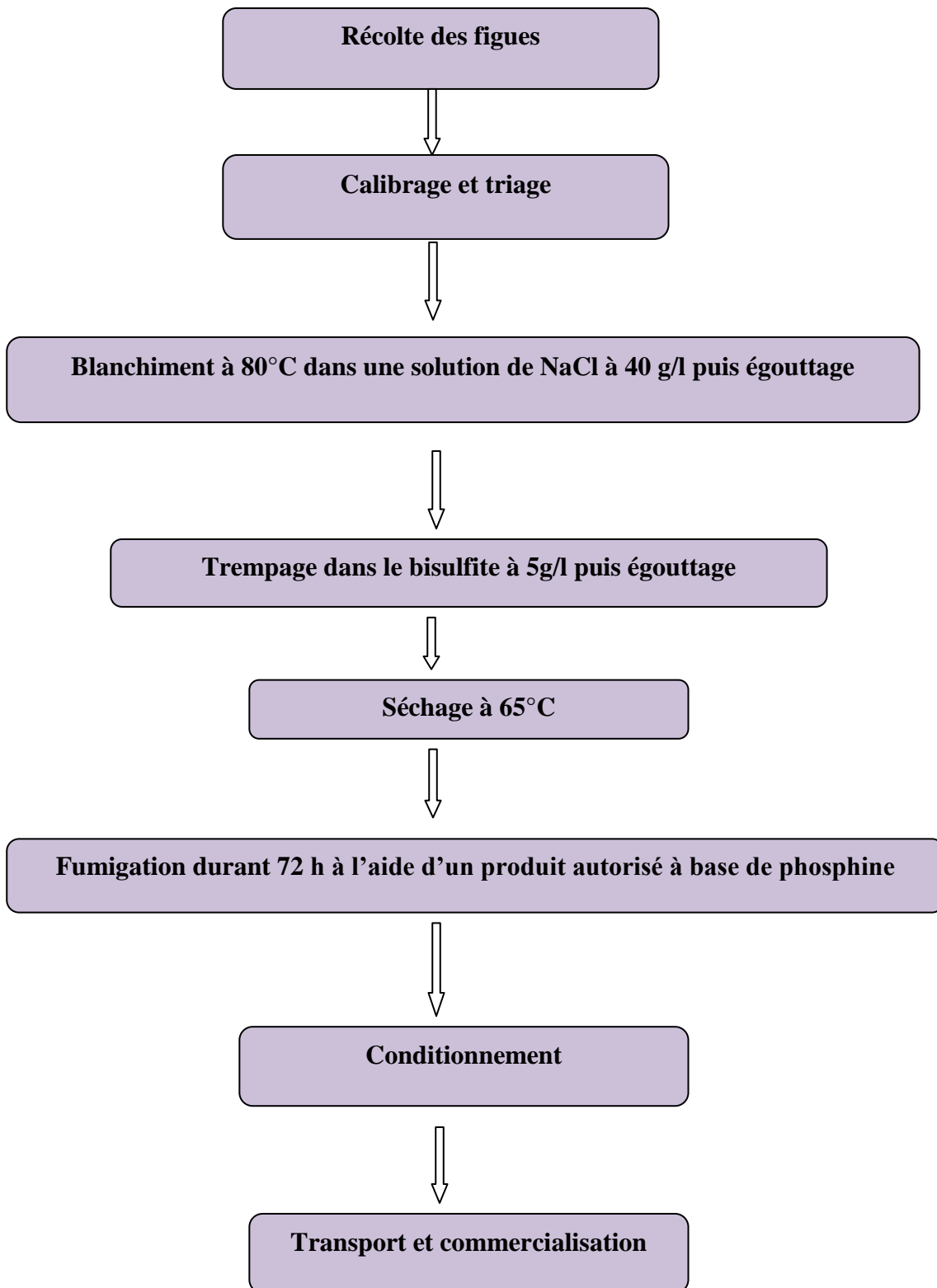


Figure 12 : Diagramme de séchage industriel des figes (Jeddi, 2009).

II.6. Composition chimique et valeur nutritionnelle

A l'état frais, la figue renferme en moyenne 80% d'eau et 13% de sucres, après séchage les sucres dépassent les 53% (El khaloui, 2010).

Selon l'USDA (2002), les principaux sucres de la figue sont le fructose et le glucose de 16% (produit frais) ou de 48% (produit séché). La figue représente une source importante de fibres et leur teneur élevée en composés phénoliques contribue fortement à leur définition en tant que fruits fonctionnels (Benalia *et al.*, 2016).

Tableau 6 : Composition de la figue fraîche et sèche en éléments nutritionnels (Composition moyenne pour 100 g/f) (Azzi, 2013).

Constituants	Figue fraîche	Figue sèche
Energie(Kcal)	54,0	224,0
Eau (g)	79,5	25,0
Glucides (g)	13,0	53,0
Protéines(g)	0,90	3,2
Lipides (g)	0,2	1,2
Fibres alimentaires (g)	2,3	8,0
Vitamine C : acide ascorbique (mg)	5,0	1,0
Provitamine A : carotène (mg)	0,046	0,08
Vitamine B1 : thiamine (mg)	0,05	0,08
Vitamine B2 : riboflavine (mg)	0,05	0,09
Vitamine PP : niacine (mg)	0,46	0,80
Vitamine B5 : acide pantothénique (mg)	0,30	0,44
Vitamine B6 : pyridoxine (mg)	0,11	0,22
Calcium (mg)	60,0	160,0
Potassium (mg)	232	770,0
Sodium (mg)	3,0	14,0
Phosphore (mg)	23	71,0
Magnésium (mg)	18	62,0
Fer (mg)	0,78	2,5

En plus des composés cités dans le tableau 6, les fruits de la figue contiennent d'autres substances bioactives comme :

➤ **Les polyphénols** : La figue séchée contient des substances phénoliques qui contribuent à sa qualité. Les composés phénoliques des figues sèches peuvent produire une augmentation significative de la capacité antioxydante du plasma humain et peuvent protéger les lipoprotéines plasmatiques de l'oxydation (Bey *et al.*, 2016).

- **Les flavonoïdes** : Selon **Vinson et al. (2005)**, les figues contiennent différents antioxydants, particulièrement des composés phénoliques de la famille des flavonoïdes.
- **Les anthocyanines** : **Caliskan et Polat (2011)** indiquent que la cyanidine (que l'on prétend être la seule anthocyanine des figues) est le principal composé de la pigmentation de la peau.
- **Les caroténoïdes** : Les figues fraîches contiennent également de petites quantités de caroténoïdes, qui possèdent des propriétés anti oxydantes. Les plus abondants sont le lycopène, suivi de la lutéine et du bêta-carotène (**Su et al., 2002**).

II.7. Effets thérapeutiques de la figue

Même si peu d'études ont été effectuées spécifiquement sur la figue, plusieurs études prospectives et épidémiologiques ont révélé qu'une consommation élevée de fruits et de légumes diminuait le risque de maladies cardiovasculaires (**Botondi et al., 2003**), de certains cancers (**Severin et al., 2010**) et d'autres maladies chroniques comme le diabète de type 2 (**Harding et al., 2008**).

Différentes parties du figuier comme l'écorce, les feuilles, les pousses tendres, les fruits, les graines, et le latex sont des médicamenteusement importantes. Son fruit, racines et feuilles sont utilisés en médecine dans divers troubles gastro-intestinaux tels que les coliques, indigestion, perte d'appétit et la diarrhée, troubles respiratoires (maux de gorge, la toux, l'asthme et les problèmes bronchiques), inflammatoire, troubles cardio-vasculaires, les maladies ulcéreuses, les maladies du foie, le diabète, la gingivite, la grippe et les cancers (**Chawla et al., 2012**).

Les figues ont été étudiées et prouvées leurs effets antioxydant, antiviral, antibactérien, hypocoléstérolémiant, hypotriglycéridémiant, anthelminthiques, spasmolytique antiplaquettaire et anticancéreux (**Yangui et al., 2009**).

La présence d'antioxydants et de fibres dans les fruits et les légumes pourrait jouer un rôle dans ces effets protecteurs :

- **Antioxydants**

Les figues contiennent différents antioxydants, particulièrement des composés phénoliques de la famille des flavonoïdes (**Vinson et al., 2005**).

- **Fibres alimentaires**

Les figues fraîches et séchées contiennent environ 30 % de fibres solubles et 70 % de fibres insolubles (**Solomon et al., 2006**).

- **Calcium**

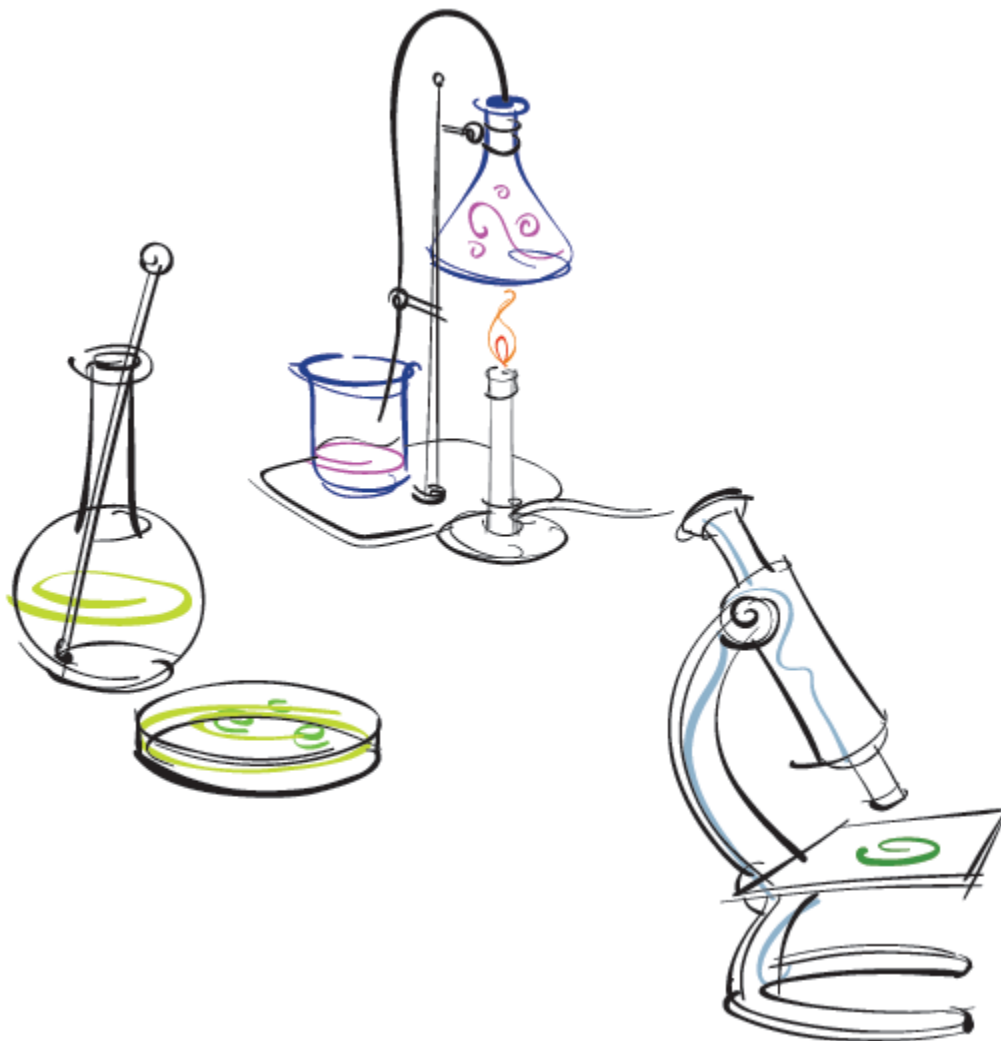
Bien que les produits laitiers soient la principale source de calcium dans notre alimentation, les figues séchées en contiennent plus, ainsi que la plupart des autres fruits (**Waheed, 2009**).

II.8. Conservation des figues

- **Figue fraîche** : Sensible et absorbe les odeurs, elle doit être enveloppée pour sa bonne conservation. La durée de conservation du fruit à 25° C est de 24 heures, et de l'ordre d'une semaine en chambre froide, à la température de 4 à 5° C. Les variétés à peau noire et violette sont consommées fraîches, alors que les variétés à peau verte sont le plus souvent séchées. Le fruit dont la teneur en sucres monte à plus de 20 % se conserve beaucoup mieux en chambre froide. La figue entière peut se conserver quelques mois au congélateur.

- **Figue séchée** : Se conserve mieux fermée dans un contenant hermétique, au frais, au sec et à l'abri de la lumière (**Jordan et al., 2006**).

PARTIE EXPÉRIMENTALE



Matériel et méthodes



I-Matériel

I.1. Matériel et produits chimiques

L'ensemble des appareillages ; réactifs chimiques ; verreries et fournitures de laboratoire utilisées au cours des manipulations de cette étude sont récapitulés dans le tableau : 7.

Tableau 7 : Matériel et produits chimiques utilisés durant la présente étude.

Produits chimiques	Appareillages	Outils et verrerie
*Eau distillée.	* Etuve.	*Tamis.
* Soude (NaOH) 0,1N.	* Broyeur électrique.	*Flacons en verre.
* Phénol-phtaléine.	*pH mètre.	*Papier filtre.
* Acétone à 60% (v/ v).	*Agitateur électrique.	*Creusets.
* Réactif de Folin-Ciocalteu (dilué 1/10).	*Burette graduée.	* Tubes à bouchon.
* Carbonate de sodium (Na ₂ CO ₃) (75g/L).	*Four a moufle.	*Béchers.
* Chlorure d'aluminium (AlCl ₃ 2%).	*Centrifugeuse.	*Bocaux.
* la solution de DPPH (60 μM).	*Spectrophotomètre.	*Fioles jaugées.
* Tampon phosphate (pH 6,6 ; 0,2 M).	*Bain marie.	*Solvant (éther éthylique / éthanol).
* Ferricyanure de potassium [K ₃ Fe(CN) 6] à 1 %.	*Plaque chauffante.	*Spatule.
* Acide trichloracétique à 10%.	*Balance.	
* Chlorure ferrique à 0 ,1%.	* Réfractomètre numérique (Atago RX500) thermostaté.	
* KOH (0.1N).	* Vortex.	
* Chloroforme.	*Hotte.	
* Acide acétique glacial.		
* Iodure de potassium(KI).		

* Solution d'amidon.		
* Thiosulfate de sodium (0.01 N).	/	/
* Hexane(99%).		
* Solution méthanol / eau (6/4, v/v).		

I.2. Matériel végétal

❖ Huile d'olive

Le matériel végétal utilisé dans la présente étude est une huile d'olive vierge sélectionnée au hasard au niveau des magasins. Cette échantillon est issu des fruits récoltés manuellement durant le mois de Décembre de la campagne 2018/2019, provenant de la région de la commune de Jijel qui est caractérisée par un climat tempéré et humide avec un hiver doux caractéristique des zones méditerranéennes et une pluviométrie importante. Nous stockons l'huile dans une bouteille en verre fumée à température ambiante jusqu'à le jour des manipulations (notée : **H0**).

❖ Figue sèche

Un échantillon de figue sèche (la blanche) (**F**) sélectionné au hasard au niveau des magasins ; emballé sous vide et commercialisé sous le nom commercial 'ELKAE NATSATARTH' provenant de la localité 'Aïn Dokkar' chef lieu de la commune de 'Bousselam' qui se situe à l'extrême nord ouest de la wilaya de Sétif.

II. Méthodes

II.1. Caractérisation physicochimique de la figue sèche

II.1.1. Séchage-broyage

Avant de déterminer la teneur en polyphénols, nous devons d'abord réaliser le séchage des figues dans une étuve à 40°C pendant 48 h. Après, nous broyons les figues séchées à l'aide d'un broyeur électrique puis nous les tamisons à l'aide d'un tamiseur afin d'obtenir une poudre fine. Nous conservons cette poudre dans un flacon en verre à température ambiante et à l'abri de la lumière et d'humidité.

II.1.2. Détermination de la teneur en eau

- **Principe**

Pour déterminer la teneur en eau, nous faisons une dessiccation de 4g d'échantillon de figues sèches dans une étuve isotherme ventilée à une température de $103 \pm 2C^\circ$ et à pression atmosphérique jusqu'à une mesure pratiquement constante (Al askari *et al.*, 2012).

- **Expression des résultats**

Nous déterminons la teneur en eau par le calcul de la différence de poids avant et après la dessiccation selon la formule suivante :

$$H\% = \frac{p_{\text{avant}} - p_{\text{après}}}{p_{\text{avant}}} \times 100$$

Avec :

H (%) : Taux d'humidité en pourcentage.

P avant : Poids de l'échantillon avant mise à l'étuve en gramme.

P après : Poids de l'échantillon après mise à l'étuve en gramme.

II.1.3. Détermination du pH

Nous pesons 10 g du fruit coupé en petits morceaux après nous ajoutons 100 ml d'eau distillée puis nous mélangeons pendant 5 minutes. La mesure a été réalisée en plongeant l'électrode du pH mètre dans la solution (Doukani et Tabak, 2015).

II.1.4. Détermination de l'acidité

Le but est de mesurer approximativement la teneur totale en acides naturels présents dans l'échantillon (Doukani et Tabak, 2015).

- **Principe**

Le dosage est effectué par titration avec des bases fortes en présence de phénolphtaléine par virage de la coloration.

- **Mode opératoire**

Nous mélangeons 20 g de la poudre fine déjà préparée avec 60 ml d'eau distillée, puis nous agitons pendant 15 min. Nous filtrons le mélange pour obtenir un jus. Après nous procédons à une dilution

du jus dans 25 ml d'eau distillée. L'acidité du jus obtenu est mise en évidence par titration avec de la soude (NaOH) 0,1N après avoir ajouté 2 gouttes de phénolphthaléine. L'apparition d'une couleur rose violacée indique la neutralisation. Le volume de soude nécessaire à la neutralisation de tous les acides est proportionnel à l'acidité du jus.

- **Expression des résultats**

Nous exprimons l'acidité titrable (A%), en milliéquivalent pour cent grammes de produit par la formule suivante :

$$A\% = \frac{V_1 \times 100}{V_0 \times m}$$

Avec :

V₁: Volume de soude versé (ml).

V₀: Volume de l'extrait (ml).

m: Masse de l'échantillon.

II.1.5. Détermination du taux des cendres

Le dosage des cendres est basé sur la destruction de toute matière organique sous l'effet de température élevée. Nous pesons d'abord les creusets vides puis nous ajoutons 10 g de l'échantillon dans les creusets, après nous les incubons dans un four à moufle pendant 3-5 h à 550°C. A la sortie du four, nous mettons les creusets dans un dessiccateur pour le refroidissement. Nous pesons les creusets refroidis. Nous procédons à un réchauffement des creusets à nouveau pendant une demi-heure ou plus. Répétons cette opération jusqu'à ce que le poids devienne constant (de couleur blanche ou blanc grisâtre) (Doukani et Tabak, 2015).

- **Expression des résultats**

Nous déterminons la teneur en cendres selon la formule suivante :

$$\% \text{ Cendre} = \frac{M_{cc} - M_{cv} \times 100}{M_{ce} - M_{cv}}$$

Avec :

M_{cc} = Masse de creuset + cendre (g).

M_{cv} = Masse de creuset vide (g).

Mce = Masse de creuset + échantillon (g).

II.1.6. Dosage des composés phénoliques totaux des figes sèches

a. Extraction solide-liquide des composés phénoliques des figes sèches

Nous ajoutons 20 g de la poudre de fige a 10 ml d'acétone à 60% (v/ v) dans un tube à bouchon à vis. Nous procédons à une extraction sous agitation à 40°C pendant deux heures. Ensuite, nous séparons le solide par centrifugation à 2250 rpm pendant 10 minutes et nous filtrons l'extrait. Nous faisons une réextraction du résidu en utilisant les mêmes conditions. Nous combinons les deux extraits (**Bey et Louaileche, 2015**).

b. Dosage des composés phénoliques totaux des figes sèches

- **Principe**

Nous effectuons un dosage des polyphénols par la méthode décrite en 1965 par Singleton et Rossi. Nous utilisons le réactif Folin Ciocalteu qui est constitué par un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3 P W_{12} O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3 P M o_{12} O_{40}$). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène, la coloration produite, dont l'absorption maximum est comprise entre 725 et 750 nm est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux. Nous déterminons la concentration en composés phénoliques totaux exprimée en mg équivalent d'acide gallique (EAG) /100 g en se référant à la courbe d'étalonnage obtenue en utilisant l'acide gallique comme standard (**Boizot et Charpentier, 2006**).

- **Mode opératoire**

Dans un tube à essai, nous mélangeons 500 μ L d'extrait avec 2.5 ml du réactif de Folin-Ciocalteu (dilué 1/10). Nous laissons le mélange 2 min à l'obscurité. Ensuite, nous ajoutons 2ml de carbonate de sodium (Na_2CO_3) (75g/L), puis nous incubons le mélange obtenu pendant 15 min à 50°C. Nous mesurons l'absorbance à 760 nm contre un témoin où nous remplaçons l'extrait par le même volume du solvant utilisé. Nous exprimons les concentrations en mg équivalent d'acide gallique par g de poudre de fige sèche extrapolées de la courbe d'étalonnage (**Georgé et al., 2005**).

c. Dosage des flavonoïdes des figes sèches

Nous déterminons la teneur en flavonoïdes totaux par une méthode colorimétrique. Nous additionnons 1,5 ml de chlorure d'aluminium ($AlCl_3$ 2%) à 1,5 ml d'extrait. Nous mettons le

mélange 10 min à l'abri de la lumière, puis nous mesurons l'absorbance à 430 nm. Nous exprimons les résultats en mg équivalent de rutine/g de poudre, par référence à une courbe d'étalonnage (Bonvehi *et al.*, 2001).

d. Détermination de la teneur en caroténoïdes et en Chlorophylle

Selon (Minguez mosquera *et al.*, 1991), le protocole du dosage des caroténoïdes et chlorophylle est comme suit : nous ajustons 1ml d'extrait de la figue sèche jusqu'à 10 ml de l'hexane dans une fiole jaugée. L'absorbance maximale à 460 nm et 670 nm, nous renseigne sur la fraction des caroténoïdes et chlorophylles respectivement. La valeur du coefficient d'extinction spécifique utilisée :

- $E_0 = 613$ pour la Pheophytine (composant majeure des chlorophylls).
- $E_0 = 2000$ pour la Lutéine (composant majeure des caroténoïdes).
-
- **Expression des résultats**

$$\text{Chlorophylle (ppm)} = (A_{670} \times 10^6) / (613 \times 100 \times 1).$$

$$\text{Caroténoïde (ppm)} = A_{470} \times 10^6 / (2000 \times 100 \times 1).$$

Ou :

A_y : absorbance a la longueur d'onde y.

L : chemin optique (1cm).

II.1.7. Détermination de l'activité antioxydante des figes sèches

Dans notre étude nous utilisons deux activités antioxydantes:

- **Test de piégeage du radical libre DPPH**

❖ Principe

Nous évaluons l'activité antioxydante des extraits de figes sèches à l'aide d'un spectrophotomètre en suivant la réduction de radical **DPPH** qui s'accompagne par son passage de la couleur violette (DPPH•) à la couleur jaune (DPPH-H) mesurable à 515 nm. Cette capacité de réduction est déterminée par une diminution de l'absorbance induite par des substances anti radicalaires (Bougandoura et Bendimerad, 2013).

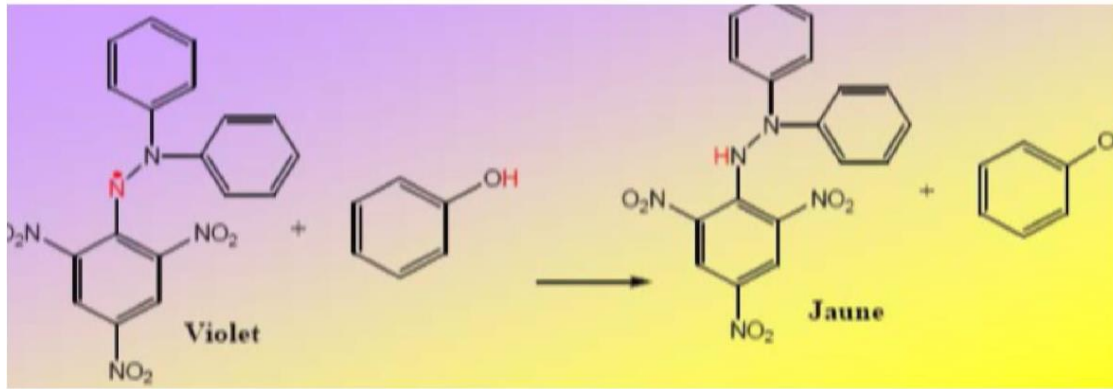


Figure 13 : Principe de test de piégeage du radical libre DPPH (Bougandoura et Bendimerad, 2013).

❖ Mode opératoire

Nous réalisons le test DPPH selon la méthode décrite par **Dudonné et al. (2009)**. Nous mélangeons 100 µl d'extrait à différentes concentrations avec 3 ml de la solution de DPPH (60 µM). Après 20 minutes d'incubation à 37°C, nous lisons l'absorbance à 515nm. Nous traçons une courbe d'inhibition en fonction de la concentration.

❖ Expression des résultats

Nous exprimons l'activité antioxydante liée à l'effet de piégeage du radical DPPH en pourcentage d'inhibition (PI) à l'aide de la formule suivante (**Dieng et al., 2017**) :

$$PI = 100 (A_0 - A_1) / A_0$$

Avec:

A₀ : absorbance DPPH.

A₁ : absorbance échantillon.

• Pouvoir réducteur

❖ Principe

Ce test se base sur la réaction d'oxydoréduction. C'est l'aptitude des antioxydants présents dans l'échantillon à réduire le fer ferrique (Fe³⁺) de complexe ferricyanure [FeCl₃/K₃Fe(CN)₆] en fer ferreux (Fe²⁺) en présence d'un agent chromogène (KCN). La forme réduite donne une couleur verte qui est proportionnelle au pouvoir de l'extrait (**Ribeiro et al., 2008 ; Guimarães et al., 2010**).

❖ Protocole

Nous estimons le pouvoir réducteur par la méthode d'**Oyaizu (1986)**. Nous ajoutons un volume de 1 ml de l'extrait, à différentes concentrations à 2,5 ml de tampon phosphate (pH 6,6 ; 0,2 M), suivi de 2,5 ml de ferricyanure de potassium [K₃Fe(CN)₆] à 1 %. Après agitation, nous mettons le mélange dans un bain marie à 50°C pendant 20 min. Nous additionnons 2,5 ml d'acide trichloracétique à 10% au mélange réactionnel. Par la suite, nous ajoutons un volume de 2,5 ml de surnageant à 2,5 ml d'eau distillée, puis nous ajoutons 0,5 ml de chlorure ferrique à 0,1% au mélange. Nous mesurons les absorbances à 700 nm.

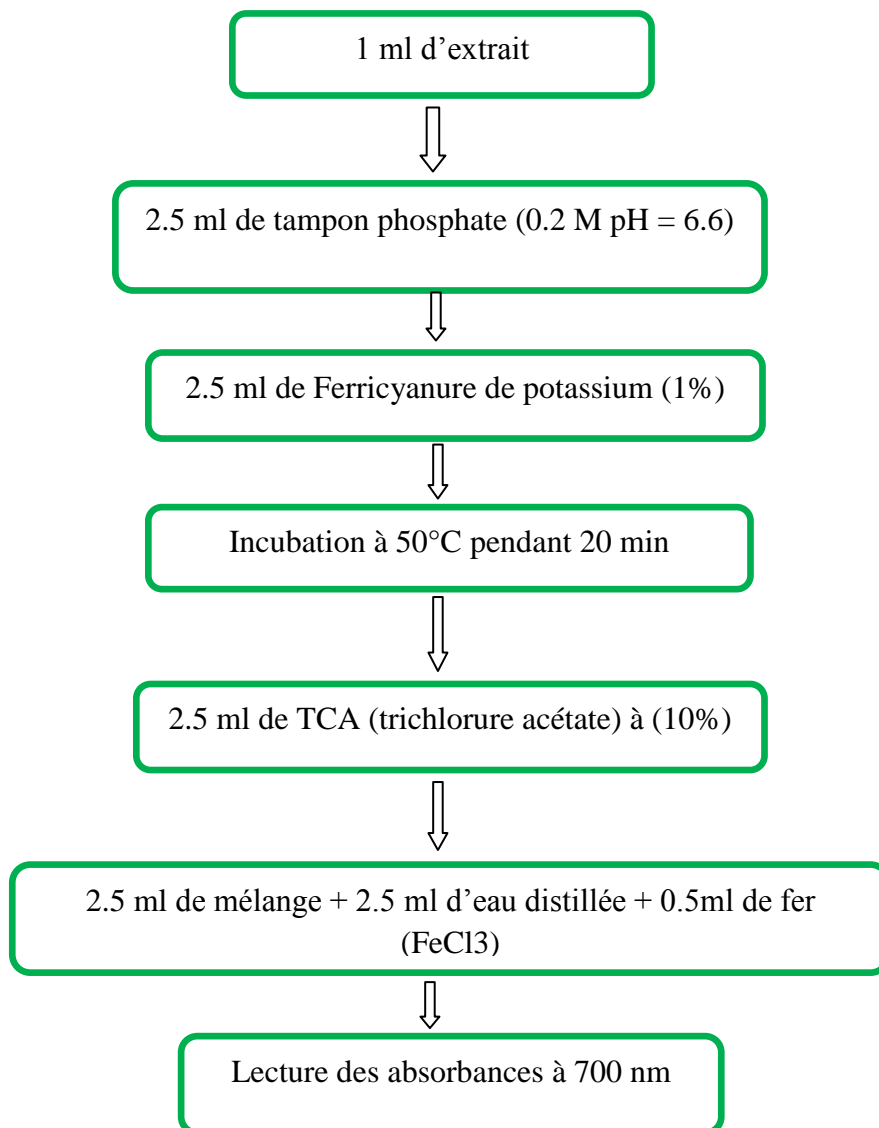


Figure 14 : Protocole pour la détermination du pouvoir réducteur (**Oyaizu, 1986**).

II.2. Préparation des huiles d'olive enrichies

Nous réalisons l'enrichissement de l'huile d'olive selon 3 procédures différentes :

- Nous ajoutons une quantité de figes sèches coupées en petits morceaux (50g) à 100 g d'huile d'olive dans un bécher. Nous exposons ce mélange aux ultrasons pendant 25 minutes. Ensuite, nous procédons à une centrifugation du mélange pendant 5 min à 3500 rpm pour faire décanter la poudre de la fige sèche. Nous conservons l'huile ainsi centrifugée (**HU**) jusqu'à la manipulation.

- Nous ajoutons une quantité de figes sèches coupées en petits morceaux (50g) à 100 g huile d'olive dans un bécher. Nous agitons le mélange vigoureusement sur une plaque chauffante pendant 48 h à température ambiante. L'huile récupérée après la centrifugation est notée (**HA**).

- Nous imprégnons des figes sèches dans l'huile d'olive selon la méthode traditionnelle. Nous mettons les figes découpées en petit morceaux dans des bocaux en verre fumé de (250 ml). Ensuite nous ajoutons l'huile d'olive aux morceaux de fruits jusqu'à immersion avec un rapport (50g/100g). Nous stockons les bocaux dans l'obscurité et à température ambiante pendant 7 jours. L'huile récupérée est noté (**HM**).

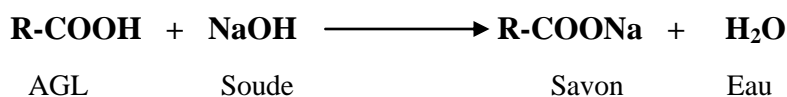
II.3. Caractérisation physico-chimique de l'huile d'olive et des huiles d'olive enrichies

II.3.1. Détermination des acides gras libres (AGL)

C'est le pourcentage d'acides gras libres exprimés conventionnellement selon la nature du corps gras, en acide oléique ou palmitique. Il nous renseigne sur le degré de la fraîcheur du corps gras.

- **Principe**

C'est une neutralisation des AGL par une solution de NaOH (0.1 N) en présence de la phénophtaléine comme indicateur coloré, selon la réaction suivante :



- **Mode opératoire**

Nous pesons 5g d'huile dans une fiole, nous ajoutons 25 ml (éther éthylique / éthanol) puis nous agitons le mélange pour bien solubiliser l'huile dans le solvant, ensuite nous ajoutons quelques gouttes de Phénol-phtaléine et nous titrons avec KOH (0.1N) jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante (**règlement CEE N° 2568/91**).

- **Expression des résultats**

Nous déterminons le pourcentage des acides gras libres selon la formule suivante :

$$\text{Acidité \%} = (V - V_0) (N \times M_{\text{eq}} / 10. m)$$

Avec:

M_{eq} : masse équivalente d'acide oléique = 282

N : normalité de KOH à 0.1N.

m : poids de la prise d'essai.

V : volume de KOH utilisé pour le titrage de l'échantillon.

V_0 : volume en ml de KOH nécessaire au titrage du blanc.

II.3.2. Détermination de l'indice de peroxyde

- **Principe**

Consiste à un traitement d'une quantité d'huile en solution dans l'acide acétique et le chloroforme par une solution d'iodure de potassium (KI). Le titrage d'iode libéré se fait par une solution de thiosulfate de sodium en présence d'empois d'amidon comme indicateur coloré (**règlement(CEE) N° 2568/91**).

- **Mode opératoire**

Nous pesons 2g d'huile dans une fiole, nous ajoutons 10ml de chloroforme, 15ml d'acide acétique glacial et 1 ml de KI (iodure de potassium). Après agitation pendant 1 min, nous mettons le mélange à l'abri de la lumière pendant 5 min et nous ajoutons 75 ml d'eau distillé, 3 à 4 gouttes de la solution d'amidon et nous titrons par le thiosulfate de sodium (0.01 N) jusqu'à disparition de la couleur. En parallèle nous effectuons un essai à blanc.

- **Expression des resultants**

Nous déterminons l'indice de peroxyde selon la formule suivante :

$$I_p = N (V_1 - V_0) / m \cdot 1000$$

Avec:

Ip : Indice de peroxyde (M_{eq} d' O_2 / kg d'huile).

N : Normalité de $Na_2S_2O_3$ (N).

V₁ : Volume de $Na_2S_2O_3$ utilisé pour titrer l'échantillon (ml).

V₀ : Volume de $Na_2S_2O_3$ utilisé pour l'essai à blanc (ml).

m : masse de la prise d'essai (g).

II.3.3. Détermination de l'absorbance spécifique en rayonnement UV

L'examen spectrophotométrique dans l'UV peut fournir des indications sur la qualité d'une matière grasse et sur son état de conservation. Les absorptions aux longueurs d'onde prévues dans la méthode, 232 nm et 270 nm, sont dues à la présence de systèmes diéniques et triéniques conjugués respectivement.

- **Principe**

La matière grasse étudiée est dissoute dans le solvant requis, puis on détermine l'extinction de la solution à la longueur d'onde prescrite, par rapport au solvant pur. On calcule les extinctions spécifiques à partir des lectures spectrophotométriques.

- **Mode opératoire**

Nous introduisons une prise d'essai de 0.25g d'huile d'olive dans une fiole jaugée, ensuite nous ajustons avec 25ml d'hexane jusqu'au trait de jauge. Nous agitons, puis nous faisons la lecture de l'absorbance à $\lambda=232nm$ et $\lambda=270nm$ (**règlement(CEE) N° 2568/91**).

II.3.4. Détermination de la densité relative

Nous sechons et nous pesons une fiole de 20 ml, ensuite nous la remplissons par l'eau distillée jusqu'au trait de jauge et nous la mettons dans un bain marie à 20°C pendant 20 minutes. Après cette période, nous essuyons bien la fiole puis nous la pesons. Nous réalisons le même essai avec l'huile d'olive.

- **Expression des resultants**

Nous exprimons la densité relative selon la formule suivante :

$$D \text{ (g/cm}^3\text{)} = (m_2 - m_0) / (m_1 - m_0)$$

Avec :

- m_0 : masse de la fiole vide (g)
- m_1 : masse de la fiole pleine d'eau (g)
- m_2 : masse de la fiole pleine d'huile (g)
- D : densité de l'huile à température de 20°C

II.3.5. Indice de réfraction

L'indice de réfraction est le rapport entre les vitesses de la lumière dans le vide et sa vitesse dans la substance. En pratique, la vitesse de la lumière dans l'air est utilisée à la place de celle dans le vide et la longueur d'onde choisie est celle de la moyenne des raies D du sodium (589,6) nm. L'indice de réfraction d'une substance donnée varie avec la longueur d'onde de la lumière incidente et avec la température. On note l'indice de réfraction n_tD où « t » est la température en degré celsius (Benrachou, 2013).

Nous mesurons l'indice de réfraction par un réfractomètre numérique (Atago RX500) thermostaté, à une température de $20,00 \pm 0,02^\circ\text{C}$ (Ouedrhiri *et al.*, 2016), nous dirigeons ce dernier vers la lumière et nous lisons la valeur comprise entre la zone ombre et celle claire.

II.3.6. Extraction des polyphénols des huiles d'olive enrichies

- **Principe**

Il s'agit d'une extraction liquide/ liquide qui consiste à dissoudre l'huile dans un solvant organique et mélangé avec un solvant polaire pour la récupération des composés phénoliques.

- **Mode opératoire**

Nous additionnons une prise d'essai de 2.5 g d'huile à 5 ml d'hexane (99 %) et 5 ml du méthanol / eau (6/4, v/v), puis nous agitons au vortex pendant 2 min, ensuite nous procédons à une centrifugation du mélange à 3200 rpm pendant 5 min. Nous récupérons la fraction polaire (phase méthanolique) et nous réalisons une autre extraction pour la phase apolaire (hexanique) (épuisement). Nous mélangeons les deux fractions obtenues et nous les conservons au réfrigérateur à 4°C et à l'abri de la lumière (Kalantzakis *et al.*, 2006).

II.3.7. Dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes des huiles d'olive enrichies

Pour le dosage des polyphénols totaux et les flavonoïdes des huiles d'olive enrichies nous utilisons les mêmes protocoles utilisés dans les dosages des polyphénols totaux et flavonoïdes des extraits de la figue sèche.

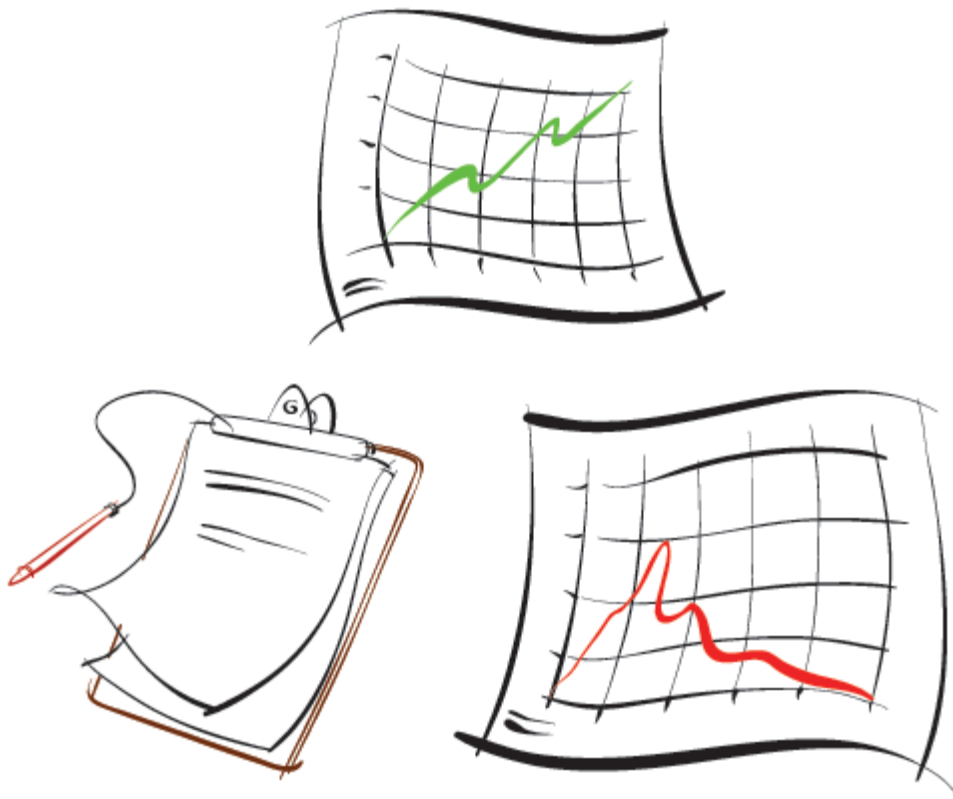
II.3.8. Détermination de la teneur en caroténoïdes et en chlorophylle des huiles enrichies

Pour la détermination de la teneur en caroténoïdes et en chlorophylle des huiles d'olive enrichies nous utilisons les mêmes protocoles utilisés dans la détermination de la teneur en caroténoïdes et en chlorophylle des extraits de la figue sèche.

II.3.9. Mesure des activités anti oxydantes

Pour l'évaluation de l'activité antioxydante des huiles enrichies nous utilisons les mêmes protocoles utilisés dans l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits des figues sèches.

Résultats et discussion



III. Résultats et discussion

III.1. Caractérisation physico-chimique de la figue sèche

Les résultats des analyses physico-chimiques de la figue sèche sont représentés dans le Tableau suivant :

Tableau 8 : Récapitulation des résultats d'analyse physico-chimique de la figue sèche.

Paramètre	Résultat
Teneur en eau (%)	21
pH	5.09
Acidité titrable (%)	0.91
Cendres (%)	0.83

III.1.1. Teneur en eau

Le taux d'humidité est un paramètre important qui peut contribuer à l'évaluation de la capacité de conservation de figues pour éviter d'éventuelles pertes économiques et nutritionnelles causées par les microbes d'altérations et / ou activités enzymatiques des fruits en conserve (**Bey et al., 2016**). Dans notre étude, la figue sèche a présenté un taux d'humidité de 21 % (79 % de matière sèche). Selon la norme internationale fixée par la Commission Economique des Nations Unies pour l'Europe (UNECE) concernant le marketing et la qualité commerciale des figues sèches, la teneur en eau ne doit pas dépasser 26%. Donc les résultats de notre travail sont conformes à cette norme. La valeur obtenue est identique à celle d'une étude menée par **Al Askari et al. (2012)** qui a montré des taux d'humidité pour les figues sèches variant entre 20,1 et 23,1 %, et supérieure du résultat de (**Bey et al., 2016**), qui ont trouvé des valeurs comprises entre 18,08 et 19,04%. D'après (**Doukani et Tabak, 2015**), les facteurs qui peuvent influencer sur la teneur en eau sont : l'âge de la plante, la période du cycle végétative et même des facteurs génétiques. Cette variation de la teneur en eau peut être due aussi aux différentes conditions environnementales, climatiques et répartition géographique.

III.1.2. pH

Le pH est un important paramètre pour le contrôle de qualité des denrées alimentaires. C'est un critère de classification de fruits et légumes et a un rôle limitant dans leur conservation. En effet, un

produit acide est mieux protégé contre les altérations biologiques et enzymatiques, comparé à un produit à pH neutre (Aljane *et al.*, 2012). Al-Askari *et al.* (2012) ont étudié les caractéristiques de 72 échantillons de figes sèches et les valeurs de pH obtenues sont comprises entre 4,9 et 5,4, proches de celles de notre étude (pH = 5.09) ; et sont proche à ceux obtenus par Piga *et al.* (2004) qui ont été comprise entre : 4,87 et 5,05.

Dans une étude portant sur une variété de figue sèche Piga *et al.* (2004), ont estimé que le séchage entraîne une diminution significative du pH de 5,67 à 4,9. Les différences notées sont tributaires d'un grand nombre de facteurs parmi lesquels: la région, les conditions climatiques et l'état de maturation du fruit.

III.1.3. Acidité titrable

D'après nos résultats, l'acidité titrable de la figue sèche est de : 0.91%. Notre résultat est supérieur à celui trouvé par Al Askari *et al.* 2012) qui indique des valeurs comprises entre 0,26 et 0,38 % et inférieure à celui de (Bey *et al.*, 2016) qui ont trouvé une valeur de 1,92 %. Cette variation est peut être due aux conditions climatiques et au processus de maturation des fruits (Doukani et Tabak, 2015). La variabilité de l'acidité peut être due à des caractéristiques génotypiques, la récolte tôt ou tard des fruits et les conditions écologiques de croissance des figuiers (Simsek et Yildirim, 2010).

III.1.4. Cendres

La détermination de la teneur en matière minérale nous renseigne sur la qualité nutritionnelle de l'échantillon à analyser. En effet, la teneur en cendres des aliments doit avoir un seuil à ne pas dépasser pour la consommation humaine et animale (Doukani et Tabak, 2015). D'après nos résultats, le pourcentage en cendres de la figue sèche est de 0.83%. Les études menées par Ait Haddou *et al.* (2014) sur le fruit de *Ficus carica* sèche, cultivée au Maroc, ont montré des valeurs supérieures en cendres qui sont de l'ordre de 2.15 à 5.39 %. Cette différence est due à la variabilité des cultivars (Ait Haddou *et al.*, 2014).

III.1.5. Analyses phytochimiques de la figue sèche

Les teneurs en : polyphénols ; flavonoïdes ; caroténoïdes et chlorophylles de l'extrait de la figue étudiée sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau 9 : Caractérisation phyto-chimique de la figue sèche.

Paramètre	Teneurs
Polyphénols totaux (mg EAG/100g)	336.70
Flavonoïdes (mg ER/100g)	23.56

Caroténoïdes (mg/Kg)	88.20
Chlorophylles (mg/Kg)	0.380

III.1.5.1. Les composés phénoliques totaux

Les fruits et légumes et leurs dérivés sont une bonne source de composés phénoliques naturels (**Rice-Evans et Packer, 2003**).

D'après les résultats illustrés dans le tableau : 9, l'échantillon testé contient une quantité appréciable de composés phénoliques qui est de : 336.70 mg /100g. La teneur en composés phénoliques totaux augmente après séchage, ce qui peut être expliqué par l'hydrolyse des composés phénoliques complexes tels que les tannins et les lignines sous l'effet de l'élévation de la température durant le séchage, menant à une libération de composés plus simples, mais plus nombreux (**Al-Farsi et al., 2005**). Le séchage peut aussi accélérer la libération des composés phénoliques liés aux membranes des organites cellulaires endommagées par la chaleur (**Arslan et Ozcan, 2010**).

Vinson et al. (2005) ont enregistré des teneurs de 320 mg/100 g qui sont proche de celle de notre échantillon. Par contre nos résultats sont supérieurs à ceux obtenus par (**Vallejo et al., 2012**); (**Caliskan et Polat, 2012**) qui ont trouvé que la valeur des composés phénoliques dans la figue sèche varient de 28.6 à 211.9 mg E.A.G /100g. Cette différence peut être due à la méthode d'extraction ou même du à l'environnement, la variété et le type de sols (**Naczki et Shahidi, 2006**; **Dai et Mumper, 2010**).

III.1.5.2. Flavonoïdes

Dans notre étude la teneur en flavonoïdes de la figue sèche est de 23.56 mg ER /100g du produit. Cette teneur est nettement inférieure aux résultats d'**Ouchemoukh et al. (2012)** qui ont rapporté que l'extrait méthanolique de la figue sèche contient environ 80 mg/100 g MS.

En plus des deux classes précédentes, **Vallejo et al. (2012)** ont mentionné la présence de flavonoïdes appartenant à la classe des flavones dans la peau des figues fraîches (vertes et noires). Mais les composés responsables de la coloration brune des peaux sont les anthocyanines. Les anthocyanines sont d'une grande sensibilité aux températures élevées (**Steyn, 2009**). Plusieurs autres facteurs tels que la lumière et le stockage sont aussi responsables de la dégradation des anthocyanines dans les fruits séchés au soleil (**Shahidi et Naczki, 2004** ; **Al-Farsi et al., 2005**). Selon **Wrolstad (2004)**, cette dégradation est due au phénomène de brunissement enzymatique et non-enzymatique. Cela pourrait expliquer la diminution du taux de flavonoïdes après séchage (**Shahidi et Naczki, 2004** ; **Al-Farsi et al., 2005**).

III.1.5.3. Caroténoïdes et Chlorophylle

Les caroténoïdes sont des pigments apolaires synthétisés et stockés dans les plastes (chloroplastes et chromoplastes) sous l'action d'enzymes codées par des gènes nucléaires (**Hirschberg, 2001; Fraser et Bramley, 2004 ; Phillips et al., 2008**). Dans notre étude, la teneur en caroténoïdes de la figue sèche est de 88.2 mg /Kg.

Trois facteurs prédominants influençaient les caroténoïdes des fruits charnus : la lumière, la température et l'alimentation en eau. Ainsi, éviter les températures extrêmes au cours du développement du fruit permet d'augmenter de plus de 100% la concentration en caroténoïdes totaux (**Gautier et al., 2008**). Donc le mode de séchage des figes sèches influence sur la concentration finale en caroténoïdes.

Les chlorophylles font partie d'un groupe de pigments tétrapyrroliques avec des fonctions et des éléments structuraux communs. On trouve ces pigments verts dans tous les organismes photosynthétiques, à savoir les photobactéries, les cyanobactéries, les algues et les plantes supérieures (**Folly, 2000**).

D'après le tableau : 9 , la figue sèche étudiée présente une teneur en chlorophylle de 0,38 mg/kg.

Selon **Minguez et al. (1990)**, les teneurs en chlorophylles et caroténoïdes varient en fonction du cultivar. D'après **Ryan (1998)** les chlorophylles accélèrent les processus de cicatrisation ce qui donne un intérêt crucial pour nos figes sèches étudiés.

III.1.5.4. Activités anti-oxydantes des figes sèches

La figue contient des molécules antioxydantes diverses dont l'importance pour la santé réside dans leurs capacités antioxydantes. La seule présence des antioxydants ne suffit pas, et l'étude de leur activité sur les radicaux libres, responsables de plusieurs maladies, est d'une importance capitale.

Différentes méthodes ont été développées pour l'évaluation des activités anti-oxydantes. Dans cette présente étude, nous avons utilisé deux méthodes : test DPPH et pouvoir réducteur.

- **Le pouvoir de piégeage du radical DPPH**

Le test DPPH permet de mettre en évidence le pouvoir donneur d'H aux radicaux libres. La figure : 15 représente les résultats de mesure des pourcentages d'inhibition du radical DPPH en fonction de la concentration des extraits de figue testés. Ces résultats révèlent qu'à toutes les concentrations testées, les extraits de la figue sèche ont inhibé significativement le radical DPPH de manière dose dépendante. Ces activités pourraient être liées aux molécules anti-oxydantes telles que l'acide ascorbique, tocophérol, flavonoïdes et les tanins qui réduisent et décolorent le DPPH en raison de

leur capacité à céder l'hydrogène. Les polyphénols contenus dans les extraits de la figue sèche sont également responsables de l'activité anti-oxydante de ces extraits (**Bougandoura et Bendimerad, 2013**). Ces résultats sont en accord avec les résultats de **Bey et Louaileche (2015)** qui ont montré la capacité des différentes variétés de figues sèches dans la neutralisation du radical DPPH.

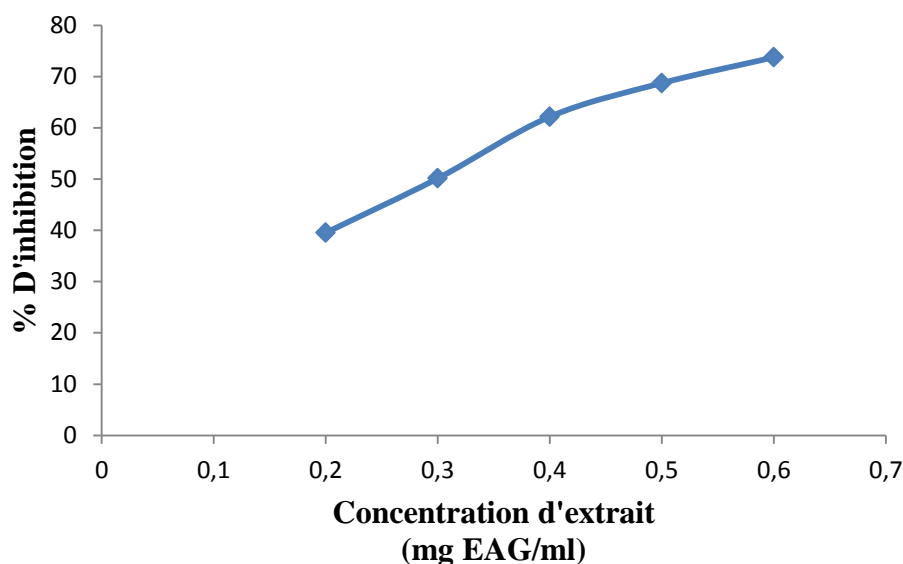


Figure 15 : Test de neutralisation du radical DPPH par l'extrait brut de la figue sèche.

- **Le pouvoir réducteur**

Le potentiel antioxydant de l'extrait étudié est estimé en utilisant la méthode de réduction du ferrocyanure de potassium. La présence des composés réducteurs (antioxydants) dans les extraits cause la réduction du fer ferrique (Fe^{3+}) du ferrocyanure de potassium pour donner du fer ferreux (Fe^{2+}) (**Chung et al., 2002**). La couleur jaune de ferrocyanure de potassium vire en bleue verte, dont l'intensité dépend du pouvoir réducteur de l'extrait (**Manian et al., 2008**). L'augmentation de l'absorbance indique une augmentation du pouvoir réducteur (**Ozsoy et al., 2008 ; Ribeiro et al., 2008**).

D'après la figure : 16, on remarque que le pouvoir réducteur de l'extrait de la figue sèche augmente avec l'augmentation de la concentration de l'extrait avec un effet dose dépendant. Ce résultat est en accord avec les travaux de **Bey et al. (2016)** qui ont montré les propriétés réductrices des extraits de la figue sèche.

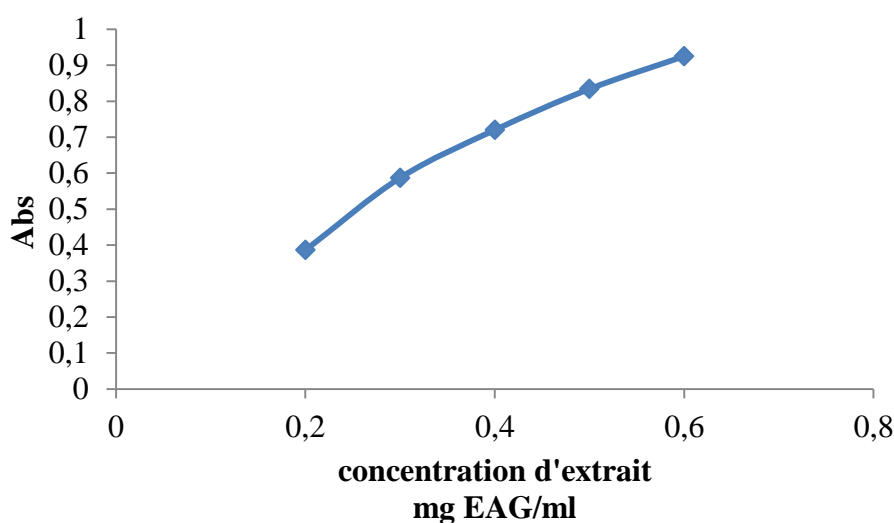


Figure 16 : Pouvoir réducteur de l'extrait de la figue sèche.

Cette capacité réductrice des extraits testés pourrait être liée à la présence des composés phénoliques qui peuvent servir comme donneur d'électron (**Bougandoura et Bendimerad, 2013**). De plus, ces résultats sont en accord avec les résultats de test DPPH, ce qui suppose qu'il y a une corrélation positive entre les deux tests, en d'autres termes, les molécules présentes dans l'extrait de la figue agissent autant que donneuses d'électron et/ou d'hydrogène.

III.2. Caractérisation physicochimique de l'huile d'olive et huile d'olive enrichie

III.2.1. Acidité

L'acidité titrable des huiles est généralement exprimée en pourcentage de teneur en acides gras libres. L'acidité libre n'est pas seulement un facteur de qualité important, mais aussi largement utilisé comme critère pour classer l'huile d'olive dans diverses classes commerciales (**Salvador et al., 2000**). De plus, l'acidité permet de contrôler le niveau de dégradation hydrolytique, enzymatique ou chimique, des chaînes d'acides gras des triglycérides. Ceci est à l'origine d'acides gras libres et de glycérides partiels (mono et diglycérides) (**Tanouti et al., 2011**).

Les résultats de la présente étude montrent que l'acidité de l'huile d'olive utilisée est de 0,90 % ; donc et selon les normes du C.O.I. (2015), l'huile d'olive utilisée dans notre étude (**H0**) est une huile d'olive extra vierge.

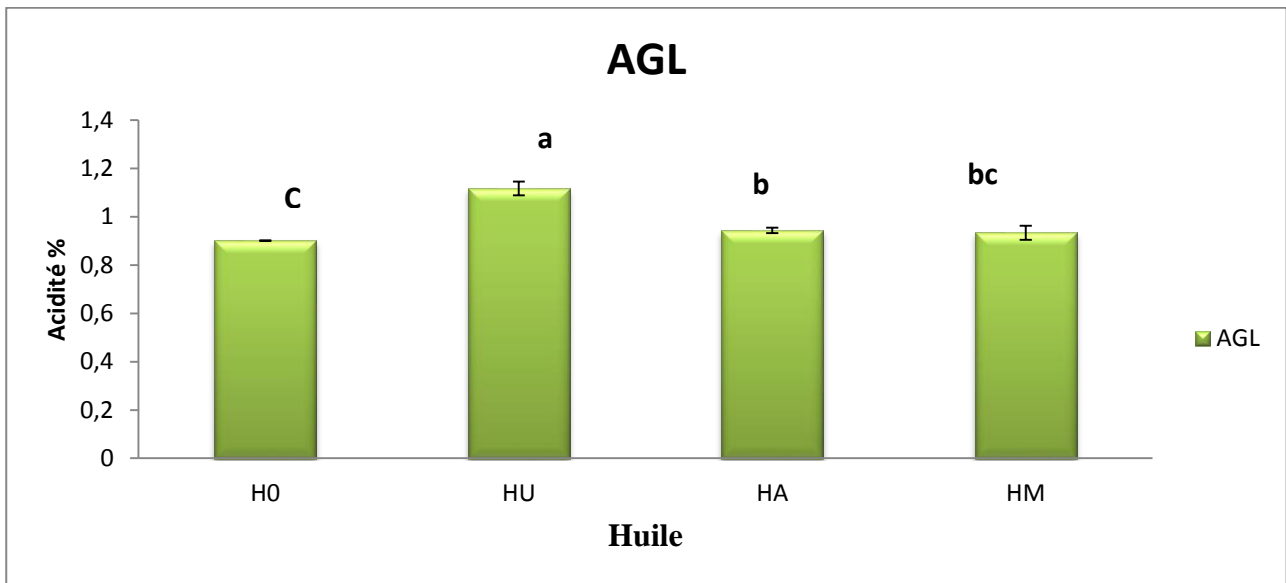


Figure 17 : l'acidité titrable de l'huile vierge et huiles enrichies.

Dans la présente étude, les faibles pourcentages d'acidité libre trouvés, nous renseigne sur la faible ou absence de réaction d'hydrolyse durant l'enrichissement (**Ajana et al., 1999**). Une légère augmentation significative ($p < 0,05$) de l'acidité a été observée pour les échantillons HA et HU. Cela veut dire que l'agitation et les ultrasons provoquent d'une manière ou d'une autre l'augmentation de l'acidité. Dans le travail de **Sousa et al. (2015)**, l'ajout d'ail a augmenté significativement les valeurs de l'acidité ($P < 0,001$) comparativement aux autres épices ajoutées à l'huiles d'olive. De plus, **Gambacorta et al. (2007)** ont également vérifié que les valeurs d'acidité augmentaient avec l'ajout d'ail aux huiles d'olive extra-italiennes, tout en observant la même tendance pour le piment et l'origan. L'augmentation enregistrée dans ces valeurs dans notre étude pourrait être liée à l'augmentation de l'activité enzymatique qui favorise les réactions lipolytiques chez l'huile d'olive, ou tout simplement par la présence accrue d'eau dans l'échantillon (**Sousa et al., 2015**). Dans l'opposition, une autre étude a révélé que l'enrichissement de l'huile avec de l'ail déshydraté entraîne une diminution des valeurs d'acidité des huiles d'olives (**Baiano et al., 2009**). On peut conclure que le type de la matrice végétale et sa teneur en eau pourraient avoir un impact sur ce paramètre de qualité.

III.2.2. Indice de peroxyde

L'indice de peroxyde (I_p) est un paramètre important car il nous renseigne sur l'état d'oxydation de l'huile d'olive. En effet, il mesure le degré de formation des hydroperoxydes, qui sont des produits primaires d'oxydation.

Les résultats obtenus pour la teneur en (Ip) sont représentés dans la figure (18). Les résultats sont exprimés en milliéquivalent d'oxygène actif par kilogramme d'huile (Meq O₂ actif / kg d'huile olive).

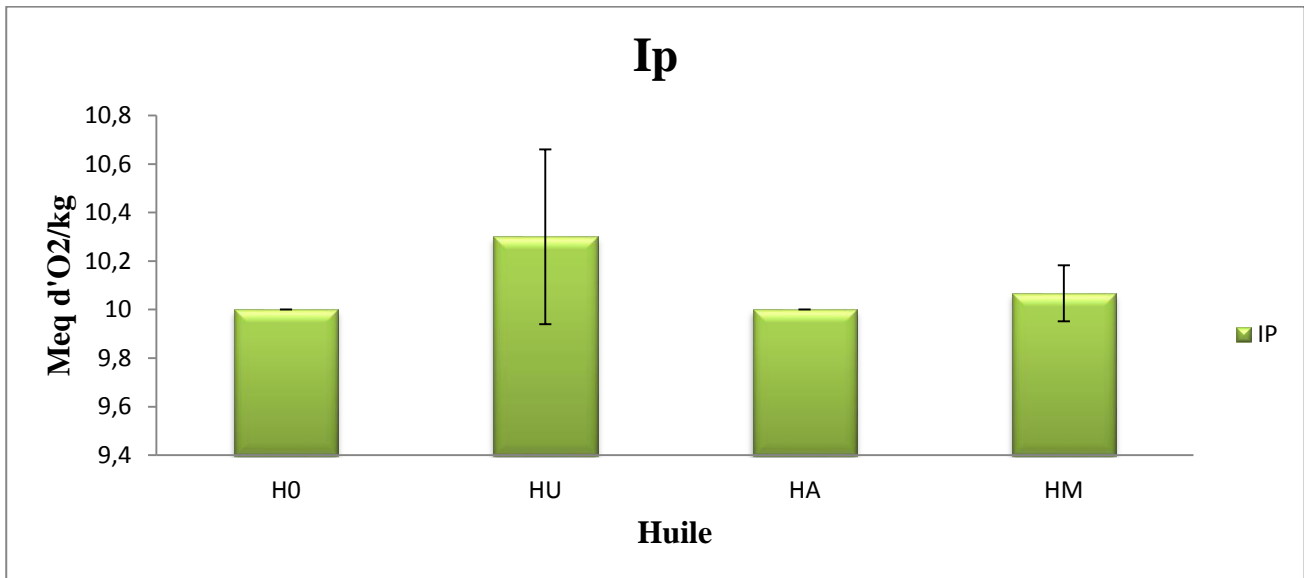


Figure 18 : Indice de peroxyde de l'huile vierge et huiles enrichies.

Les résultats obtenus (Figure : 18) montrent l'indice de peroxyde de l'huile d'olive utilisée au départ est de 10 Meq d'O₂/Kg. En comparant cette valeur à celle de la norme commerciale du **COI (2015)** nous constatant que l'indice peroxyde de l'huile étudiée reste conforme à la norme, ce qui implique que cette huile est de la catégorie extra vierge ($IP \leq 20$ Meq d'O₂/Kg).

Selon **Boulfane et al. (2015)**, les huiles qui contiennent une telle valeur c'est une huile extraite rapidement après la récolte des olives.

L'analyse statistique n'a révélé aucune différence significative entre les Ip ($Ip_U=10.3$, $Ip_A=10$, $Ip_M=10.06$) obtenus des différents types d'huile enrichies. Selon les travaux de **Sousa et al. (2015)**, les huiles d'olives enrichies aux piments, à laurier et au poivre présentaient des Ip légèrement élevés mais ne sont pas significativement différents de huile d'olive de contrôle, ce qui est en accord avec nos résultats. Néanmoins, l'ajout de l'ail et l'origan a permis d'avoir une diminution significative de la valeur d'Ip. Cela suppose l'existence d'un effet de matrice sur la stabilité de l'huile et par conséquent, sur la valeur Ip. Chose à souligner également, est que l'échantillon préparé avec les ultrasons (HU) a présenté une augmentation légère et non significative d'Ip. Cela montre clairement que les conditions utilisées n'ont pas provoqué la peroxydation lipidique, car il est documenté dans la littérature que les ultrasons peuvent générer des radicaux libres et la formation des hydroperoxydes à cause de phénomène de cavitation, malgré que le mécanisme exact n'est pas vraiment élucidé (**De Sousa, 2012**).

III.2.3. Absorbance spécifique en rayonnement UV

L'absorbance à des longueurs d'ondes spécifiques dans l'UV est un indicateur de l'oxydation. Elle est liée à la présence de système conjugués (diènes et triènes), qui absorbent en lumière ultraviolette au 232 nm (Figure : 19) et 270 nm (Figure : 20), respectivement, sont classiquement indiqués par ; K_{232} (indication des acides gras polyinsaturés conjugués dans l'huile d'olive), et K_{270} (indication de carbonyles composés: aldéhydes et cétones) (Noorali *et al.*, 2014).

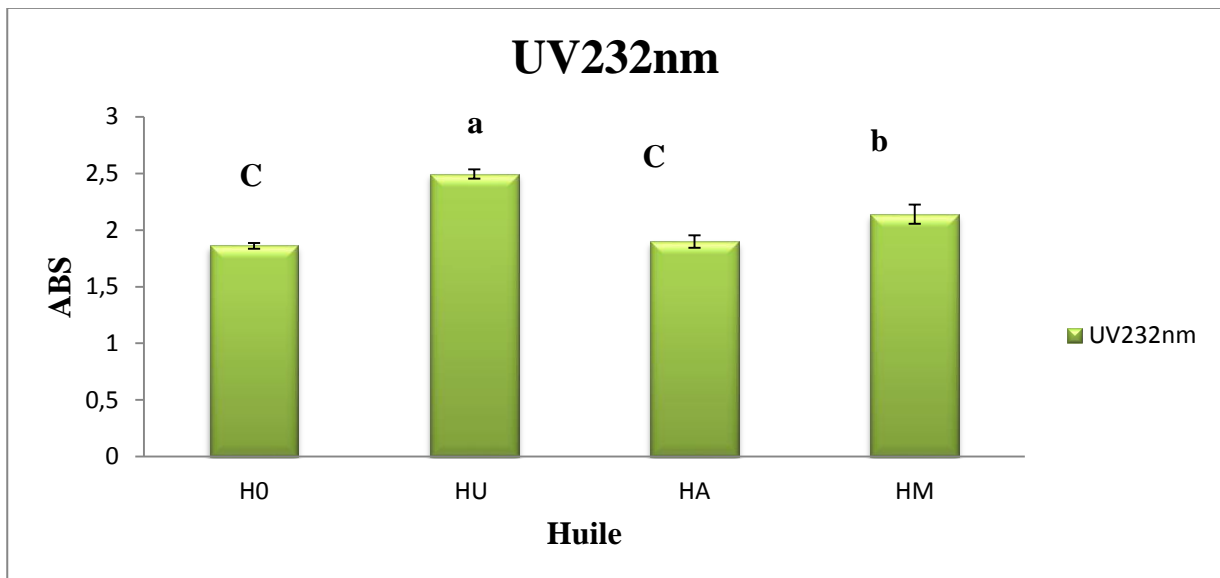


Figure 19 : Absorbance spécifique en lumière ultraviolette au 232 nm.

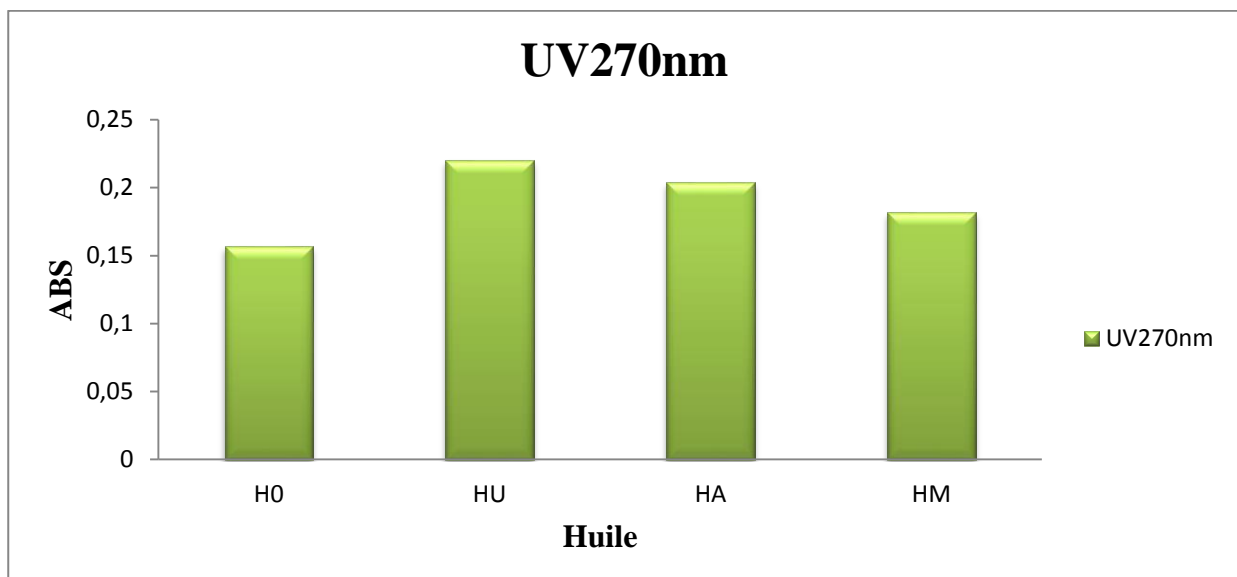


Figure 20: Absorbance spécifique en lumière ultraviolette au 270 nm.

Les valeurs des extinctions spécifiques en ultra-violet K_{232} et K_{270} obtenues pour l'huile H0 sont respectivement 1.86 nm et 0.156 nm, et n'excédant pas les limites fixées par le Conseil Oléicole

International pour les huiles d'olives vierges et extra vierge (COI, 2015) qui sont respectivement inférieures ou égales à 2,50 et 0,25. Cela nous mène à dire que ces valeurs indiquent que les huiles d'olives étudiées ne contiennent que très peu de produits secondaires d'auto-oxydation. Nous pouvons donc conclure que notre huile est dans un état non oxydé. Et cela est en accord avec les deux précédents paramètres à savoir l'acidité et l'Ip.

De plus, les huiles d'olive HU et HM ont présentées une différence significative par rapport au témoin mais sans pour autant dépasser la norme de 2,50 et 0,25 pour le K_{232} et K_{270} respectivement. Ces résultats ont été déjà observés dans les travaux de **Gouvaia et al. (2006)** pour les huiles portugaises enrichies avec l'extrait de poivre.

Ces différents résultats sur les paramètres ou les critères de qualité de l'huile d'olive, montrent l'importance de la maîtrise des conditions d'enrichissement car il pourrait éventuellement y avoir une déclassification de l'huile étudiée. En effet, dans notre cas, l'huile préparée avec les ultrasons a présenté une valeur d'acidité qui dépasse la limite fixée par le COI. Par conséquent, ladite huile est considérée comme une huile vierge au lieu d'une huile extra vierge.

III.2.4. Densité relative

La masse volumique, désignée souvent par la densité, de notre échantillon est de 0.83. Cette valeur répond aux prescriptions de la norme recommandée par le règlement CEE et le COI (**Douzane et Bellal, 2004**). (Tableau : 10).

III.2.5. Indice de réfraction

L'indice de réfraction des huiles dépend de la structure des acides gras et de degré d'estérification. Il augmente avec le nombre d'atomes de carbone, le degré d'insaturation et de conjugaison. Le résultat obtenu est enregistré dans le tableau : 10. Ce dernier montre que l'indice de réfraction de notre échantillon (1.46) est légèrement inférieur à la norme décrite par le codex et il est également inférieur à la valeur obtenue par **Ouedrhiri et al. (2017)** et **Douzane et Bellal (2004)** qui ont trouvée des valeurs situées entre 1,46 et 1,47. Toute variation de ce paramètre peut indiquer une modification de la composition glycéridique de l'huile.

Tableau 10 : La densité relative et l'indice de réfraction de l'huile d'olive étudiée.

Paramètres	Echantillon d'huile d'olive	Normes internationales
Densité relative	0.83	0.916
Indice de réfraction	1.46	1.4677 - 1.4765

III.3. Analyse phytochimique de l'huile d'olive et des huiles d'olive enrichies

En vue de voir l'efficacité de l'utilisation des ultrasons dans l'enrichissement de l'huile, une comparaison avec la macération passive, et l'agitation magnétique a été faite par rapport à la composition en substances bioactives et aussi par rapport à l'activité antioxydante.

III.3.1. Dosage des polyphénols totaux (PT)

Les polyphénols totaux passent dans l'huile lors de son extraction. Ils sont considérés comme des anti-oxydants naturels qui protègent l'huile contre l'oxydation et lui confèrent une meilleure stabilité lors du stockage et une saveur amère (Boulfane *et al.*, 2014).

D'après les résultats obtenus (Figure : 21), l'huile d'olive utilisée dans cette étude (H0) contient une quantité en composés phénoliques de 113.75 mg / Kg, ceci est bien en accord avec les valeurs trouvées par Ollivier *et al.* (2004), qui ont rapporté que la concentration en phénols totaux dans l'huile d'olive pouvait varier entre 73 et 450 mg/kg. De plus, ces teneurs sont similaires également à ceux rapportées dans les travaux de Baccouri *et al.* (2006) ; Gargouri *et al.* (2013) ; Abdlla *et al.* (2014) ; Dairi *et al.* (2015) ; Lainer *et al.* (2016). Ces derniers trouvent des valeurs qui situent entre 112 et 186 mg/Kg.

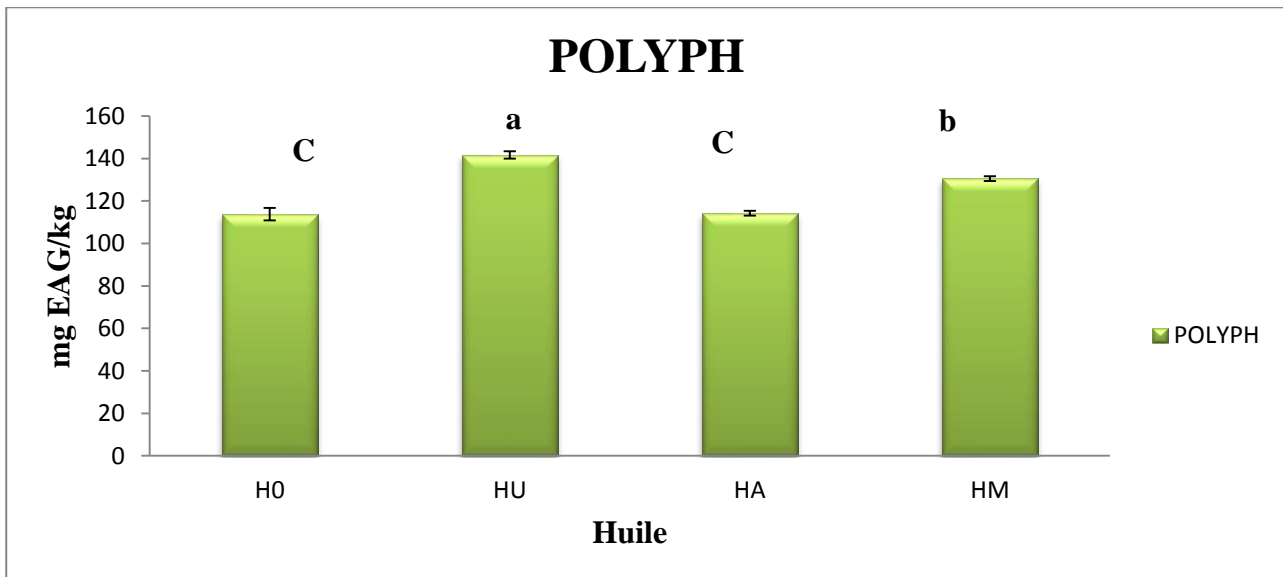


Figure 21 : Teneur en polyphénols totaux de l'huile d'olive et des huiles enrichies.

D'après la Figure : 21, nos résultats révèlent que l'huile d'olive vierge H0 renferme une quantité proche à celle de l'huile d'olive enrichie par agitation HA en polyphénols totaux, soit 113,75 et 114,12 mg EAG/kg respectivement. Par contre on constate qu'il y a une différence significative entre H0 et HM ; HU. D'une autre part, l'échantillon HM présente une valeur de 130,57 mg EAG/Kg soit

une augmentation de 13 %. Cette augmentation en polyphénols observée aussi avec HU de 20% (141.66 mg EAG/Kg) peut être due à la cavitation ultrasonore qui favorise la migration des substances bioactives. Le temps de traitement est donc réduit de quelques heures ou quelques jours à quelques minutes lorsque l'on compare à la macération traditionnelle (Assami *et al.*, 2016 ; Achat *et al.*, 2012).

III.3.2. Dosage des Flavonoïdes

Certaines activités biologiques telles que les activités anti-inflammatoire, antiallergique, anti-tumorale et immuno-modulatrice sont attribuées aux flavonoïdes. Comme ils peuvent inhiber quelques enzymes comme la lipoxigénase, la xanthine oxydase, la phospholipase, etc. Ce qui est relié directement à leur grand pouvoir antioxydant. Ces composés sont apportés essentiellement par les fruits et légumes (Pietta *et al.*, 2003).

D'après les résultats obtenus (Figure : 22), l'huile d'olive utilisée dans cette étude (H0) contient une quantité en flavonoïdes de 1.71 mg / Kg, Ce résultat est inférieure a celui de Gargouri *et al.* (2013) qui ont trouvé une teneur de 11 mg/ kg.

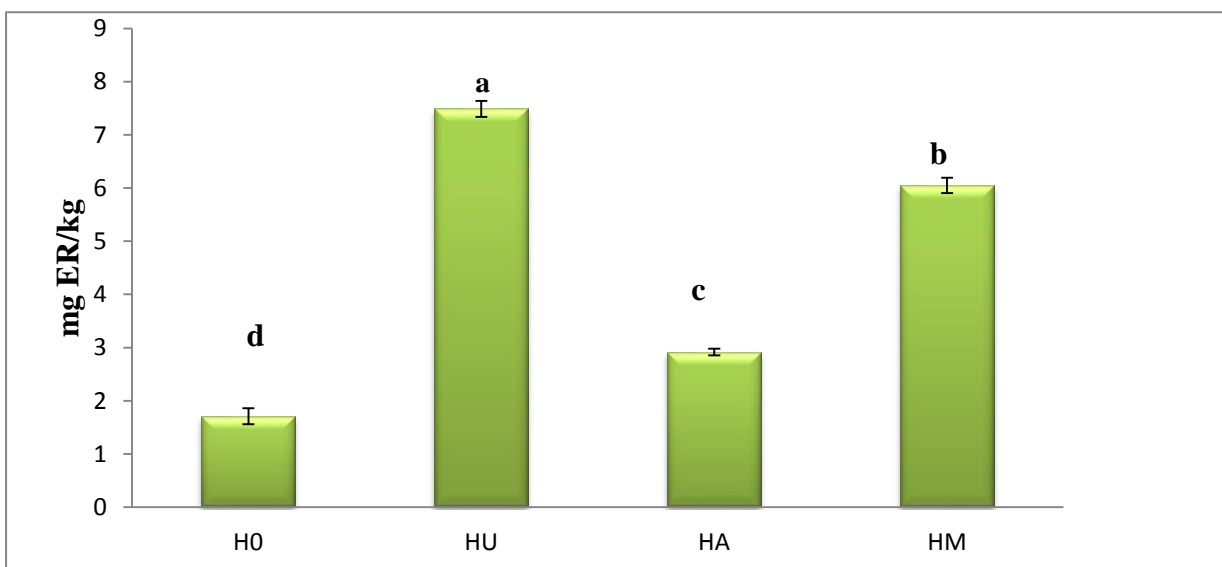


Figure 22 : Teneur en flavonoïdes totaux de l'huile d'olive et des huiles enrichies.

L'analyse statistique a démontré une différence significative entre les quatre échantillons.

D'après la Figure:22, nos résultats révèlent que l'huile d'olive vierge H0 renferme une quantité proche à celle de l'huile d'olive enrichie par agitation HA en flavonoides soit 1.71 et 2.51 mg EAG/kg respectivement. Par contre on constate qu'il y a une différence très significative entre H0 et HM ; HU. D'une autre part, l'échantillon HM présente une valeur de 6.04 mg EAG/Kg soit une augmentation de 71 %. Selon **M'hiri (2015)** seulement cinq minutes sont nécessaires pour atteindre une extraction quasi instantanée d'une grande partie des flavonoïdes.

Une augmentation assez remarquable de 77% de la teneur de flavonoides est observée aussi avec HU (7.49 mg EAG/Kg). L'intensification de l'extraction par des ultrasons peut être attribuée à la propagation des ondes de pression ultrasonores dans le solvant (**Rombaut et al., 2014**). Un phénomène de cavitation acoustique est créé. Une bulle de cavitation peut être générée à proximité de la surface du matériel végétal puis cette bulle s'effondre et un microjet dirigé vers la matrice végétale est créé. La haute pression et la température impliquées dans ce processus vont détruire les parois cellulaires, ce qui facilite la libération de composés extractibles et améliore le transport de masse et son contenu peut être libéré dans le milieu (**Chemat et al., 2017**). L'extraction assistée par ultrasons augmente significativement les teneurs en flavonoïdes.

III.3.3. Dosage des caroténoïdes

La majorité des techniques d'extraction font appel à la diffusion du composé désiré à partir de la matrice par perturbation des tissus (**Zaghdoudi, 2015**).

La figure : 23 montre que notre huile vierge H0 renferme une quantité de 19.21mg/kg, cette teneur est proche de celle trouvée chez l'huile enrichie par agitation HA (21.07mg/kg). D'une autre part l'huile macérée pendant 7 jours HM présente une valeur de 42.55 mg/Kg soit une augmentation de 55 %. Selon **Zaghdoudi (2015)** le facteur temps reste un facteur important dans le transfert des caroténoïdes.

D'une autre part il y a une différence significative entre HU (47.36mg/kg) et H0 car on a noté une augmentation importante de 60%. Ces résultats montrent clairement que les ultrasons accélèrent la cinétique d'enrichissement, en d'autres termes, le transfert de matière depuis la matrice végétale vers les milieux environnant (huile).

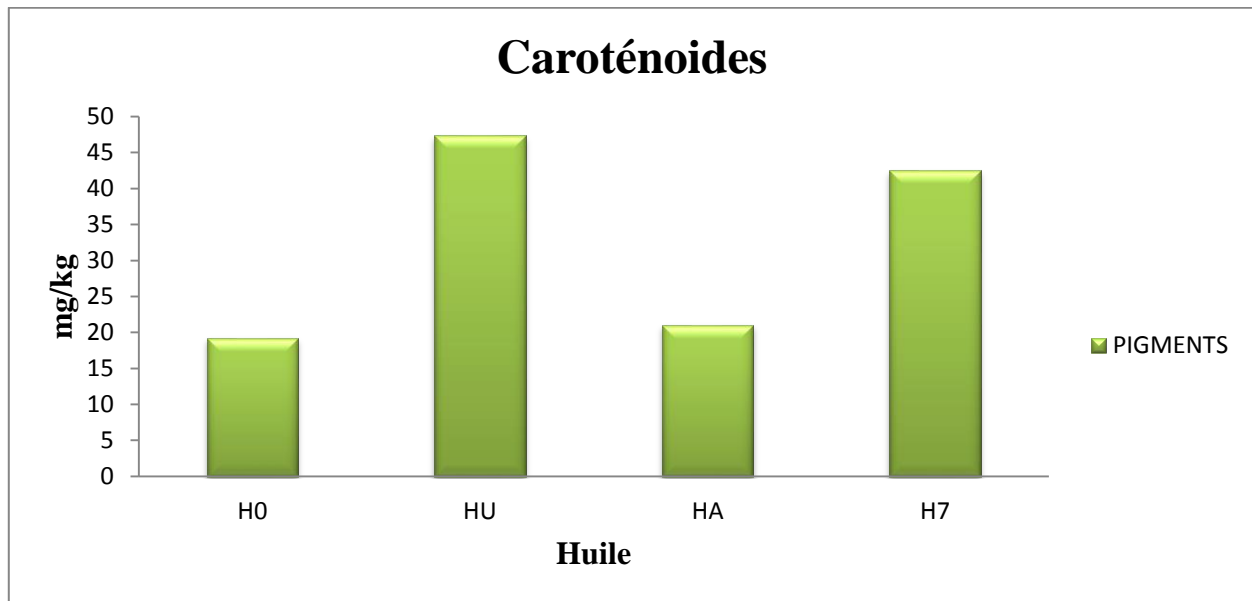


Figure 23 : Teneur en caroténoïdes de l'huile d'olive et des huiles enrichies.

III.3.4. Dosage de la Chlorophylle

D'après la figure: 24, nos résultats révèlent que l'huile d'olive vierge H0 renferme une quantité de chlorophylle de 0.30 mg/kg; une teneur proche de celle trouvée dans l'huile d'olive enrichie par ultrasons HU et celle enrichie par macération HM, soit; 0.35 et 0.36 mg /kg respectivement. Par contre on constate qu'il y a une différence significative entre HA (0.41 mg/Kg) et H0.

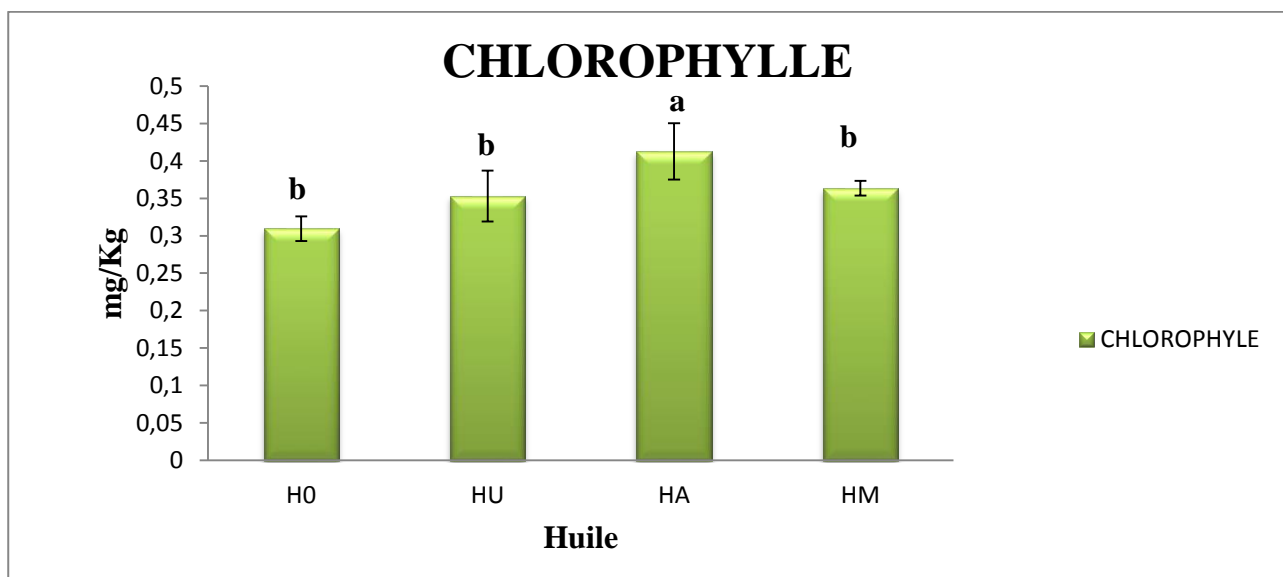


Figure 24 : Teneur en chlorophylles de l'huile d'olive et des huiles enrichies.

III.3.5. Détermination de l'activité antioxydante

Les huiles d'olives sont connues pour leurs effets bénéfiques sur la santé humaine notamment pour les systèmes cardiovasculaire et nerveux. Ceci est du en partie à leur pouvoir antioxydant (Visioli, 2019). Il s'avère donc judicieux l'estimation de l'activité antioxydante des huiles dans notre étude.

- **Test de piégeage du radical libre DPPH**

Selon le test ANOVA, il existe une différence significative entre le pouvoir anti radicalaire des huiles étudiées vis-à-vis du DPPH ($p < 0.05$). Cette différence significative est enregistrée entre HU et H0, HA mais ne l'est pas avec HM.

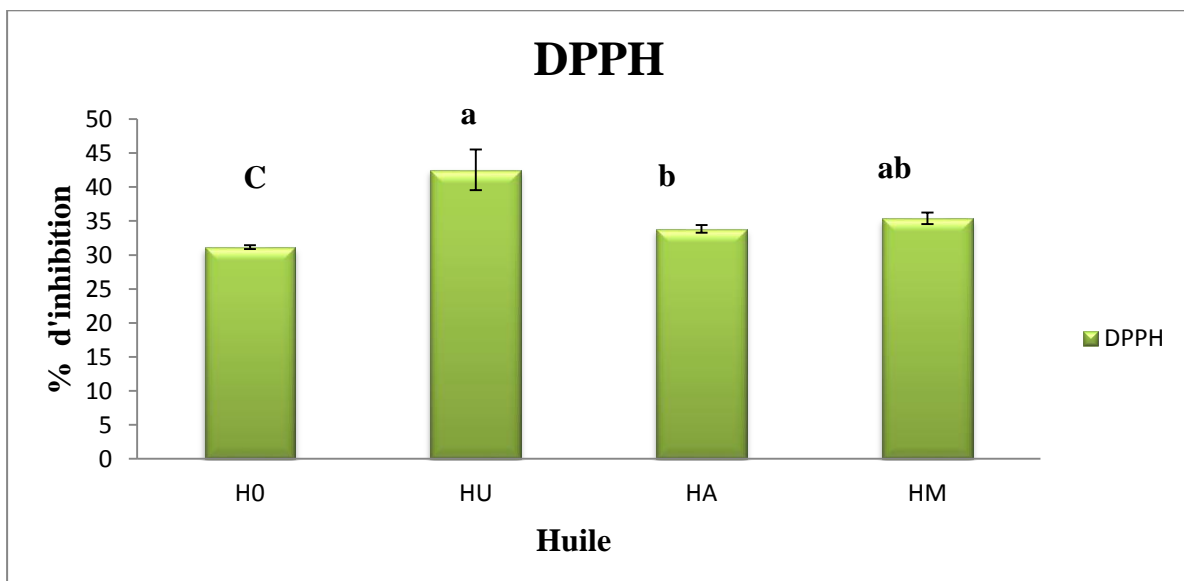


Figure 25 : Test DPPH pour les échantillons d'huiles enrichies

La figure : 25 représente les résultats obtenus. Le pouvoir inhibiteur du radical DPPH de l'huile vierge H0 est de $31,4 \pm 0,28$ ce qui est en deçà des résultats obtenus par Laincer *et al.* (2016) dont les résultats oscillaient entre $36,57 \pm 1,71$ et $72,20 \pm 2,19$ pour différentes variétés étudiées. Les méthodes d'enrichissement que nous avons utilisées ont contribué à l'augmentation du pouvoir inhibiteur qui a atteint $42,55 \pm 3$ pour l'huile HU et $35,37$ pour HM. Ces résultats sont en cohérence avec ceux de Achat *et al.* (2012) qui ont démontré que la macération et la macération assistée aux ultrasons d'une huile d'olive avec des feuilles d'olivier permet l'augmentation du pouvoir d'inhibition du radical DPPH.

Par comparaison, nos extraits phénoliques présentent une activité scavenger du radical DPPH supérieure à celle obtenue pour cinq variétés d'huile espagnoles (9,8-29,4%) étudiées par Gorinstien *et al.*, (2003). Cette activité antioxydante de l'huile d'olive vierge serait due à sa

richesse en composés phénoliques (Benmlih et Ganam, 2012), qui augmente avec l'enrichissement de l'huile par différentes techniques.

Cela peut être vérifié avec la figure : 26 qui représente la corrélation entre le pourcentage d'inhibition du radical DPPH et les teneurs en polyphénols. Avec un indice de corrélation de $R=0,79$, on peut dire qu'il existe une corrélation positive entre la concentration en polyphénols et le pouvoir inhibiteur du radical DPPH des huiles étudiés.

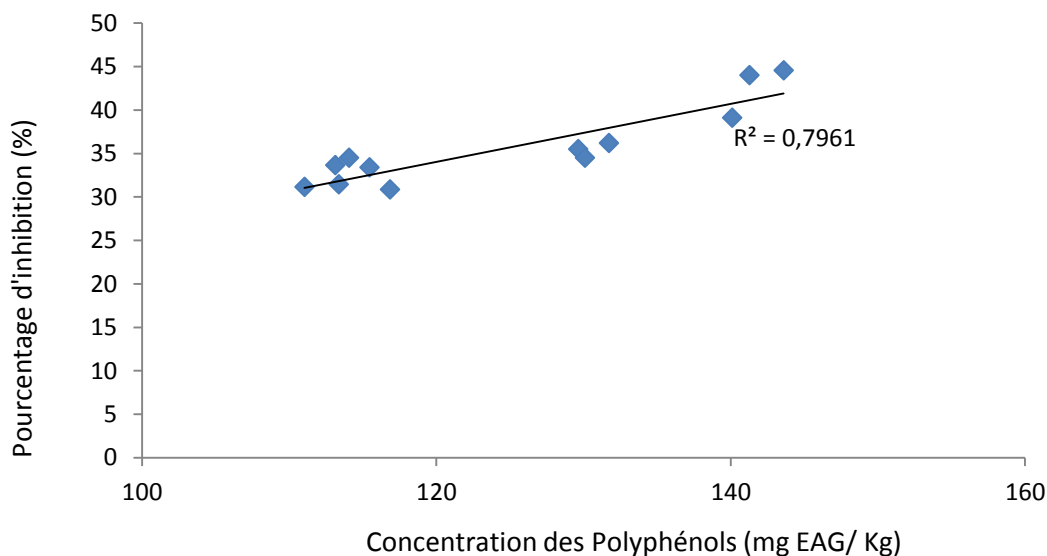


Figure 26 : Corrélation entre le pourcentage d'inhibition du radical DPPH avec les teneurs en polyphénols.

Concernant les flavonoïdes, on a obtenu un indice de corrélation de : 0.87. On peut dire qu'il existe une corrélation positive entre la concentration en flavonoïdes et le pouvoir inhibiteur du radical DPPH des huiles étudiées.

L'étude effectuée par Steyn (2009) démontre que la teneur en anthocyanines est étroitement liée à l'activité anti-radicalaire.

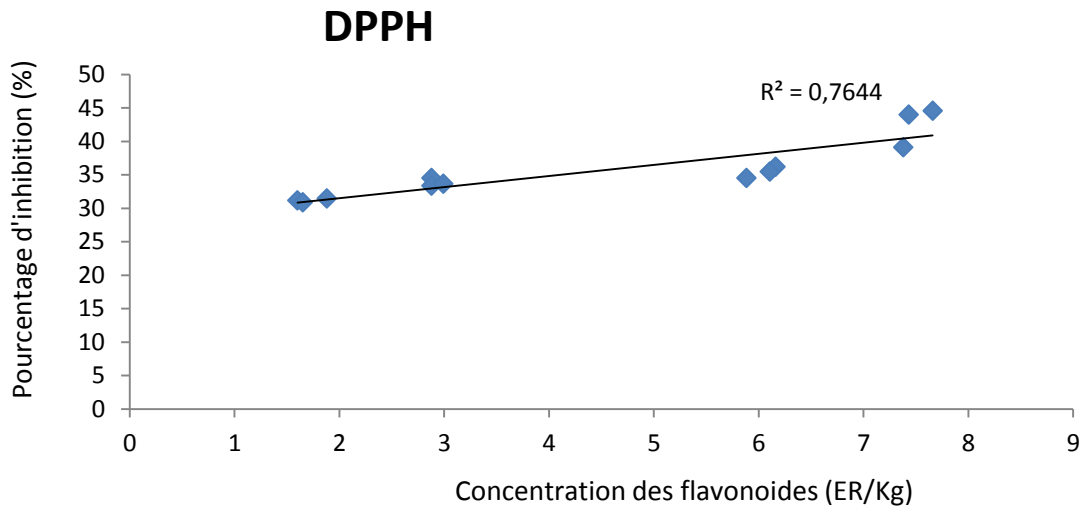


Figure 27 : Corrélation entre le pourcentage d'inhibition du radical DPPH avec les teneurs en flavonoides.

- **Pouvoir réducteur**

Selon le test ANOVA il existe une différence significative entre le pouvoir réducteur des huiles étudiées ($p < 0.05$). Cette différence significative est bien marquée entre HU et H0, HA, HM .

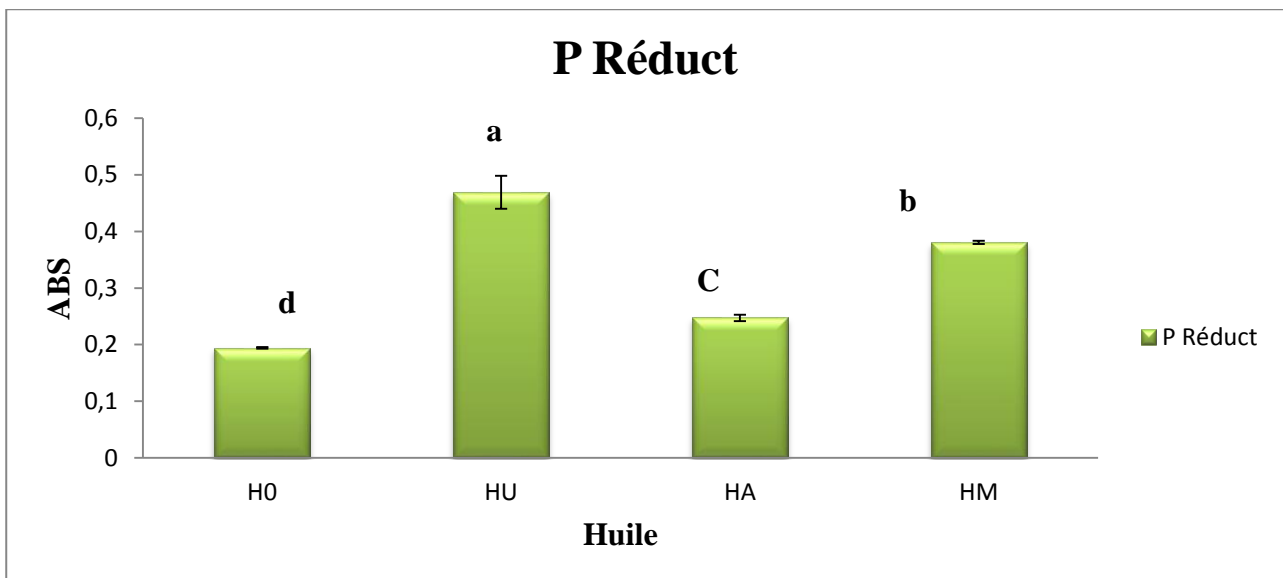


Figure 28 : Pouvoir réducteur des échantillons d'huile étudiés.

Les résultats de la détermination du pouvoir réducteur des différentes huiles sont représentés par la figure : 28 dont l'allure générale est proche de celui de la figure : 25 avec les valeurs les plus élevées obtenues pour HU ($0,47 \pm 0,001$) et HM ($0,38 \pm 0,003$). Il est bien clair que l'enrichissement de l'huile par macération assistée aux ultrasons et par macération traditionnelle a eu le même effet

positif sur le pouvoir réducteur que sur le pouvoir inhibiteur du DPPH. L'augmentation du pouvoir réducteur peut être expliquée par l'augmentation de la concentration en composés phénoliques qui peuvent réduire le fer ferrique (Fe^{3+}) du ferrocyanure de potassium pour donner du fer ferreux (Fe^{2+}) (Perron et Brumaghim, 2009).

Avec un indice de corrélation de 0,97, on peut dire qu'il existe une forte corrélation positive entre la concentration en polyphénols et le pouvoir réducteur des huiles étudiés. figure :

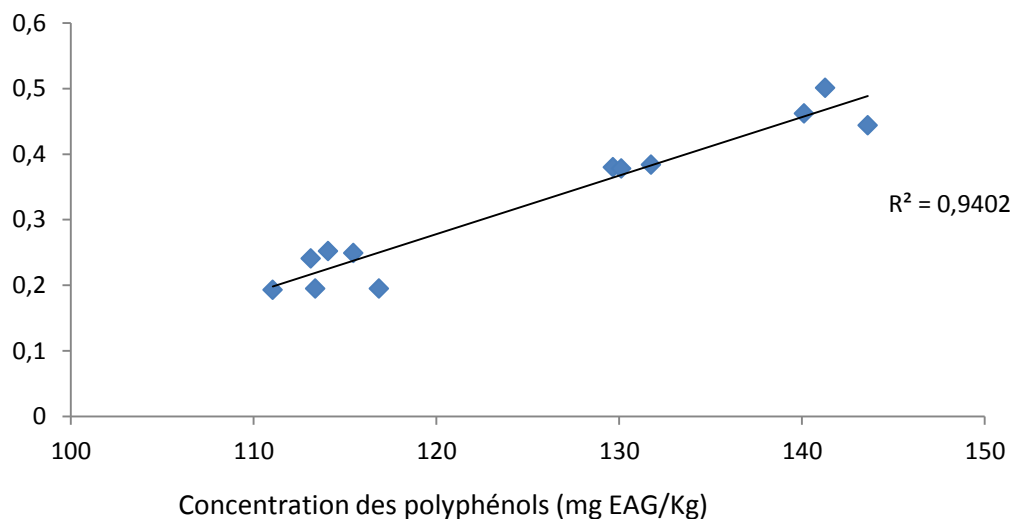
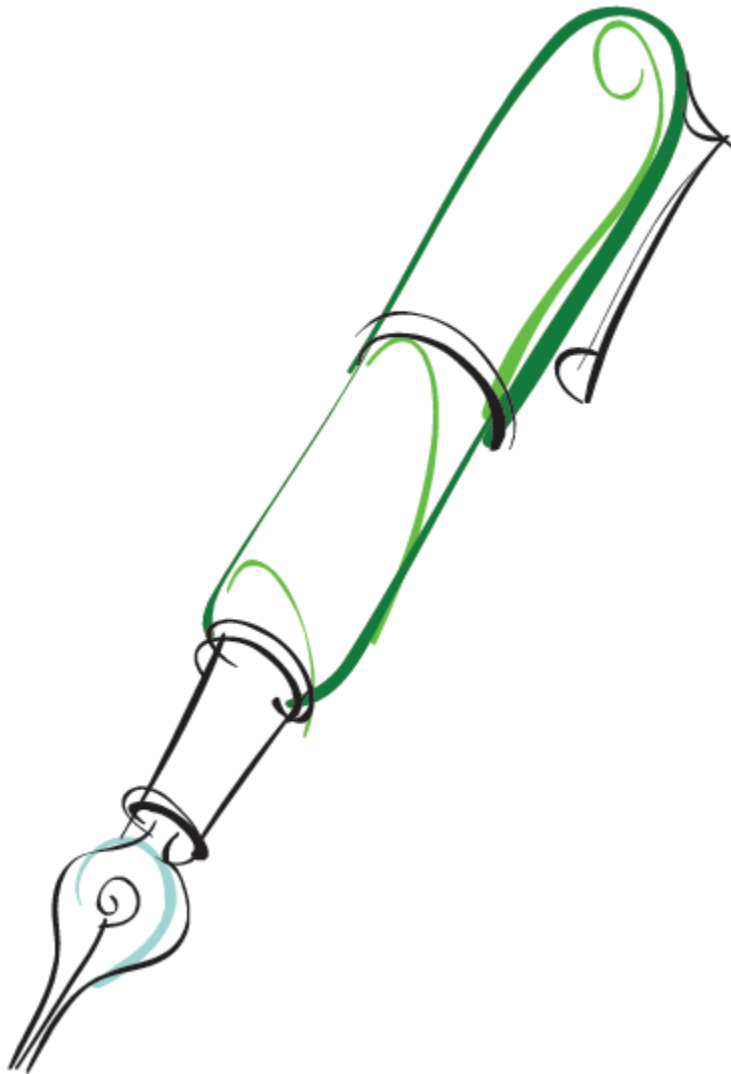


Figure 29 : Corrélation entre le pouvoir réducteur des différentes huiles avec les teneurs en polyphénols.

CONCLUSION
ET
PERSPECTIVES



Conclusion

L'approche scientifique développée consiste en la mise en évidence de la qualité de l'huile d'olive et de figues sèches, ainsi que l'influence de l'enrichissement sur les caractéristiques qualitatives de cette huile et leur capacité antioxydante. En outre, une comparaison entre la macération traditionnelle et assistée par ultrason ou par simple agitation a été réalisée.

L'analyse phytochimique de l'échantillon de figue sèche de 'Bousselam' a révélé qu'il contient une quantité appréciable de composés phénoliques qui est de : 336.70 mg EAG /100g. Les teneurs en : flavonoïdes, caroténoïdes et la chlorophylle de la figue sèche testé sont estimées respectivement à : 23.56 mg ER /100g, 88.2 mg/kg, 0.38 mg/kg.

On a remarqué que le pouvoir réducteur de l'extrait de la figue sèche augmente avec l'augmentation de la concentration de l'extrait avec un effet dose dépendant. D'une autre part ; les extraits de la figue sèche ont aussi inhibé significativement le radical DPPH[•] de manière dose dépendante.

La détermination des indices de qualité (acidité, indice de peroxyde et coefficients d'extinctions dans l'UV) ont permis de classer notre échantillon d'huile d'olive et les huiles enrichies par macération et par agitation dans la catégorie **vierge extra** suivant les directives du COI (2015). Par contre, l'huile enrichie par le procédé ultrasons a montré une augmentation de l'acidité qui est de l'ordre de 1.11 % ce qui implique que cette huile n'est plus une huile extra vierge. D'où l'importance de la maîtrise des conditions d'enrichissement et de préparation.

Des concentrations acceptables en polyphénols totaux, flavonoïdes, caroténoïdes et en chlorophylle ont été détectées chez l'huile d'olive vierge : 113.75 mg / Kg ,1.71 mg, 19.21 mg/kg,0.30mg/kg respectivement.

Des concentrations appréciables en antioxydants ont été détectées chez les huiles enrichies étudiées, ceux qui leur confèrent, ainsi, une très bonne stabilité contre l'oxydation et qui est démontrés par les tests d'évaluation de leur activité antioxydante (pouvoir réducteur et l'activité par le radical DPPH).

Ces résultats nous a permis de conclure que l'incorporation des figues sèches dans l'huile d'olive a relativement aidé à améliorer sa composition en antioxydants. De plus, l'huile enrichie présente une activité anti radicalaire vis-à-vis du radical DPPH plus importante que l'huile témoin.

En perspectives, il serait souhaitable de faire une évaluation des activités biologiques in vitro et in vivo : antioxydantes, antimicrobiennes, antifongiques et anti-inflammatoires des figues sèches et d'huile d'olive et leur imprégnation, car en effet ces deux richesses constituent un trésor inestimable

qui pourrait être valorisé et utilisé ultérieurement comme des produits thérapeutiques de base. De plus, il y a lieu également de :

- Caractériser le profil en acides gras des huiles enrichies.
- Caractériser le profil en composés phénoliques par chromatographie liquide (HPLC).
- Evaluer la stabilité oxydative par le test Rancimat...
- Evaluation de la biodisponibilité des polyphénols endogènes.
- Evaluation des extraits du mélange figues-huile d'olive sur des modèles cellulaires (lignée cancéreuses...).

RÉFÉRENCES

BIBLIOGRAPHIQUES



Références bibliographiques

A

Abdalla, I. H., Khaddor, M., Boussab, A., El Garrouj, D., & Souhial, B. (2014). Physical chemical characteristics of olive oils from cooperatives for olive growers in the North of Morocco. *Int. J. Basic & App. Sci*, 14, 1-5.

Abdessemed, S. (2017). *Contribution à la caractérisation et à l'identification des écotypes d'olivier Olea europaea. L dans la région des Aurès* (Doctoral dissertation, Université de Batna 2).

Achat, S., Tomao, V., Madani, K., Chibane, M., Elmaataoui, M., Dangles, O., & Chemat, F. (2012). Direct enrichment of olive oil in oleuropein by ultrasound-assisted maceration at laboratory and pilot plant scale. *Ultrasonics Sonochemistry*, 19(4), 777-786.

Ait Haddou, L., Blenzar, A., Messaoudi, Z., Van Damme, P., Boutkhil, S., & Et Boukdame, A. (2014). Effet du cultivar, du prétraitement et de la technique de séchage sur quelques paramètres physico-chimiques des figes séchées de sept cultivars locaux du figuier (*Ficus carica* L.) au Maroc. *EUROPEAN JOURNAL OF SCIENTIFIC RESEARCH*, 121(4), 336-346.

Ajana, H., El Antari, A., & Hafidi, A. (1999). Evolution of biométrie parameters and chemical composition of olives from the Moroccan Picholine variety during fruit ripeness. *Grasas y Aceites*, 50(1), 1-6.

Al Askari, G., Kahouadji, A., Khedid, K., Charof, R., & Mennane, Z. (2012). Caractérisations physico-chimique et microbiologique de la figue sèche prélevée des marchés de Rabat-Salé, Temara et Casablanca. *Les technologies de laboratoire*, 7(26).

Al-Farsi, M., Alasalvar, C., Morris, A., Baron, M., & Shahidi, F. (2005). Comparison of antioxidant activity, anthocyanins, carotenoids, and phenolics of three native fresh and sun-dried date (*Phoenix dactylifera* L.) varieties grown in Oman. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(19), 7592-7599.

Aljane, F., Nahdi, S., & Essid, A. (2012). Genetic diversity of some accessions of Tunisian fig tree (*Ficus carica* L.) based in morphological and chemical traits. *Journal of Natural Product and Plant Resources*, 2(3), 350-359.

Al-Rewashdeh, A. Y. (2010). Blood Lipid profile, oxidation and pressure of men and women consumed olive oil. *Pakistan Journal of Nutrition*, 9(1), 15-26.

Amirante, R., Distaso, E., Tamburrano, P., Paduano, A., Pettinicchio, D., & Clodoveo, M. L. (2017). Acoustic cavitation by means ultrasounds in the extra virgin olive oil extraction process. *Energy Procedia*, 126, 82-90.

Angerosa, F. (2002). Influence of volatile compounds on virgin olive oil quality evaluated by analytical approaches and sensor panels. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 104(9-10), 639-660.

Aparicio, R., & Luna, G. (2002). Characterisation of monovarietal virgin olive oils. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 104(9-10), 614-627.

Arslan, D., & Özcan, M. M. (2010). Study the effect of sun, oven and microwave drying on quality of onion slices. *LWT-Food Science and Technology*, 43(7), 1121-1127.

Artajo, L. S., Romero, M. P., Morelló, J. R., & Motilva, M. J. (2006). Enrichment of refined olive oil with phenolic compounds: evaluation of their antioxidant activity and their effect on the bitter index. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(16), 6079-6088.

Assami, K., Chemat, S., Meklati, B. Y., & Chemat, F. (2016). Ultrasound-assisted aromatisation with condiments as an enabling technique for olive oil flavouring and shelf life enhancement. *Food analytical methods*, 9(4), 982-990.

AZZI, R. (2013). *Contribution à l'étude de plantes médicinales utilisées dans le traitement traditionnel du diabète sucré dans l'Ouest algérien: enquête ethnopharmacologique; Analyse pharmaco-toxicologique de Figuier (Ficus carica) et de coloquinte (Citrullus colocynthis) chez le rat Wistar* (Doctoral dissertation).

B

Baccouri, O., Guerfel, M., Baccouri, B., Cerretani, L., Bendini, A., Lercker, G., ... & Miled, D. D. B. (2008). Chemical composition and oxidative stability of Tunisian monovarietal virgin olive oils with regard to fruit ripening. *Food chemistry*, 109(4), 743-754.

Baiano, A., Terracone, C., Gambacorta, G., & Notte, E. L. (2009). Changes in quality indices, phenolic content and antioxidant activity of flavored olive oils during storage. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 86(11), 1083.

Bakshi, G., Sensarma, P., & Pal, D. C. (1999). lexicon of medicinal plants in India. Naya Prokash.

Barbosa-Cánovas, G. V., & Vega-Mercado, H. (1996). *Dehydration of foods*. Springer Science & Business Media.

Barillet, S. (2007). *Toxicocinétique, toxicité chimique et radiologique de l'uranium chez le poisson zèbre (Danio rerio)* (Doctoral dissertation).

Benabid, H. (2009). Caractérisation de l'huile d'olive algérienne Apports des méthodes chimométriques. *INATAA. Université Mentouri De Constantine, Algérie*.

Benalia, S., Cubero, S., Prats-Montalbán, J. M., Bernardi, B., Zimbalatti, G., & Blasco, J. (2016). Computer vision for automatic quality inspection of dried figs (*Ficus carica L.*) in real-time. *Computers and electronics in agriculture*, 120, 17-25.

Bendini, A., Cerretani, L., Carrasco-Pancorbo, A., Gómez-Caravaca, A., Segura-Carretero, A., Fernández-Gutiérrez, A., & Lercker, G. (2007). Phenolic molecules in virgin olive oils: a survey of their sensory properties, health effects, antioxidant activity and analytical methods. An overview of the last decade Alessandra. *Molecules*, 12(8), 1679-1719.

- Benlemlih M. et Ghanam J. (2012).** Pouvoir antioxydant des polyphénols de l'huile d'olive. In: Polyphénols d'huile d'olive trésors santé. *Marco pietteur. France*, 74-75.
- Benrachou, N. (2013).** Etude des caractéristiques physicochimiques et de la composition biochimique d'huiles d'olive issues de trois cultivars de l'Est algérien. *Biochimie Appliquée. Université Badji Mokhtar Annaba*, 1-85.
- Bey, M. B., & Louaileche, H. (2015).** A comparative study of phytochemical profile and *in vitro* antioxidant activities of dark and light dried fig (*Ficus carica L.*) varieties. *The J. Phyto*, 4(1), 41-48.
- Bachir Bey, M., Richard, G., Meziant, L., Fauconnier, M. L., & Louaileche, H. (2017).** Effects of sun-drying on physicochemical characteristics, phenolic composition and *in vitro* antioxidant activity of dark fig varieties. *Journal of food processing and preservation*, 41(5), e13164.
- Boizot, N., & Charpentier, J. P. (2006).** Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. *Le Cahier des Techniques de l'INRA, In: Numéro spécial*, 79-82.
- Bonvehí Serra, J., Soliva Torrentó, M., & Centelles Lorente, E. (2001).** Evaluation of polyphenolic and flavonoid compounds in honeybee-collected pollen produced in Spain. *Journal of agricultural and food chemistry*, 49(4), 1848-1853.
- Boskou, D., Blekas, G., & Tsimidou, M. (2006).** Olive oil composition. In *Olive Oil. AOCS press*, 41-72.
- Bougandoura, N., & Bendimerad, N. (2013).** Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* ssp. *Nepeta (L.) Briq. Nature & Technology*, (9), 14.
- Bourgou, S., Ksouri, R., Bellila, A., Skandrani, I., Falleh, H., & Marzouk, B. (2008).** Phenolic composition and biological activities of Tunisian *Nigella sativa L.* shoots and roots. *Comptes Rendus Biologies*, 331(1), 48-55.
- Boulfane, S., Maata, N., Anouar, A., & Hilali, S. (2015).** Caractérisation physicochimique des huiles d'olive produites dans les huileries traditionnelles de la région de la Chaouia-Maroc. *Journal of Applied Biosciences*, 87(1), 8022-8029.
- Botondi, R., DeSantis, D., Bellincontro, A., Vizovitis, K., & Mencarelli, F. (2003).** Influence of ethylene inhibition by 1-methylcyclopropene on apricot quality, volatile production, and glycosidase activity of low- and high-aroma varieties of apricots. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(5), 1189-1200.
- Brenes, M., Hidalgo, F. J., García, A., Rios, J. J., García, P., Zamora, R., & Garrido, A. (2000).** Pinoresinol and 1-acetoxypinoresinol, two new phenolic compounds identified in olive oil. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 77(7), 715-720.
- Bruneton, J. (1999).** Pharmacognosie. *Phytochimie. Plantes médicinales, Paris, Ed. Tec-Doc.*

Bulotta, S., Celano, M., Lepore, S. M., Montalcini, T., Pujia, A., & Russo, D. (2014). Beneficial effects of the olive oil phenolic components oleuropein and hydroxytyrosol: focus on protection against cardiovascular and metabolic diseases. *Journal of translational medicine*, 12(1), 219.

C

Çalışkan, O., & Polat, A. A. (2011). Phytochemical and antioxidant properties of selected fig (*Ficus carica L.*) accessions from the eastern Mediterranean region of Turkey. *Scientia Horticulturae*, 128(4), 473-478.

Çalışkan, O., & Polat, A. A. (2012). Morphological diversity among fig (*Ficus carica L.*) accessions sampled from the Eastern Mediterranean Region of Turkey. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 36(2), 179-193.

Caponio, F., Gomes, T., Summo, C., & Pasqualone, A. (2003). Influence of the type of olive-crusher used on the quality of extra virgin olive oils. *European journal of lipid science and technology*, 105(5), 201-206.

Carranza-Concha, J. O. S. É., Benlloch, M., Camacho, M. M., & Martínez-Navarrete, N. (2012). Effects of drying and pretreatment on the nutritional and functional quality of raisins. *Food and Bioproducts Processing*, 90(2), 243-248.

Carrasco Pancorbo, A., Cruces-Blanco, C., Segura Carretero, A., & Fernández Gutiérrez, A. (2004). Sensitive determination of phenolic acids in extra-virgin olive oil by capillary zone electrophoresis. *Journal of agricultural and food chemistry*, 52(22), 6687-6693.

Chung, Y. C., Chang, C. T., Chao, W. W., Lin, C. F., & Chou, S. T. (2002). Antioxidative activity and safety of the 50 ethanolic extract from red bean fermented by *Bacillus subtilis* IMR-NK1. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(8), 2454-2458.

Chawla, A., Kaur, R., & Sharma, A. K. (2012). *Ficus carica* Linn.: A review on its pharmacognostic, phytochemical and pharmacological aspects. *International Journal of Pharmaceutical and Phytopharmacological Research*, 1(4), 215-232.

Conseil Oléicole International. (2015). Norme commerciale applicable aux huiles d'olive et aux huiles de Grignons d'olive. COI/T.15/NC n°3/R2V.8

Covas, M. I., de la Torre, K., Farré-Albaladejo, M., Kaikkonen, J., Fitó, M., López-Sabater, C., ... & de la Torre, R. (2006). Postprandial LDL phenolic content and LDL oxidation are modulated by olive oil phenolic compounds in humans. *Free Radical Biology and Medicine*, 40(4), 608-616.

Chemat, F., Rombaut, N., Sicaire, A. G., Meullemiestre, A., Fabiano-Tixier, A. S., & Abert-Vian, M. (2017). Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review. *Ultrasonics sonochemistry*, 34, 540-560.

D

Dai, J., & Mumper, R. J. (2010). Plant phenolics: extraction, analysis and their antioxidant and anticancer properties. *Molecules*, 15(10), 7313-7352.

De Faveri, D., Aliakbarian, B., Avogadro, M., Perego, P., & Converti, A. (2008). Improvement of olive oil phenolics content by means of enzyme formulations: Effect of different enzyme activities and levels. *Biochemical Engineering Journal*, 41(2), 149-156.

Delaveau, P. (1988). Polyphénols et tanins dans l'alimentation. *Cahiers de nutrition et de diététique*, 23(2), 137-139.

De Sousa, D. P. (2012). *Application of ultrasounds for transformation processes of agroalimentary products* (Doctoral dissertation, université d'Avignon).

Di Giovacchino, L., Harwood J L. et Aparicio R. 2000. Technological aspects. In handbook of olive oil - analysis and properties, *Aspen Publication*, 8342 :1633-7.

Dieng, S. I. M., Fall, A. D., Diatta-Badji, K., Sarr, A., Sene, M., Sene, M., ... & Bassene, E. (2017). Evaluation de l'activité antioxydante des extraits hydro-ethanoliques des feuilles et écorces de *Piliostigma thonningii* Schumach. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 11(2), 768-776.

Direction des services Agricoles de la wilaya de Jijel., 2019.

Doukani, K., & Tabak, S. (2015). Profil Physicochimique du fruit " Lendj" (*Arbutus unedo* L.). *Nature & Technology*, (12), 51.

Douzane, M., & Bellal, M. (2004). Etude des caractéristiques physico-chimiques des huiles de quelques variétés populations d'olive de la région de Bejaia. *Sciences & Technologie. C, Biotechnologies*, (22), 86-93.

Dudonne, S., Vitrac, X., Coutiere, P., Woillez, M., & Merillon, J. M. (2009). Comparative study of antioxidant properties and total phenolic content of 30 plant extracts of industrial interest using DPPH, ABTS, FRAP, SOD, and ORAC assays. *Journal of agricultural and food chemistry*, 57(5), 1768-1774.

E

Elbir, M., Amhoud, A., Houlali, I., Moubarik, A., Hasib, H., Jouad, A., & Mbarki, M. (2014). Caractérisation et classification des huiles d'olives monovariétales de deux régions au Maroc (Meknes-Tafilalet et Marrakech-Tensift-Al Haouz)[characterization and classification of monocultivar olive oils from two areas in Morocco (Meknes-Tafilale and Marrakech-Tansift-Al Haouz). *J. Mater Environ. Sci*, 5, 565-570.

El Bouzidi, S. (2002). Le figuier: histoire, rituel et symbolisme en Afrique du Nord. *Dialogues d'histoire ancienne*, 28(2), 103-120.

El Khaloui, M. (2010). Valorisation de la figue au Maroc. *Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA. Transf. Technol. Agric*, 186, 1-4.

F

(FAOSTAT, 2015). Food and Agricultural Organisation. (<http://www.faostat.Fao.Org>).

Ferradji, A., Chabour, H., & Malek, A. (2011). Séchage solaire des figues: Bilan thermique et isotherme de désorption. *Revue des Energies Renouvelables*, 14(4), 717-726.

Folly, P. (2000). *Catabolisme de la chlorophylle b* (Doctoral dissertation, Université de Fribourg).

Fouin, J., Sarfati, C., & Guillard, J. (2002). *Le guide des huiles d'olive*. Ed. du Rouergue.

Fraser, P. D., & Bramley, P. M. (2004). The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Progress in lipid research*, 43(3), 228-265.

G

Gambacorta, G., Faccia, M., Pati, S., Lamacchia, C., Baiano, A., & LA NOTTE, E. (2007). Changes in the chemical and sensorial profile of extra virgin olive oils flavored with herbs and spices during storage. *Journal of Food Lipids*, 14(2), 202-215.

Gautier, H., Diakou-Verdin, V., Bénard, C., Reich, M., Buret, M., Bourgaud, F., ... & Génard, M. (2008). How does tomato quality (sugar, acid, and nutritional quality) vary with ripening stage, temperature, and irradiance?. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(4), 1241-1250.

Gouveia, A. F., Duarte, C., Beirão da Costa, M. L., Bernardo-Gil, M. G., & Moldão-Martins, M. (2006). Oxidative stability of olive oil flavoured by *Capsicum frutescens* supercritical fluid extracts. *European journal of lipid science and technology*, 108(5), 421-428.

García-Villalba, R., Carrasco-Pancorbo, A., Oliveras-Ferraros, C., Vázquez-Martín, A., Menéndez, J. A., Segura-Carretero, A., & Fernández-Gutiérrez, A. (2010). Characterization and quantification of phenolic compounds of extra-virgin olive oils with anticancer properties by a rapid and resolute LC-ESI-TOF MS method. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 51(2), 416-429.

García-González, D. L., Viera, M., Tena, N., & Aparicio, R. (2007). Evaluation of the methods based on triglycerides and sterols for the detection of hazelnut oil in olive oil. *Grasas y Aceites*, 58(4), 344-350.

Gargouri, B., Ammar, S., Zribi, A., Mansour, A. B., & Bouaziz, M. (2013). Effect of growing region on quality characteristics and phenolic compounds of chemlali extra-virgin olive oils. *Acta physiologiae plantarum*, 35(9), 2801-2812.

Georgé, S., Brat, P., Alter, P., & Amiot, M. J. (2005). Rapid determination of polyphenols and vitamin C in plant-derived products. *Journal of Agricultural and food chemistry*, 53(5), 1370-1373.

Gimeno, E., Castellote, A. I., Lamuela-Raventós, R. M., De la Torre, M. C., & López-Sabater, M. C. (2002). The effects of harvest and extraction methods on the antioxidant content (phenolics, α -tocopherol, and β -carotene) in virgin olive oil. *Food Chemistry*, 78(2), 207-211.

Gorinstein, S., Martin-Belloso, O., Katrich, E., Lojek, A., Číž, M., Gligelmo-Miguel, N., ... & Trakhtenberg, S. (2003). Comparison of the contents of the main biochemical compounds and the antioxidant activity of some Spanish olive oils as determined by four different radical scavenging tests. *The Journal of nutritional biochemistry*, 14(3), 154-159.

Gozlekcı, S. (2011). Pomological traits of fig (*Ficus carica L.*) genotypes collected in the West Mediterranean region in Turkey. *JAPS, Journal of Animal and Plant Sciences*, 21(4), 646-652.

Guignard, J.L. 2000 .Biochimie végétal 2éme édition Dunod.

Guimarães, R., Barros, L., Barreira, J. C., Sousa, M. J., Carvalho, A. M., & Ferreira, I. C. (2010). Targeting excessive free radicals with peels and juices of citrus fruits: grapefruit, lemon, lime and orange. *Food and Chemical Toxicology*, 48(1), 99-106.

H

Hadi, M. (2004). *La quercétine et ses derives: molécules à caractère peroxydant ou thérapeutiques* (Doctoral dissertation, Thèse de doctorat. Université Louis Pasteur Strasbourg I).

Haesslein D. et Oreiller S. (2008). Fraîche ou séchée, la figue est dévoilée. Filière Nutrition et diététique. Haute école de santé Genève.

Harding, A. H., Wareham, N. J., Bingham, S. A., Khaw, K., Luben, R., Welch, A., & Forouhi, N. G. (2008). Plasma vitamin C level, fruit and vegetable consumption, and the risk of new-onset type 2 diabetes mellitus: the European prospective investigation of cancer–Norfolk prospective study. *Archives of internal medicine*, 168(14), 1493-1499.

Henry, S. (2003). *L'huile d'olive: son intérêt nutritionnel, ses utilisations en pharmacie et en cosmétique* (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré).

Hirschberg, J. (2001). Carotenoid biosynthesis in flowering plants. *Current opinion in plant biology*, 4(3), 210-218.

I

J

Jacob, F., & Monod, J. (1961). Genetic regulatory mechanisms in the synthesis of proteins. *Journal of molecular biology*, 3(3), 318-356.

Jacotot, B. (1993). *L'huile d'olive: de la gastronomie à la santé*. Artulen.

Jeddi, L. (2009). Valorisation des figues de Taounnate potentiel, mode et stratégies proposés. *Industrie Agricole et Alimentaires*, 14.

Jordán, M. J., Martínez, R. M., Goodner, K. L., Baldwin, E. A., & Sotomayor, J. A. (2006). Seasonal variation of *Thymus hyemalis* Lange and Spanish *Thymus vulgaris* L. essential oils composition. *Industrial crops and products*, 24(3), 253-263.

K

Kalantzakis, G., Blekas, G., Pegklidou, K., & Boskou, D. (2006). Stability and radical-scavenging activity of heated olive oil and other vegetable oils. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 108(4), 329-335.

Khadari, B., Lashermes, P., & Kjellberg, F. (1994). Identification variétale et ressources génétiques chez le figuier (*Ficus carica L.*): utilisation des marqueurs RAPD.

L

Laincer, F., Iaccarino, N., Amato, J., Pagano, B., Pagano, A., Tenore, G., ... & Ritieni, A. (2016). Characterization of monovarietal extra virgin olive oils from the province of Béjaïa (Algeria). *Food research international*, 89, 1123-1133.

Leroy, J. F. (1968). *Les fruits tropicaux et subtropicaux* (No. 237). Presses universitaires de France.

M

Manian, R., Anusuya, N., Siddhuraju, P., & Manian, S. (2008). The antioxidant activity and free radical scavenging potential of two different solvent extracts of *Camellia sinensis* (L.) O. Kuntz, *Ficus bengalensis* L. and *Ficus racemosa* L. *Food Chemistry*, 107(3), 1000-1007.

Matos, L. C., Cunha, S. C., Amaral, J. S., Pereira, J. A., Andrade, P. B., Seabra, R. M., & Oliveira, B. P. (2007). Chemometric characterization of three varietal olive oils (Cvs. Cobrançosa, Madural and Verdeal Transmontana) extracted from olives with different maturation indices. *Food chemistry*, 102(1), 406-414.

Mercury, M. G., Tschan, W., Kehoe, R., & Kuechler, A. (2007). The presence of depression and anxiety in Parkinson's disease. *Disease-a-month*, 5(53), 296-301.

M'Hiri, N. (2015). *Étude comparative de l'effet des méthodes d'extraction sur les phénols et l'activité antioxydante des extraits des écorces de l'orange «Maltaise demi sanguine» et exploration de l'effet inhibiteur de la corrosion de l'acier au carbone* (Doctoral dissertation, Université de Lorraine).

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

Minguez-Mosquera, M. I., Gandul-Rojas, B., Montaña-Asquerino, A., & Garrido-Fernández, J. (1991). Determination of chlorophylls and carotenoids by high-performance liquid chromatography during olive lactic fermentation. *Journal of Chromatography A*, 585(2), 259-266.

Murkovic, M., Lechner, S., Pietzka, A., Bratacos, M., & Katzogiannos, E. (2004). Analysis of minor components in olive oil. *Journal of biochemical and biophysical methods*, 61(1-2), 155-160.

N

Nacz, M., & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of pharmaceutical and biomedical analysis*, 41(5), 1523-1542.

Nakbi, A., Tayeb, W., Grissa, A., Issaoui, M., Dabbou, S., Chargui, I., ... & Hammami, M. (2010). Effects of olive oil and its fractions on oxidative stress and the liver's fatty acid composition in 2, 4-Dichlorophenoxyacetic acid-treated rats. *Nutrition & metabolism*, 7(1), 80.

Nevado, J. J. B., Peñalvo, G. C., Robledo, V. R., & Martínez, G. V. (2009). New CE–ESI-MS analytical method for the separation, identification and quantification of seven phenolic acids including three isomer compounds in virgin olive oil. *Talanta*, 79(5), 1238-1246.

Nkondjock, A., Shatenstein, B., Maisonneuve, P., & Ghadirian, P. (2003). Assessment of risk associated with specific fatty acids and colorectal cancer among French-Canadians in Montreal: a case-control study. *International journal of epidemiology*, 32(2), 200-209.

Nawaz, H., Shi, J., Mittal, G. S., & Kakuda, Y. (2006). Extraction of polyphenols from grape seeds and concentration by ultrafiltration. *Separation and Purification Technology*, 48(2), 176-181.

Noorali, M., Barzegar, M., & Sahari, M. A. (2014). Sterol and fatty acid compositions of olive oil as an indicator of cultivar and growing area. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 91(9), 1571-1581.

O

Ocakoglu, D., Tokatli, F., Ozen, B., & Korel, F. (2009). Distribution of simple phenols, phenolic acids and flavonoids in Turkish monovarietal extra virgin olive oils for two harvest years. *Food chemistry*, 113(2), 401-410.

Ollivier, D., Boubault, E., Pinatel, C., Souillol, S., Guérère, M., & Artaud, J. (2004). Analyse de la fraction phénolique des huiles d'olive vierges. In *Annales des falsifications, de l'expertise chimique et toxicologique* (Vol. 965, pp. 169-196).

Ouaini, N., Medawar, S., Daoud, R., Ouaini, R., Chebib, H., Rutledge, D., & Estephan, N. (2005). Etat actuel des huileries d'olive au Liban–Potentiel de production. *Mediterranean Journal of Economics, Agriculture and Environment*, 4, 31-35.

Ouaouich A et Chimi H .2007. Guide de production de l'huile d'olive. Ed: ONUD Vienne.

Ouchemoukh, S., Hachoud, S., Boudraham, H., Mokrani, A., & Louaileche, H. (2012). Antioxidant activities of some dried fruits consumed in Algeria. *LWT-Food Science and Technology*, 49(2), 329-332.

OUEDRHIRI, M., BENISMAIL, C., EL MOHTADI, F., & ACHKARI-BEGDOURI, A. (2017). Évaluation de la qualité de l'huile de pulpe d'olive vierge de la variété Picholine marocaine. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 5(2).

Oukabli, A. (2003). Le figuier un patrimoine génétique diversifié à exploiter. *Bulletin mensuel d'information et de liaison du PNTTA*, 106(4).

Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction. *The Japanese journal of nutrition and dietetics*, 44(6), 307-315.

Ozsoy, N., Can, A., Yanardag, R., & Akev, N. (2008). Antioxidant activity of Smilax excelsa L. leaf extracts. *Food Chemistry*, 110(3), 571-583.

P

- Padilla M., 2003.** Alimentation méditerranéenne et héritage. 2ème Conférence Méditerranéenne pour la Coopération Agricole. *La Lettre de veille du CIHEAM*.
- Peakall D.B., 1994.** Biomarkers : the way for ward in environmental assessment. *Toxicology and Ecotoxicology. News*, 1,55-60.
- Peñalvo, G. C., Robledo, V. R., Callado, C. S. C., Santander-Ortega, M. J., Castro-Vázquez, L., Lozano, M. V., & Arroyo-Jiménez, M. M. (2016).** Improving green enrichment of virgin olive oil by oregano. Effects on antioxidants. *Food chemistry*, 197, 509-515.
- Pérez-Jiménez, F., Ruano, J., Perez-Martinez, P., Lopez-Segura, F., & Lopez-Miranda, J. (2007).** The influence of olive oil on human health: not a question of fat alone. *Molecular nutrition & food research*, 51(10), 1199-1208.
- Perona, J. S., Alonso, A., Martínez-González, M. A., & Ruiz-Gutiérrez, V. (2010).** Virgin Olive Oil and Blood Pressure in Hypertensive Elderly Subjects. In *Olives and Olive Oil in Health and Disease Prevention* (pp. 807-812). Academic Press.
- Perron, N. R., & Brumaghim, J. L. (2009).** A review of the antioxidant mechanisms of polyphenol compounds related to iron binding. *Cell biochemistry and biophysics*, 53(2), 75-100.
- Phillips, M. A., León, P., Boronat, A., & Rodríguez-Concepción, M. (2008).** The plastidial MEP pathway: unified nomenclature and resources. *Trends in plant science*, 13(12), 619-623.
- Pietta, P., Gardana, C., & Pietta, A. (2003).** Flavonoids in herbs. *OXIDATIVE STRESS AND DISEASE*, 9, 43-70.
- Pinelli, P., Galardi, C., Mulinacci, N., Vincieri, F. F., Cimato, A., & Romani, A. (2003).** Minor polar compound and fatty acid analyses in monocultivar virgin olive oils from Tuscany. *Food Chemistry*, 80(3), 331-336.
- Piga, A., Pinna, I., Özer, K. B., Agabbio, M., & Aksoy, U. (2004).** Hot air dehydration of figs (*Ficus carica* L.): drying kinetics and quality loss. *International journal of food science & technology*, 39(7), 793-799.

Q

R

- Reboredo-Rodríguez, P., Figueiredo-González, M., González-Barreiro, C., Simal-Gándara, J., Salvador, M. D., Cancho-Grande, B., & Fregapane, G. (2017).** State of the art on functional virgin olive oils enriched with bioactive compounds and their properties. *International journal of molecular sciences*, 18(3), 668.
- Rice-Evans, C. A., & Packer, L. (Eds.). (2003).** *Flavonoids in health and disease*. CRC Press.

Ricciutelli, M., Marconi, S., Boarelli, M. C., Caprioli, G., Sagratini, G., Ballini, R., & Fiorini, D. (2017). Olive oil polyphenols: A quantitative method by high-performance liquid-chromatography-diode-array detection for their determination and the assessment of the related health claim. *Journal of Chromatography A*, 1481, 53-63.

Ribeiro, S. M. R., Barbosa, L. C. A., Queiroz, J. H., Knödler, M., & Schieber, A. (2008). Phenolic compounds and antioxidant capacity of Brazilian mango (*Mangifera indica* L.) varieties. *Food chemistry*, 110(3), 620-626.

Rombaut, N., Tixier, A. S., Bily, A., & Chemat, F. (2014). Green extraction processes of natural products as tools for biorefinery. *Biofuels, Bioproducts and Biorefining*, 8(4), 530-544.

Rubió, L., Valls, R. M., Macià, A., Pedret, A., Giralt, M., Romero, M. P., ... & Motilva, M. J. (2012). Impact of olive oil phenolic concentration on human plasmatic phenolic metabolites. *Food chemistry*, 135(4), 2922-2929.

Ryane D., Robards K et Lavee S .1998. Evaluation de la qualité de l'huile d'olive. *Olivae* n°72.

S

Salvador, M. D., Aranda, F., Gomez-Alonson, A., & Fregapane, G. (2000). Quality characteristics of Cornicabra virgin olive oil. *Quality characteristics of Cornicabra virgin olive oil. EEC*, 656, 19.

Samaniego-Sánchez, C., Quesada-Granados, J. J., de la Serrana, H. L. G., & López-Martínez, M. C. (2010). β -Carotene, squalene and waxes determined by chromatographic method in picual extra virgin olive oil obtained by a new cold extraction system. *Journal of food composition and analysis*, 23(7), 671-676.

Saraoui N .2006. Marché mondiale des produits oléicoles .agriculture et développement : revue de vulgarisation et de communication.

Sébastien Veillet. (2010). *Enrichissement nutritionnel de l'huile d'olive: Entre Tradition et Innovation* (Doctoral dissertation, Université d'Avignon des pays de Vaucluse).

Servili, M., Selvaggini, R., Esposito, S., Taticchi, A., Montedoro, G., & Morozzi, G. (2004). Health and sensory properties of virgin olive oil hydrophilic phenols: agronomic and technological aspects of production that affect their occurrence in the oil. *Journal of Chromatography A*, 1054(1-2), 113-127.

Servili, M., & Montedoro, G. (2002). Contribution of phenolic compounds to virgin olive oil quality. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 104(9-10), 602-613.

Severin, I., Dumont, C., Jondeau-Cabaton, A., Graillot, V., & Chagnon, M. C. (2010). Genotoxic activities of the food contaminant 5-hydroxymethylfurfural using different in vitro bioassays. *Toxicology Letters*, 192(2), 189-194.

Shahidi, F., & Naczk, M. (2004). Biosynthesis, classification, and nomenclature of phenolics in food and nutraceuticals. *Phenolics in food and nutraceuticals*, 1-16.

Shklar, G., & Oh, S. K. (2000). Experimental Basis for Cancer Prevention by Vitamin E. *Cancer investigation*, 18(3), 214-222.

Simsek, M., & Yildirim, H. (2010). Fruit characteristics of the selected fig genotypes. *African Journal of Biotechnology*, 9(37), 6056-6060.

Slatnar, A., Klancar, U., Stampar, F., & Veberic, R. (2011). Effect of drying of figs (*Ficus carica* L.) on the contents of sugars, organic acids, and phenolic compounds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(21), 11696-11702.

Sousa, A., Casal, S., Malheiro, R., Lamas, H., Bento, A., & Pereira, J. A. (2015). Aromatized olive oils: Influence of flavouring in quality, composition, stability, antioxidants, and antiradical potential. *LWT-Food Science and Technology*, 60(1), 22-28.

Solomon, A., Golubowicz, S., Yablowicz, Z., Grossman, S., Bergman, M., Gottlieb, H. E., ... & Flaishman, M. A. (2006). Antioxidant activities and anthocyanin content of fresh fruits of common fig (*Ficus carica* L.). *Journal of agricultural and food chemistry*, 54(20), 7717-7723.

Steyn W.J. 2009. Prevalence and Functions of Anthocyanins in Fruits. Chapitre 4. In: Gould K. et al., Anthocyanins. *Springer Sciences Media*, 85-105.

Su, Q., Rowley, K. G., Itsiopoulos, C., & O'Dea, K. (2002). Identification and quantitation of major carotenoids in selected components of the Mediterranean diet: green leafy vegetables, figs and olive oil. *European journal of clinical nutrition*, 56(11), 1149.

T

Taepavarapruk, P., & Song, C. (2010). Reductions of acetylcholine release and nerve growth factor expression are correlated with memory impairment induced by interleukin-1 β administrations: effects of omega-3 fatty acid EPA treatment. *Journal of neurochemistry*, 112(4), 1054-1064.

Tanaka, Y., Sasaki, N., & Ohmiya, A. (2008). Biosynthesis of plant pigments: anthocyanins, betalains and carotenoids. *The Plant Journal*, 54(4), 733-749.

Tanouti, K., Serghini-Caid, H., Chaieb, E., Benali, A., Harkous, M., & Elamrani, A. (2011). Amélioration qualitative d'huiles d'olive produites dans le Maroc oriental. *Les technologies de laboratoire*, 6(22).

U

V

Valasco J. and Dobragane C. (2002). Oxidative stability of vergine olive oil. *European Journal of Lipids and Science Technology*, 104:661-676.

Vallejo, F., Marín, J. G., & Tomás-Barberán, F. A. (2012). Phenolic compound content of fresh and dried figs (*Ficus carica* L.). *Food Chemistry*, 130(3), 485-492.

Veillet, S., Tomao, V., & Chemat, F. (2010). Ultrasound assisted maceration: An original procedure for direct aromatisation of olive oil with basil. *Food Chemistry*, 123(3), 905-911.

Veillet, S. (2010). Enrichissement nutritionnel de l'huile d'olive: entre tradition et innovation (Doctoral dissertation, Université d'Avignon).

Vierhuis, E., Servili, M., Baldioli, M., Schols, H. A., Voragen, A. G., & Montedoro, G. (2001). Effect of enzyme treatment during mechanical extraction of olive oil on phenolic compounds and polysaccharides. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49(3), 1218-1223.

Vinson, J. A., Zubik, L., Bose, P., Samman, N., & Proch, J. (2005). Dried fruits: excellent in vitro and in vivo antioxidants. *Journal of the American College of Nutrition*, 24(1), 44-50.

Visioli, F., Davalos, A., López de las Hazas, M. C., Crespo, M. C., & Tomé-Carneiro, J. (2019). An overview of the pharmacology of olive oil and its active ingredients. *British journal of pharmacology*.

Vossen, P. (2005). Olive oil production .Olive production manual. Olive production manual, L. (Eds.). University of California. *Agriculture and Natural Resources*. USA.Publication, 3353, 157-173.

W

Waheed, S., & Siddique, N. (2009). Evaluation of dietary status with respect to trace element intake from dry fruits consumed in Pakistan: a study using instrumental neutron activation analysis. *International journal of food sciences and nutrition*, 60(4), 333-343.

Woodland, D. W. (1997). *Contemporary plant systematics* (No. 581 W6).

Wrolstad, R. E. (2004). Anthocyanin pigments—Bioactivity and coloring properties. *Journal of Food Science*, 69(5), C419-C425.

X

Xanthopoulos, G., Yanniotis, S., & Lambrinos, G. R. (2010). Study of the drying behaviour in peeled and unpeeled whole figs. *Journal of Food Engineering*, 97(3), 419-424.

Y

Yang, D. P., Kong, D. X., & Zhang, H. Y. (2007). Multiple pharmacological effects of olive oil phenols. *Food Chemistry*, 104(3), 1269-1271.

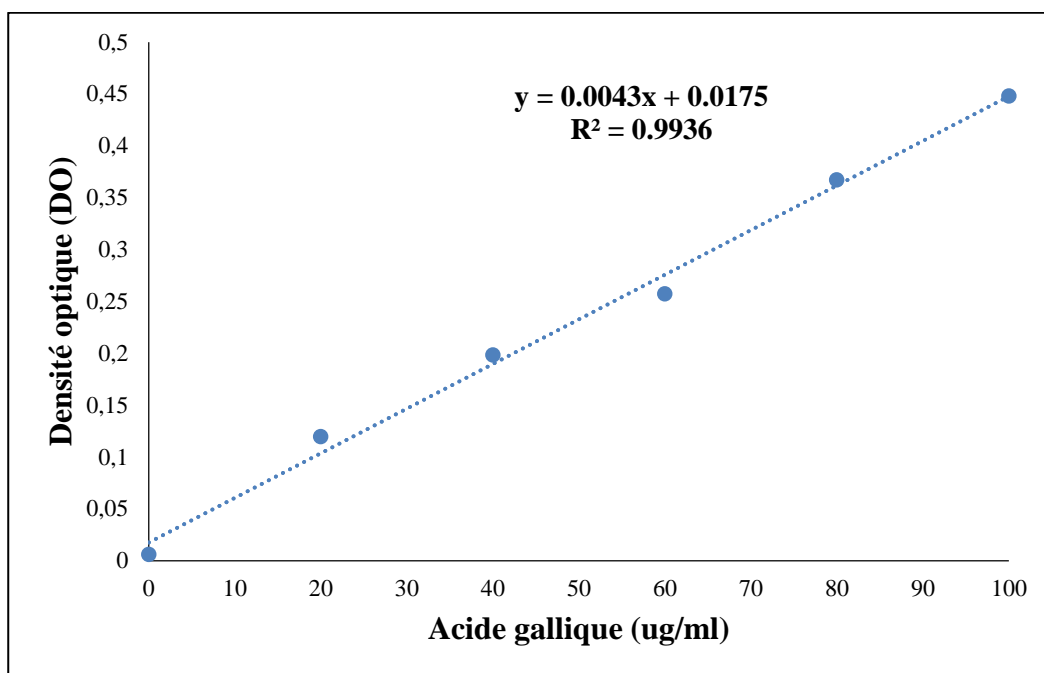
Yangui, T., Dhouib, A., Rhouma, A., & Sayadi, S. (2009). Potential of hydroxytyrosol-rich composition from olive mill wastewater as a natural disinfectant and its effect on seeds vigour response. *Food chemistry*, 117(1), 1-8.

Z

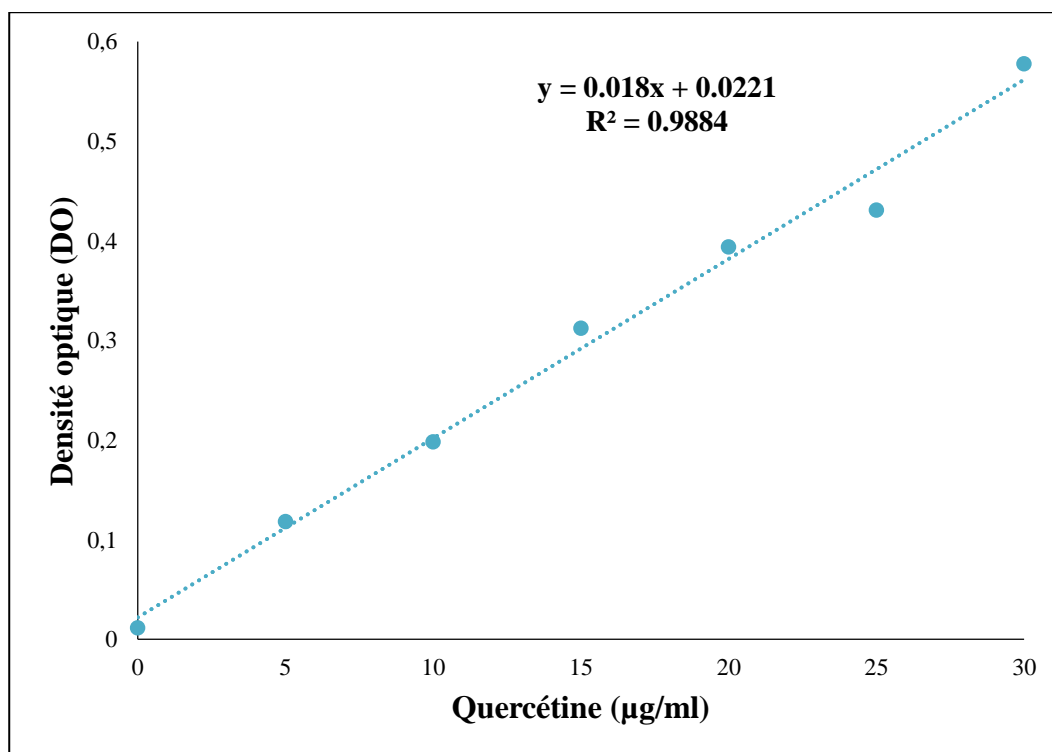
Zaghdoudi, K. (2015). *Optimisation de l'extraction des caroténoïdes à partir du persimmon (*Diospyros kaki L.*), de l'abricot (*Prunus armeniaca L.*) et de la pêche (*Prunus persica L.*): étude photophysique en vue d'une application en thérapie photodynamique (PDT)* (Doctoral dissertation).

ANNEXES

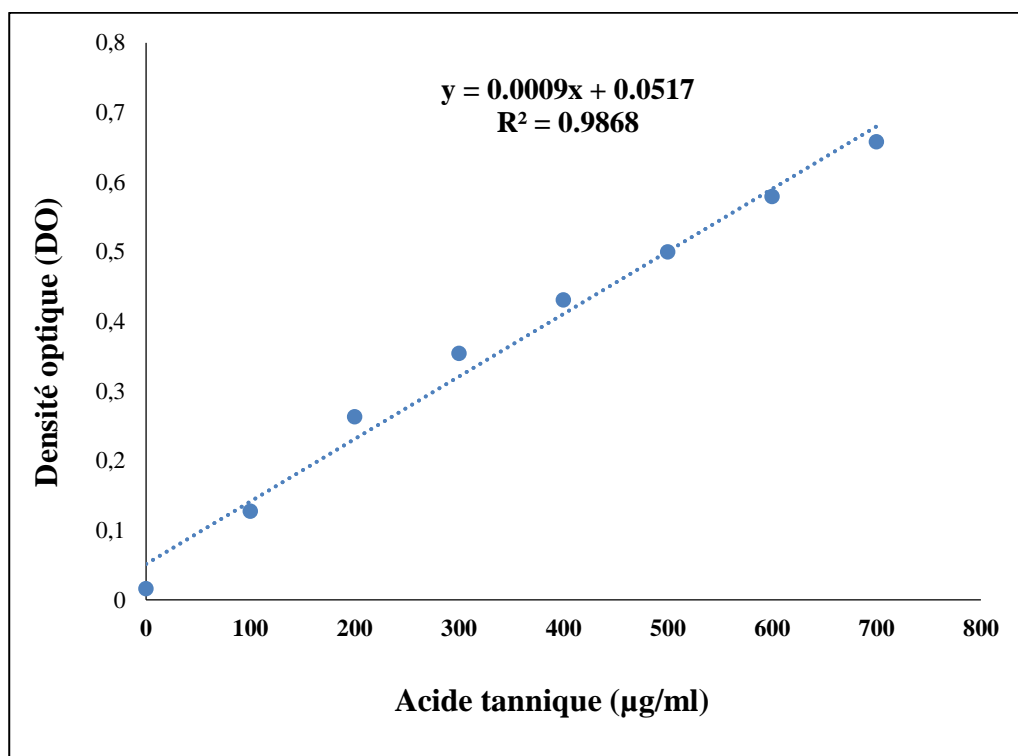




Annexe 1 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique $\lambda=760$ nm (la moyenne de trois essais).



Annexe 2 : Courbe d'étalonnage de la quercétine $\lambda=430$ nm (la moyenne de trois essais).



Annexe3 : Courbe d'étalonnage de l'acide tannique $\lambda=670$ nm (la moyenne de trois essais).

Résumé

L'enrichissement de l'huile d'olive par la figue sèche est une recette traditionnelle, utilisée depuis des temps reculés par nos aïeux pour ses vertus thérapeutiques et nutritionnelles. Cette étude est une évaluation de l'activité antioxydante d'une huile d'olive enrichie par les figes sèches. L'analyse biochimique de la figue sèche a révélé qu'elle est riche en composés bioactifs (polyphénols totaux ; flavonoïdes et caroténoïdes). Le pouvoir réducteur de l'extrait de la figue sèche a augmenté avec l'augmentation de la concentration de cette extrait avec un effet dose/dépendant. Les extraits ont inhibé aussi significativement le radical DPPH[•] de manière dose/dépendante. D'une autre part les résultats ont montré des concentrations appréciables en antioxydants chez les huiles d'olive enrichies étudiées, ceux qui leur ont conféré, ainsi, une bonne stabilité contre l'oxydation. L'incorporation des figes sèches dans l'huile d'olive a relativement aidé à améliorer sa composition en molécules bioactifs. Les huiles d'olive enrichies ont présenté une activité anti-radicalaire vis-à-vis du radical DPPH[•] et un pouvoir réducteur plus important que l'huile d'olive vierge. Une corrélation positive était notée entre le pourcentage d'inhibition du radical DPPH[•] avec les teneurs en polyphénols et en flavonoïdes des huiles d'olive enrichies.

Mots clés: huile d'olive, figue sèche, enrichissement, polyphénols, flavonoïdes, caroténoïdes, DPPH, pouvoir réducteur, antioxydants.

Abstract

The enrichment of olive oil by dried fig is a traditional recipe, used since time gone by our ancestors for its therapeutic and nutritional virtues. This study is an evaluation of the antioxidant activity of an olive oil enriched with dried figs. The biochemical analysis of the dried fig has revealed that it is rich in bioactive compounds (total polyphenols, flavonoids and carotenoids). The reducing power of the extract of the dried fig increased with the increase of the concentration of this extract with a dose / dependent effect. The extracts also significantly inhibited the DPPH[•] radical in a dose / dependent manner. The results showed appreciable concentrations of antioxidants in the enriched olive oils studied, which gave them a good stability against oxidation. The incorporation of dried figs in olive oil has relatively helped to improve its composition in bioactive molecules. The enriched olive oils exhibited an anti-radical activity towards the radical DPPH[•] and a Reducer more important than virgin olive oil. A positive correlation was noted between the percent inhibition of the DPPH[•] radical with the polyphenol and flavonoid contents of the enriched olive oils.

Key words: olive oil, dried fig, enrichment, polyphenols, flavonoids, carotenoids, DPPH, reducing power, antioxidants.

ملخص

بعد إثراء زيت الزيتون بواسطة التين المجفف وصفة تقليدية ، تستخدم منذ القدم من قبل أسلافنا لفضائلها العلاجية والتغذوية. هذه الدراسة عبارة عن تقييم لنشاط مضادات الأكسدة في زيت الزيتون المخصب بالتين المجفف. كشف التحليل الكيميائي الحيوي للتين المجفف أنه غني بالمركبات النشطة بيولوجياً (المركبات الفينولية والفلافونويد والكاروتينات). زادت قوة الإرجاع لمستخلص التين المجفف مع زيادة تركيز المستخلص مع تأثير يعتمد على الجرعة، كما أن هذه المستخلصات تثبط أيضاً بشكل كبير الجذر DPPH[•] بطريقة تعتمد على الجرعة. من ناحية أخرى ، أظهرت النتائج تركيزات ملحوظة من مضادات الأكسدة في زيوت الزيتون المخصبة التي تمت دراستها ، مما أعطاها ثباتاً جيداً ضد الأكسدة. ساعد إدراج التين المجفف في زيت الزيتون على تحسين تركيبها من الجزيئات النشطة بيولوجياً. أظهرت زيوت الزيتون المخصبة نشاطاً مضاداً للأكسدة فيما يتعلق بجذر DPPH[•] و قدرة إرجاع أكبر من زيت الزيتون البكر. ولوحظ وجود علاقة إيجابية بين تثبيط النسبة المئوية لراديكال DPPH مع محتويات البوليفينول والفلافونويد في زيوت الزيتون المخصبة.

الكلمات المفتاحية : زيت الزيتون ، التين المجفف ، التخصيب ، البوليفينول ، الفلافونويد ، الكاروتينات ، DPPH ، قوة الإرجاع ، مضادات الأكسدة.