

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A MIRA – Bejaia

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie Physico-chimique
Filière : Sciences biologiques
Option : Biochimie appliquée



Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Evaluation de l'activité antioxydante des
métabolites de graines de *Pistacia lentiscus*
pour des applications en industrie
agroalimentaire**

Réalisé par :

M^{lle} Mahdi Hassina et M^{lle} Benidir Lydia

Devant le jury :

M^{me} Benaïda Epse Debbache N MCA Promotrice

M^{me} Boudjou S MCB Présidente

M^{me} Benloukil M MAA Examinatrice

Année Universitaire : 2020 / 2021

Dédicace

A l'aide d'Allah, le tout puissant, j'ai pu réaliser ce travail que je dédie :

- ❖ *A mes très chers parents pour leur amour, leur soutien, leurs encouragements pour tout ce qu'ils m'ont apporté et les valeurs qu'ils m'ont enseignées Je ne vous remercierai jamais assez Et surtout pour vous Maman, vous êtes et vous restez ma meilleure amie que dieu vous procure bonheur, santé et longue vie que ce travail soit pour vous un motif de fierté et de satisfaction Vous êtes les êtres les plus chers à mon cœur Je vous aime énormément Maman et Papa*
- ❖ *A mon adorable sœur Sabrina, ma confidente, ma meilleure amie, que tous tes rêves soit réalisés avec pleins de succès inshallah*
 - ❖ *A mon chère frère Bihmane je te souhaite beaucoup de bonheur et de succès*
- ❖ *A mon ange, ma petite sœur Safia qui a fait mon sourire et mon bonheur tout au long de ce parcours*
- ❖ *A la mémoire de ma grand-mère Mnana et mon grand-père Boualem qui auraient tant aimé assister à cet exploit Que Dieu les accueille en son vaste paradis*
- ❖ *A mon fiancé Hamza qui a toujours été présent dans les moments importants de ma vie et a toute sa famille*
- ❖ *A Mr Samir BENAIDA et sa femme, qui n'ont jamais su me refuser leur aide à chaque fois que je les ai sollicités*
- ❖ *A mes tantes, oncles, cousins et cousines et à toute la famille MAHDI et IKHLEF*
- ❖ *A mes collègues et mes amies pour les sympathiques moments qu'on a passé ensemble et surtout à mon binôme et amie Lydia BENIDIR avec laquelle j'ai pris beaucoup de plaisir à travailler Nous avons formé une belle équipe, je te remercie donc pour tout ce que tu m'as apporté au cours de cette année partagée*
- ❖ *A toute la promotion Biochimie appliquée 2020/2021 et A tous le personnel de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et surtout à tous les enseignants qui ont participé à la réalisation de toutes mes études*

Hassina

Dédicace

Je dédie cet évènement marquant de ma vie :

- ❖ *A mon cher père Djamel, qui a été mon ombre durant toutes les années d'études, qui a veillé à m'assister, à m'entourer et qui a été toujours à ma disposition*
- ❖ *A ma chère mère Hassiba, qui m'a soutenu et encouragé tout au long de mon parcours qu'elle trouve ici le témoignage de ma profonde reconnaissance*
- ❖ *A ma sœur Kamila et mon frère Kamel Eddine qui n'ont pas cessés de me conseiller appuyer et soutenir tout au long de mes études que dieu les protège et leurs offre la paix et le bonheur*
- ❖ *A ma grand-mère, mes oncles et mes tantes que dieu leur donne une longue et joyeuse vie*
- ❖ *A mes cousines, cousins et à ceux qui me donnent de l'amour propre et de la vivacité*
- ❖ *A tous mes amis qui m'ont toujours encouragé, et à qui je souhaite plus de succès : Wissem, Salah, Hassina, Nazim, Marina, Yacine, Toufik, Sarah, Mannar, Imene, Nesrine et Dyhia*
- ❖ *A mes camarades de promotion Biochimie appliquée 2020/2021 sans exception et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail*
- ❖ *A la mémoire de mes grand parents Taher, Allaoua et ma grand-mère Sghira que j'aurai tant aimé partager la joie de ma réussite avec eux*
- ❖ *Sans oublier mon binôme Hassina MAHDI pour son sérieux abnégation, sa patience et sa disposition total pour mener à ce bénéfique et précieux projet*

Lydia BENIDIR

Remerciements

Louange à Dieu le Tout Puissant de nous avoir donné le courage et la patience de réaliser ce travail

Nous tenons à remercier chaleureusement et très particulièrement notre promotrice Mme DEBBACHE N, pour son aide, ses conseils, son orientation et sa grande disponibilité à toute épreuve Qu'elle sache que ses qualités humaines exceptionnelles et sa rigueur scientifique ne nous ont pas laissées indifférentes Qu'elle trouve ici l'expression de notre haute gratitude

Nous tenons aussi à exprimer notre reconnaissance au Pr ATMANI D pour nous avoir accueillies dans son laboratoire On remercie également toute l'équipe du laboratoire génétique surtout Melles Tebi Sarah pour sa gentillesse et son aide précieuse, nous ont permis de mener à bien ce travail

Nous tenons à remercier également toute l'équipe CEVITAL spécialement Mr HADJAL S, pour nous avoir acceptées au sein du laboratoire de recherche et développement (R&D) Il a fait preuve d'une gentillesse et d'une patience très appréciables On remercie également tous les membres de son laboratoire pour l'accueil qu'ils nous ont réservé

On remercie tout particulièrement Mr Khellaf ALIANE

Nous remercions les membres de jury, d'avoir accepté d'évaluer ce mémoire : Mme BOUDJOU S qui nous a fait l'honneur d'avoir accepté la présidence du jury de ce mémoire ainsi que, Mme BENLOUKILM d'avoir accepté d'examiner ce travail, qu'elles trouvent ici toute l'expression de notre profonde reconnaissance et notre respect

On ne saura oublier Monsieur Samir BENAIDA et sa femme, ils n'ont jamais su nous refuser leur aide à chaque fois qu'on les a sollicités

Enfin, nos remerciements s'adressent à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail

Hassina et Lydia

Table des matières

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction générale1

Partie I : Synthèse bibliographique

I.1 *Pistacia lentiscus*2

I.1.1 Description et répartition2

I.1.2 Classification botanique2

I.1.3 Propriétés et usages thérapeutiques3

I.1.4 Etudes antérieures3

I.2 Les molécules bioactives des plantes médicinales4

I.2.1 Les métabolites primaires4

a) Les glucides et polysaccharides4

b) Les acides gras5

c) Les protéines5

I.2.2 Les métabolites secondaires6

a) Les composés phénoliques6

b) Les alcaloïdes8

c) Les terpènes8

I.3 Activités biologiques9

I.3.1 Activité antioxydante9

I.3.2 Activité anti-inflammatoire10

Partie II : Partie expérimentale

I.I.1 Matériels et méthodes.....	11
I.I.2 Résultats et discussion.....	19
Conclusion et perspectives.....	28
Références bibliographiques.....	30
Résumé	

Liste des tableaux

Tableau I : Classification de <i>Pistacia lentiscus</i>	3
Tableau II : Quelques exemples de glucides et leurs effets thérapeutiques	5
Tableau III : Les différents appareils et produits chimiques utilisés	11
Tableau IV : Stabilité oxydative de l'huile de soja incorporé de l'huile fixe de <i>Pistacia lentiscus</i> évaluée par le test Rancimat	26

Liste des figures

Figure 1 : Feuilles et fruits de <i>Pistacia lentiscus</i>	2
Figure 2 : Structure de l'acide hydroxycinnamique.....	6
Figure 3 : Structure de base des flavonoïdes.....	7
Figure 4 : La structure d'un alcaloïde	8
Figure 5 : Unité de base de l'isoprène.....	8
Figure 6 : Système d'extraction au Soxhlet.....	13
Figure 7 : Equipement Rancimat-Metrohm modèle 873.....	18
Figure 8 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique	19
Figure 9 : Courbe d'étalonnage du glucose.....	20
Figure 10 : Courbe d'étalonnage du BSA	21
Figure 11 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.....	22
Figure 12 : Effet scavanger contre le H ₂ O ₂ des extraits de graines noires de <i>Pistacia lentiscus</i>	23
Figure 13 : Activité de piégeage du radical d'ABTS par l'extrait des graines noires de <i>Pistacia lentiscus</i>	24
Figure 14 : Le pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration sur l'activité anti-inflammatoire de l'extrait polysaccharidique de graines noires de <i>Pistacia lentiscus</i>	25

Liste des abréviations

AA : Acide amine

ABTS : radical 2,2-azinobis-éthylbenzothiazoline-6-sulphonate

AG : Acide gallique

Cu⁺⁺ : ion cuivrique

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle

EAG : Equivalents d'acide gallique

Fe⁺⁺ : ion ferreux

GPNEP : Graines noires de *pistacia* éther de pétrole

IC50 : Concentration inhibitrice 50 %

IL-6 : Interleukine 6

LPS : Lipopolysaccharides

MPO: Myéloperoxydase

MDA: Malondialdéhyde

NADH : Nicotinamide adénine dinucléotide réduit

NaOH : hydroxyde de sodium

ONOO⁻ : Peroxynitrite

NO: Monoxyde d'azote

OH : Radical hydroxyle

PBS : Phosphate buffer salin (tampon phosphate)

Ppm : Partie par million

SDS: Sodium dodecyl sulfate

TBARS : Thiobarbituric acid reactive substances

TNF- α : Tumor Necrosis Factor- α

TBA: Thiobarbituric acid

TBA: Thiobarbituric acid

XO: Xanthine oxydase

Introduction générale

Depuis des milliers d'années, l'Homme a eu recours aux plantes pour se soigner (Boullard, 2001), ce qui a accumulé avec le temps une ancienne pratique appelée la médecine traditionnelle (Houdret, 2004) qui constitue aujourd'hui une banque de données précieuse sur les plantes médicinales.

Les plantes médicinales constituent une source infinie de substances pharmacologiquement actives qui agissent d'une manière spécifique dans le traitement de nombreuses maladies (Mekhaldi *et al.*, 2014). D'après les estimations de l'organisation mondiale de la santé (OMS), les molécules bioactives représentent environ 70% des matériaux de base des produits pharmaceutiques modernes. D'ailleurs, Plus de 10000 espèces végétales sont utilisées par les scientifiques sur le plan thérapeutique et de nombreux médicaments sont synthétisés à partir de leurs principes actifs. (Lucienne, 2010).

Aujourd'hui, la science reconnaît et confirme différentes propriétés des plantes et de leurs constituants actifs qui sont utilisés dans plusieurs domaines tels que : l'industrie pharmaceutique, cosmétique, parfumerie, agroalimentaire.

Dans le cadre de la valorisation des plantes médicinales nous nous sommes intéressées à la plante *Pistacia Lentiscus* qui appartient à la famille des Anacardiaceae, le choix de cette plante comme support d'étude est basé sur son intérêt en tant que source de composés bioactifs qui agissent directement sur l'organisme. Elle est utilisée en médecine traditionnelle pour soigner diverses pathologies, pour cela elle est très importante pour les recherches pharmacologiques et l'élaboration des médicaments.

Ce travail est scindé en deux parties. La première partie est consacrée à une synthèse bibliographique qui regroupe une présentation de *pistacia lentiscus*, des généralités sur les molécules bioactives d'origine végétale, et les activités biologiques. La seconde partie est expérimentale qui présente la méthodologie utilisée pour l'extraction et la réalisation des analyses phyto-chimiques et l'évaluation de l'activité anti-péroxydation lipidique et antioxydante de la plante sélectionnée. Dans un second temps, les résultats obtenus seront discutés et le rapport est achevé par une conclusion et des perspectives.

Partie I :
Synthèse bibliographique

I.1. *Pistacia lentiscus*

I.1.1. Description et répartition

Le lentisque, est un arbrisseau à feuilles persistantes thermophiles et dioïques de la famille des Anacardiacees (Al-Saghir *et al.*, 2012). C'est un arbuste qui peut atteindre une hauteur de 3m, et produit des graines rouges globulaires qui deviennent noires en mûrissant (Iserin *et al.*, 2001 ; Bozorgi *et al.*, 2013 ; Liorens Molina *et al.*, 2015). Elle est originaire du bassin méditerranéen avec une large répartition géographique (Margaris, 1981), qui s'étale du Maroc et de l'Ibérie à l'ouest, le sud de la France, et la Turquie, jusqu'à l'Irak et de l'Iran à l'est (Zohary, 1952).



Figure 1 : Feuilles et fruits de *Pistacia lentiscus*. (Belhadj, 2000)

I.1.2. Classification botanique :

D'après Linné, (1753), la position des lentisques dans la systématique du règne végétal est donnée par l'arbre phylogénique représenté dans le tableau suivant :

Tableau I : Classification de *Pistacia lentiscus*.

Régne	Végétale
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédone
Ordre	Sapindales
Famille	Anacardiaceae
Genre	<i>Pistacia</i>
Espèce	<i>Pistacia lentiscus</i>

I.1.3. Propriété et usage thérapeutique :

Pistacia lentiscus L., a été utilisée en médecine depuis le temps des anciens Grec, pour le traitement de plusieurs maladies telles que l'eczéma, la paralysie, les infections de la gorge, les calculs rénaux, la jaunisse et l'asthme. Plusieurs effet thérapeutiques ont été attribués à cette plante, à savoir antipyrétique, antioxydant, antiathérogène, antihépatotoxique, antimicrobien et une activité antiproliférative dans le cancer du côlon (Davidson, 1949; Tanker and Tanker, 1990; Balan *et al.*, 2005, 2007; Angeliki *et al.*, 2007; Atmani *et al.*, 2009).

I.1.4. Etudes antérieurs :

L'étude menée par Dellai *et al.*, (2013), a évalué l'activité pharmacologique des extraits de feuilles de *Pistacia lentiscus*, les auteurs ont montré le potentiel anti-inflammatoire et anti-ulcérogène de cette plante. Janakat et Al-Merie (2002) ont signalé l'efficacité de l'extrait aqueux des feuilles de *Pistacia lentiscus* dans le traitement de l'ictère hépatique chez les rats et probablement chez l'homme. De plus, Zitouni et ses collaborateurs (2016) ont prouvé aussi que les extraits de feuilles, de tiges et de racines ont révélé une puissante activité antioxydante.

Magiatis et ses collaborateurs (1999) ont démontré que les huiles essentielles de la résine de *pistacia lentiscus* sont très actives contre les bactéries et les mycètes, contrairement à celles des feuilles.

I.2. Les molécules bioactives des plantes médicinales

Les plantes médicinales sont une source intéressante de nombreux métabolites largement exploitée dans les industries agroalimentaire, cosmétique et pharmaceutique. Parmi ces métabolites, on cite essentiellement les métabolites primaires et secondaires.

I.2.1. Les métabolites primaires

Les métabolites primaires sont nécessaires à la survie de la plante, on distingue : les glucides, lipides, protéines, minéraux et oligo-éléments. Cependant, certains produits du métabolisme primaire sont utilisés en thérapeutique comme les polysaccharides et les acides gras essentiels (Morel, 2017).

a) Les Glucides et polysaccharides

Sont des composés organiques carbonylés polyhydroxylés, qui exercent plusieurs rôles différents chez les végétaux, en participant à la structure de l'organisme ou des réserves énergétiques (Bruneton, 2009). Les oses simples comme le glucose, le fructose, ou le galactose, et les polysaccharides qui sont composés de plusieurs oses identiques ou différents ont été identifiés dans les plantes (Vorwerk, 2004). Ces derniers appelés les hétérosides qui résultent de l'association d'un glucide et d'un corps non sucré appelé génine ou aglycone (Rivolier, 1982).

Les glucides sont capables de former des gels hydrophiles utilisés de différentes manières en pharmacie, quelque exemples sont cités dans le tableau suivant :

Tableau II : Quelques exemples de glucides et leurs effets thérapeutiques.

Sucre	Effet thérapeutique	Référence
Les alginates des laminaires	traiter les reflux gastro-œsophagiens, gastrite et ulcère gastrique	Dettmar, 2007
Les mucilages de <i>Malva sylvestris</i>	hydratants et adoucissants	Goetz, 2007
Le galactomannane de la caroube	Propriétés épaississantes et constipantes	Duhamel, 2002
Les polysaccharides	Sont des prébiotiques qui permettent un bon développement du microbiote intestinal	Sonnenburg, 2010

b) Les acides gras

Les acides gras sont des molécules hydrophobes et parfois amphiphiles (Bergeron, 2012) apolaires et non volatiles dans le cas des huiles fixes, contrairement aux huiles essentielles (Bruneton, 2009). Ils sont retrouvés au niveau de la paroi cellulaire végétale comme composant majeur, et dans de nombreux tissus de réserve (Hopkins, 2003).

Les acides gras sont divisés en trois catégories : les saturés, monoinsaturés et polyinsaturés. Ces derniers sont appelés acides gras essentiels car ils ne sont pas synthétisés par l'homme. En effet, Les végétaux permettent l'apport via l'alimentation, des deux précurseurs de la majorité des acides gras polyinsaturés : l'acide linoléique et l'acide alphalinoléique (Morin, 2012).

c) Les protéines

Les protéines sont des macromolécules formées par succession d'une chaîne de plusieurs acides aminés reliés entre eux par des liaisons peptidiques (Moussard, 2006). Ils sont de valeurs nutritives indispensables pour les humains et les animaux, et présentent dans les produits d'origines végétales, animales et les organismes unicellulaires. Les protéines jouent

un rôle moteur dans le fonctionnement et la protection des organismes vivants (Weinman et Méhul, 2004).

I.2.2. Les métabolites secondaires

La classification des métabolites secondaires comprend les composés phénoliques, les terpénoïdes, et les alcaloïdes.

a) Les composés phénoliques

Les composés phénoliques sont largement répandus dans la nature (Malcovska *et al.*, 2014), ils jouent un rôle important dans la croissance et la reproduction des plantes, en leur offrant une protection contre les agents pathogènes parasites et prédateurs (Achakzai *et al.*, 2009 ; Giménez *et al.*, 2014). Ils contribuent aussi à la couleur des plantes (Khatiwora *et al.*, 2010).

Leur structure comprend un cycle aromatique, contenant un ou plusieurs substituants hydroxyle. Ils peuvent aller de simples molécules, tel que les acides phénoliques à des composés hautement polymérisés, comme les tannins. Ils sont dérivés de la voie de l'acide shikimique et la voie polyacétate (Bruneton, 1999).

- **Les acides phénoliques**

Ils sont subdivisés en deux sous-groupes, les acides hydroxy benzoïques, dérivés de l'acide benzoïque, ont une structure de base de type C₆-C₁ et les acides hydroxy cinnamiques, dont la structure de base (C₆-C₃) dérivés de celle de l'acide cinnamique (Bravo, 1998).

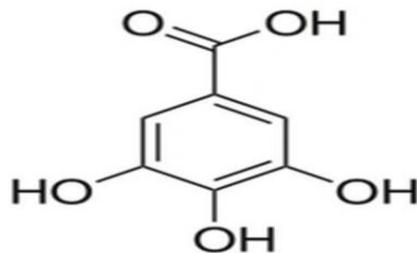


Figure 2 : Structure de l'acide hydroxycinnamique (Kabera1, 2014).

- **Les flavonoïdes**

Les flavonoïdes sont des molécules largement répandues dans le règne végétal. Leur structure de base renferme deux noyaux et un cycle hétérogène contenant de l'oxygène (Bruneton, 1999).

A partir du degré d'oxydation et de saturation de l'hétérocycle central, les flavonoïdes peuvent être divisés en six types de phénols : flavanols, flavanones, flavones, flavonols, anthocyanes et isoflavonoïdes. (De Rijke *et al.*, 2006).

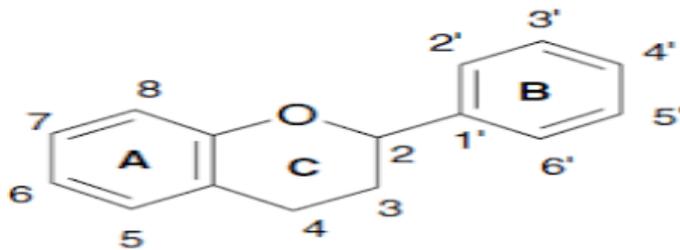


Figure 3 : Structure de base des flavonoïdes (Gramza et Korczak, 2005).

- **Les tannins**

Ces composés sont généralement produits par la condensation des formes simples mentionnées précédemment, on distingue deux groupes principaux (Reed, 1995; Khanbabae et Ree, 2001) :

- **Les tannins hydrolysables**

Sont des polyesters d'un sucre et d'un acide phénol, le sucre est généralement le D-glucose et l'acide phénol est soit l'acide gallique dans le cas des gallotannins, ou l'acide ellagique, dans le cas des ellagitannins (Macheix *et al.*, 2005).

- **Les tannins condensés**

Les tannins condensés sont des oligomères ou des polymères de flavane-3-ols qui se transforment en pigments rouges par le traitement acide à chaud, pour cette raison ces composés sont dénommées « proanthocyanidines » (Macheix *et al.*, 2005).

b) Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des substances d'origine végétale, contenant un ou plusieurs atomes d'azote hétérocycliques, plus au moins basiques (Briellmann *et al.*, 2006). Ils sont issus du métabolisme des acides aminés et possèdent des propriétés pharmacologiques marquées. Comme la morphine, qui est utilisé comme analgésique pour les douleurs sévères (Wink, 1998).

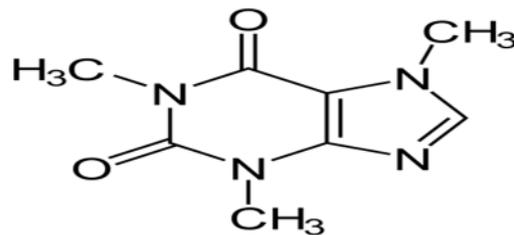


Figure 4 : La structure d'un alcaloïde. (Cordell *et al.*, 2001)

c) Les terpènes

Appelés aussi terpénoïdes ou isoprénoïdes, ces métabolites sont des hydrocarbures naturels qui constituent le plus vaste ensemble connu de métabolites secondaires des végétaux (Gershenzon et Croteau, 1991).

Les terpènes peuvent présenter une structure acyclique ou bien cyclique (Kesselmeier et Staudt, 1999), ils sont produits à partir d'un isopentenyl pyrophosphate (IPP), une molécule de cinq atomes de carbone. Par des réactions de combinaisons et enchaînements sont formés les monoterpènes, les sesquiterpènes et les diterpènes (Morel, 2017).

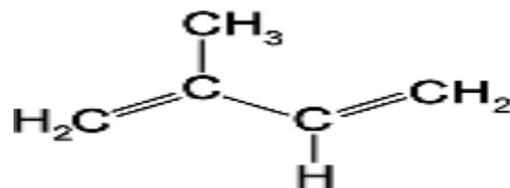


Figure 5 : Unité de base de l'isoprène. (Khenaka, 2011)

I.3. Activités biologiques

Les plantes médicinales contiennent un certain nombre de substances bioactives, qui sont devenus le sujet d'étude scientifique grâce à leurs propriétés pharmacologiques (Bossokpi, 2003).

I.3.1. Activité antioxydante

Les molécules bioactives à effet antioxydant agissent selon divers mécanismes : la chélation des métaux, l'effet scavenger, l'inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres et l'induction de la synthèse des enzymes antioxydantes (Cotelle *et al.*, 1994 ; Bors *et al.*, 1997 ; Gramza et Korczak, 2005; Siddhuraju, 2007).

➤ Chélation des métaux

La chélation des ions métalliques par les molécules bioactives issues des plantes, représente une voie majeure de la défense antioxydante extracellulaire. Les composés phénoliques notamment les flavonoïdes bloquent la réaction de fenton et d'Haber-Weiss, en chélatant les éléments de transition Fe^{++} et Cu^{++} qui peuvent être une source de radicaux OH (Pietta, 2000 ; Heim *et al.*, 2002).f

➤ Activité anti-radicalaire

C'est l'effet scavenger des substances bioactives, qui représente le piégeage des radicaux libres, notamment la forme toxique de l'oxygène qui est neutralisée par les composés phénoliques (Ghedira, 2005). Ces derniers réagissent rapidement avec les radicaux libres peroxydes en donnant un radical phénoxyde assez stable (Pietta, 2000 ; Macheix *et al.*, 2005).

L'activité anti-radicalaire des flavonoïdes vis-à-vis le radical NO et ONOO-, est due au piégeage des radicaux cités par les flavonoïdes (Ha *et al.*, 2008).

➤ Activité anti-enzymatique

L'effet antioxydant des métabolites des plantes se traduit par l'inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres. Quelques flavonoïdes sont susceptibles d'être impliqués dans l'inhibition de certaines enzymes métaboliques qui produisent des radicaux libres telle que la Quercétine, molécule inhibitrice de la XO (Nagao *et al.*, 1999; Lin *et al.*, 2002).

➤ **L'amélioration de l'activité des enzymes antioxydantes**

Des études récentes en biologie moléculaire dans le domaine de la signalisation cellulaire ont montré le rôle des composés phénoliques dans l'induction de la synthèse des enzymes antioxydantes telle que la superoxyde dismutase (SOD) qui catalyse la dismutation du radical superoxyde $O_2^{\cdot-}$ en H_2O_2 et O_2 à une vitesse importante (Mattie et Freedman, 2004 ; Masella *et al.*, 2005).

II.3.2. Activité anti-inflammatoire

Plus de 27 articles originaux et revues de synthèse ont rapporté l'effet inhibiteur des produits naturels sur les processus inflammatoires. Ces composés comprennent les polyphénols végétaux (resvératrol, quercétine), les dérivés de la coumarine, la koumine (alcaloïde de *Gelsemium legans*) et différents autres plantes et composés intéressants. (Latruffe, 2017).

Le mécanisme d'action des molécules naturelles est différent, elles peuvent agir en bloquant les voies de la cyclooxygénase et la lipoxygénase ainsi que par d'autres mécanismes. Prenant exemple des flavonoïdes, qui sont des régulateurs de l'expression des gènes pro-inflammatoires (García-Lafuente *et al.*, 2009), ils exercent leur fonction en modifiant la synthèse des eicosanoïdes (médiateurs inflammatoires) en réduisant le rapport leucotréine / prostacycline (PGI₂) et diminuant l'activité de la lipoxygénase. Le trans-resvératrol a des effets similaires (Collin et Crouzet, 2011).

Certains flavonoïdes comme la kaempférol et catéchines contenus dans les aliments, peuvent inhibé l'expression des enzymes telle que la métalloprotéinases et d'autres protéines inflammatoires induites par des facteurs pro-inflammatoires (Stoclet *et al.*, 2011).

Partie II :
Partie expérimentale

II.1 Matériels et Méthodes

II .1.1 Matériels

➤ **Matériel végétal**

Les graines noires et l'huile fixe de graines noires de *Pistacia lentiscus* ont été utilisées dans cette étude.

➤ **Appareillages et produits chimiques**

Les appareils et les produits chimiques utilisés pour la réalisation de ce travail sont résumés dans le tableau ci-dessous (Tableau VI).

Tableau III : Les différents appareils et produits chimiques utilisés.

Appareillage	Produits chimiques
<ul style="list-style-type: none"> - Balance - Sonicateur - Vortex (BOECO) - Etuve - Centrifugeuse (SIGMA) - Spectrophotomètres - Bain marie - Moulin électrique - Tamiseur - Soxhlet - PH mètre - Rotavapeur - Le lecteur à microplaques - Agitateur - Appareil Rancimat 	<ul style="list-style-type: none"> - Réactif de Brad ford ; BSA - SDS ; acide acétique - Eau distillé - 1-butanol ; TBA ; TCA - Ethanol ; carbonate de sodium - Chloroforme - Phénol 5% ; NAOH - Persulfate de potassium - ABTS, PBS - Méthanol ; Solution H2O2 - Folin ciocalteu - Acide gallique - Chlorure d'Aluminium - Chlorure de calcium

II.1.2. Méthodes

II.1.2.1 Préparation des extraits

a) Récolte du matériel végétal

Les graines de *Pistacia lentiscus* ont été récoltées en mois décembre 2020 dans la forêt d'Azru n Bechar à Amizour, la wilaya de Bejaia.

b) Séchage, broyage et tamisage

Le matériel végétal récolté a été séché à l'air libre et à l'abri de la lumière, une fois séché, les graines ont été broyées. La poudre obtenue a été tamisée et celle d'un diamètre de 63 μ m et moins a été sélectionnée pour l'étude. La poudre a été préservée dans des flacons, en verre, fermés et stockés à l'abri de la lumière et de l'humidité.

c) Extraction

• Extraction des polysaccharides

L'extraction a été réalisée par le Soxhlet suivant le protocole de Chen et al. (2012), avec quelques modifications (Figure 9). L'extraction débute par le traitement des poudres fines avec l'éther de pétrole, suivie d'un traitement à l'éthanol 80% pour éliminer les lipides et les polyphénols qu'elle constitue. La dernière étape d'extraction a été réalisée à l'eau chaude. L'extrait aqueux a été concentré au rotavapeur, puis centrifugé à 4000 g durant 20min, enfin, le résidu a été lyophilisé.

• Extraction d'huiles de *Pistacia lentiscus*

Les huiles sont généralement extraites à partir des échantillons sec en utilisant les solvants apolaires comme l'éther de pétrole (Kim *et al.*, 2002; Nickavar *et al.*, 2003).

Après le broyage, la cartouche contenant la poudre fine (environ 20 g) a été placée dans l'extracteur dans le ballon 250 ml d'éther de pétrole à température entre 40 et 60°C. Après évaporation du solvant sous pression réduite à l'aide d'un évaporateur rotatif à 40-60°C. Les dernières traces de solvant ont été éliminées, après refroidissement.

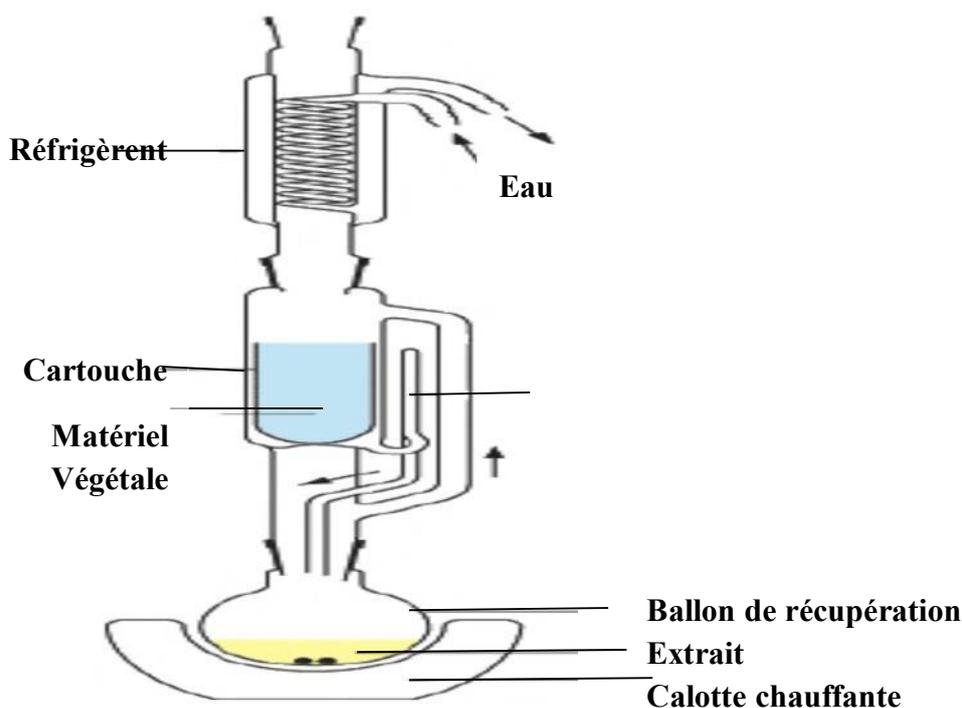


Figure 6 : Système d'extraction au Soxhlet (Houghton et Raman, 1998).

II.1.2.2 Dosage des composés bioactifs

a) Dosage des polyphénols totaux

- **Principe de la méthode**

La teneur en phénols totaux dans les différents extraits de *Pistacia lentiscus* a été estimée selon la méthode de Folin-Ciocalteu préconisée par Singleton et al. (1965) et Kahkönen et al. (1999). Cette méthode est basée sur la réaction des composés phénoliques avec le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif est constitué d'un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$). Il est réduit, lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène (Ribéreau-Gayon, 1968). La coloration produite est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans les extraits végétaux.

- **Le mode opératoire**

Sur des microplaques, 20 μ l d'extrait ont été ajoutés à 100 μ l du réactif de Folin-Ciocalteu et 80 μ l de carbonate de sodium. Le mélange est laissé incubé pendant 5 minutes à 40°C et à l'obscurité. L'absorbance a été mesurée à 735 nm contre un blanc sans extrait. La teneur des phénols totaux est exprimée en μ g équivalent acide gallique par milligramme d'extrait sec,

calculée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée dans les mêmes conditions par l'acide gallique comme référence.

b) Dosage des sucres totaux

• **Principe de la méthode**

La quantité des sucres totaux a été déterminée selon la méthode de Dubois et al. (1956). Les sucres totaux, en présence de l'acide sulfurique concentré se déshydratent pour former du furfural et des dérivés qui, en présence de phénol, donnent un complexe coloré qui est mesuré au spectrophotomètre à 485 nm.

• **Le mode opératoire**

Sur des microplaques, 30 µl de phénol à 5 % et 150 µl d'acide sulfurique ont été ajoutés à 50 µl d'extraits. La microplaque a été mise dans le bain marie à 90°C pendant 5min. L'apparition du complexe jaune orange est suivie en mesurant la densité optique à 485 nm. Le taux de sucre est calculé par référence à une courbe d'étalonnage préalablement établie avec une solution mère de glucose à 1 mg/ml.

c) Dosage des protéines

• **Principe de la méthode**

Les protéines ont été dosées par la méthode de Bradford, (1976), où le bleu de coomassie forme avec acides aminées présents dans la protéine, un complexe coloré en rouge le cas des AA cationiques, et bleu dans le cas des AA anioniques. Le Sérum Albumine Bovine (BSA) est utilisé comme standard.

• **Le mode opératoire**

Sur des microplaques, 200 µl de bleu de coomassie ont été ajoutés à 50 µl de l'extrait. Le mélange est laissé à obscurité pendant 1 min à la température ambiante. L'absorbance a été mesurée à 595 nm. La quantité des protéines est exprimée en µg équivalent BSA par mg d'extrait sec, calculée par référence à une courbe d'étalonnage établie avec une solution mère de BSA à 1 mg/ml.

II.1.2.3 L'évaluation de l'activité anti-oxydante

a) Activité scavenging du peroxyde d'hydrogène

Le principe de ce test est de neutraliser le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) par un antioxydant qui va faciliter sa décomposition en molécules d'eau (Wang *et al.*, 2008). La capacité des extraits à piéger le H_2O_2 a été évaluée selon la méthode rapportée par Liu et Wang, (2007) avec des modifications mineures.

Pour cela, le mélange réactionnel composé de 2,4 ml de tampon phosphate (0,1 M, pH 7,4), 0,6 ml de solution de H_2O_2 (0,04 M) et 1,0 ml de l'extrait. L'absorbance du mélange réactionnel à 230 nm a été déterminée après 10 min contre un blanc (eau au lieu l'extrait et de H_2O_2). Pour une comparaison, l'acide ascorbique a été testé en parallèle.

Le pourcentage de piégeage a été calculé comme suit :

$$\text{Taux de piégeage (\%)} = [A0 (A1-A2)] / A0 \times 100\%$$

A0 : est l'absorbance du blanc (eau au lieu de l'extrait).

A1 : est l'absorbance de l'extrait.

A2 : est l'absorbance du blanc du blanc (eau au lieu de la solution de H_2O_2).

a) Activité scavenger sur le radical ABTS

Le pouvoir anti-radicalaire contre le radical cationique ABTS a été déterminé selon la méthode de Re *et al.* (1999). Une solution d'ABTS à 7mM et 2,45mM de persulfate du potassium a été préparée dans 20ml d'eau distillée, cette solution est incubée à l'obscurité pendant 16h à température ambiante. Ce laps de temps permet la formation du radical $ABTS^+$. La solution ainsi obtenue est bleue verte et stable, elle peut être conservée à température ambiante.

Un volume de 20 μ l d'extrait a été additionné à un volume de 180 μ l de solution $ABTS^+$, la décoloration par rapport au témoin, contenant l' $ABTS^+$ et le solvant, est mesurée au spectrophotomètre à 734 nm après 6 min d'incubation à l'obscurité. L'acide ascorbique a été, utilisé comme un antioxydant de référence.

L'activité antioxydante est exprimée en pourcentage d'inhibition du radical ABTS⁺ selon la formule suivante :

$$(\%) \text{ d'inhibition de l'ABTS} = [A_1 - A_2] - A_0 / A_0] \times 100$$

A0 : Absorbance du blanc (le solvant a lieu l'extrait) ; **A1** : Absorbance de l'extrait ; **A2** : Absorbance du blanc du blanc (eau au lieu l'extrait).

a) Inhibition de la peroxydation lipidique

L'inhibition de la lipo-peroxydation a été déterminée par le test TBARS décrite par Ohkawa et al. (1979) Et Pandey et al. (2012), en utilisant le jaune d'œuf comme une source riche en lipide avec quelques modifications.

Brièvement, 0,1 ml d'échantillon à différentes concentrations ont été mélangés avec 0,5 ml d'homogénat de jaune d'œuf; puis 0,05 ml FeSO₄ (0,07 M) et de l'eau distillée à 1 ml ont été ajoutés pour initier la peroxydation lipidique. Après incubation à 37 C pendant 30 min, 1,5 ml d'acide acétique (20% Ph 3,5), 0,05 ml de TCA (20%, p/v) et 1,5 ml d'une solution de TBA (0,8%, w/v) ont été ajoutés pour arrêter la réaction. Le mélange résultant a été chauffé à 95° C pendant 60 min, suivie de l'ajout de 5ml de 1-butanol. Le mélange a été centrifugé à 3000 tours pendant 10 min. L'absorbance du surnageant a été mesurée à 532 nm. Dans ce test l'acide ascorbique a été utilisé dans les mêmes conditions opératoires.

L'effet d'inhibition de la peroxydation lipidique a été calculé comme suit (Abbou et al., 2019):

$$\% \text{ inhibition} = 100 \times [A_0 - (A_t - A_{t0}) / A_0]$$

A0: l'absorbance du mélange sans extrait, **At**: l'absorbance du test, **At0**: l'absorbance du blanc d'extrait (préparé en remplaçant le TBA par du dodécylsulfate de sodium).

II.1.2.4 Détermination de la stabilité à l'oxydation ou test au Rancimat

- **Cadre d'étude**

Ce test a été réalisé au sein de laboratoire de développement analytique, département de recherche et développement au niveau du laboratoire du groupe Cevital.

- **Principe**

La détermination de l'indice de stabilité oxydative (OSI) par Rancimat, est la méthode standard la plus utilisée lors de l'évaluation de la stabilité des corps gras aux conditions d'oxydation accélérées (Velasco *et al.*, 2009 ; Arain *et al.*, 2009 ; García-Moreno *et al.*, 2013).

Son principe est comme suit : un courant d'air traverse un échantillon chauffé, les corps volatils générés par l'oxydation poussée sont recueillis dans un récipient contenant de l'eau distillée. L'augmentation de la conductivité de l'eau représente la résistance de l'échantillon à l'oxydation qui sera déterminée par conductimétrie et correspond au TIR (Temps d'Induction au test Rancimat, exprimé en heures) c'est-à-dire le temps pendant lequel la matière grasse a résisté à un stress oxydatif.

- **Protocole opératoire**

Toutes les étapes de détermination de la stabilité de l'huile de soja soumis à une oxydation après avoir additionné de l'huile de *Pistacia lentiscus* sont résumées ci-dessous :

- Procéder au réglage de l'appareillage (Rancimat 743, Metrohm, Suisse) : T° du bloc chauffant (98°C) et du débit d'air (10 litres/heure) ;
- Remplir les cellules de mesure avec 60 ml d'eau distillée ou déminéralisée;
- Mettre 3,0 g de chaque échantillon dans le flacon d'oxydation à l'air ;
- Démarrer la pompe à l'air à membrane pour gaz et relier le tube d'arrivé et le tube de sortie d'air aux flacons d'oxydation à l'air et aux cellules de mesure à l'aide des tubes de raccordement ;
- Introduire le flacon d'oxydation à l'air muni de son couvercle hermétique dans son trou du bloc chauffant, qui doivent être tous deux à la température requise.

Pour l'expression des résultats, l'appareil permet le calcul automatique de la période d'induction, tout en utilisant le maximum de la seconde dérivée de la courbe. La stabilité à l'oxydation est exprimée en heures. Ce résultat sera ensuite comparé avec le témoin.



Figure 7 : Équipement Rancimat-Metrohm modèle 873.

Résultats et discussions

II.2. Résultats et Discussion

a) Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé selon la méthode Folin-ciocalteu en utilisant l'acide gallique comme standard, la teneur en composés phénoliques des extraits a été calculée à partir de la courbe d'étalonnage d'acide gallique (Figure7) et exprimée en μg équivalent d'acide gallique par mg d'extrait (μg EAG/ mgE).

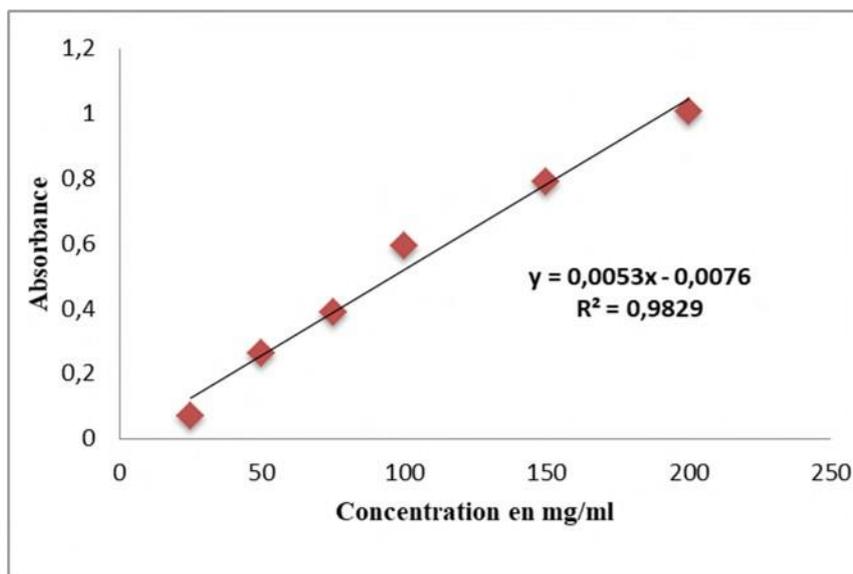


Figure 8 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

A partir de l'équation de régression $y = 0,0053x + 0,0076$, de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique, la concentration des polyphénols dans l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* a été calculée. Les résultats ont montré une teneur moyenne en polyphénols totaux de $101,05 \pm 4,16 \mu\text{g}$ AG/mg d'extrait. La teneur en polyphénols obtenus est comparable à celle rapportée par Zitouni et al. (2016) qui est de l'ordre $103,342 \pm 2,317 \mu\text{g}$ AG/ mgE. De plus, *Pistacia terebinthus*, une autre plante du même genre que *Pistaia lentiscus*, a été aussi rapportée comme étant une source importante de composés phénoliques (Topçuet *al.*, 2007).

b) Dosage des sucres totaux

La teneur en sucres totaux dans l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* a été mesurée selon la méthode de Dubois et al. (1956), en utilisant le glucose comme standard. La teneur en glucides de l'extraits a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage du glucose (Fig8) exprimée en μg équivalent de glucose par mg d'extrait (μg EGlu/ mgE).

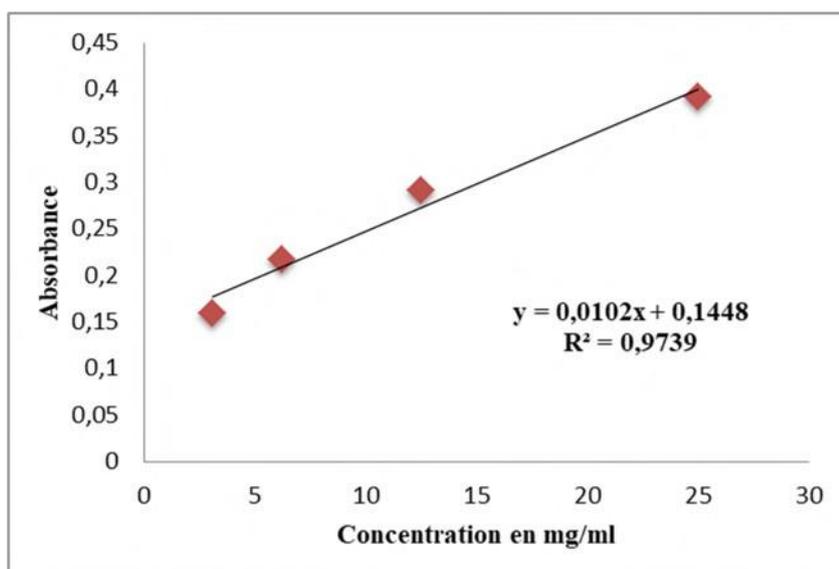


Figure 9 : Courbe d'étalonnage du glucose.

La teneur en glucides totaux de l'extrait protéinisé de graines noires de *Pistacia lentiscus* a été estimée à $34,23 \pm 0,12 \mu\text{g Glu/mg}$ de l'extrait, à partir de la courbe d'étalonnage (Figure 8). Les résultats ont montré que l'extrait des graines noires de *Pistacia lentiscus* est riche en glucides, qui sont des métabolites primaires donc ils sont utilisés comme des précurseurs d'autres métabolites secondaires et comme source d'énergie (Youmbai, 2015).

c) Dosage des protéines

La teneur en protéines dans l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* a été mesurée selon la méthode de Singleton et al. (1965), en utilisant la BSA comme référence. Les résultats de dosage des protéines dans l'extrait des graines noires de *Pistacia lentiscus* sont résumés dans la figure, et sont exprimés en μg équivalent BSA/mg d'extrait (voir fig9).

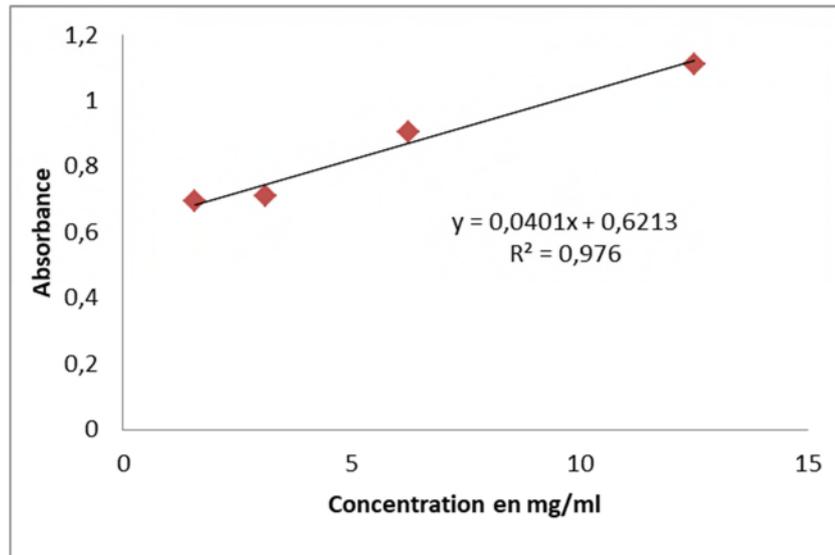


Figure 10 : Courbe d'étalonnage de BSA.

A partir de la droite de régression de BSA (figure 9) il a été trouvé que la teneur en protéines totales de l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* est estimée à $11,06 \pm 0,27$ μg BSA/mg de l'extrait. Les résultats obtenus montrent que l'extrait de graines noires de *pistacia* est riche en protéines. Les travaux réalisés par Hamad et ses collaborateurs (2011) ont montré que les protéines représentent 5% du poids des fruits de *Pistacia lentiscus*.

De plus, l'étude menée par Tajini et al. (2020) a porté sur l'étude de la qualité nutritionnelle de fruit de *Phoenix dactylifera L.*, a montré que les teneurs en protéines dans la variété Deglet Nour est de $15,13 \pm 3,18$ $\mu\text{g/g}$ M.S.

Ce taux en protéines brutes est particulièrement important sur le plan nutritionnel car il peut répondre aux besoins en protéines et en énergie ainsi. De plus il a été rapporté que les protéines renforcent le système immunitaire (Kyriazakis et Houdijk, 2006 ; Brisibeet *al.*, 2009).

❖ Evaluation de l'activité antioxydante

a) Activité scavenging du peroxyde d'hydrogène

La prédisposition des extraits à piéger le peroxyde d'hydrogène a été évaluée selon la méthode rapportée par Atmani et ses collaborateurs (2009). La réaction se base sur la neutralisation du H_2O_2 par les molécules anti-oxydante se retrouvant dans les extraits, ce qui entraînera sa décomposition en molécule d'eau, selon la réaction suivante :



L'effet scavenging du H₂O₂ par les extraits de *Pistacia lentiscus* est représenté dans la (Fig10). L'acide ascorbique a été utilisé comme molécule de référence, c'est le plus puissant antioxydant hydrosoluble avec une valeur IC₅₀ = 62,83µG/ml calculé à partir de la droite de régression $y = 0,0007x + 0,2598$ représentée dans la figure ci-dessus :

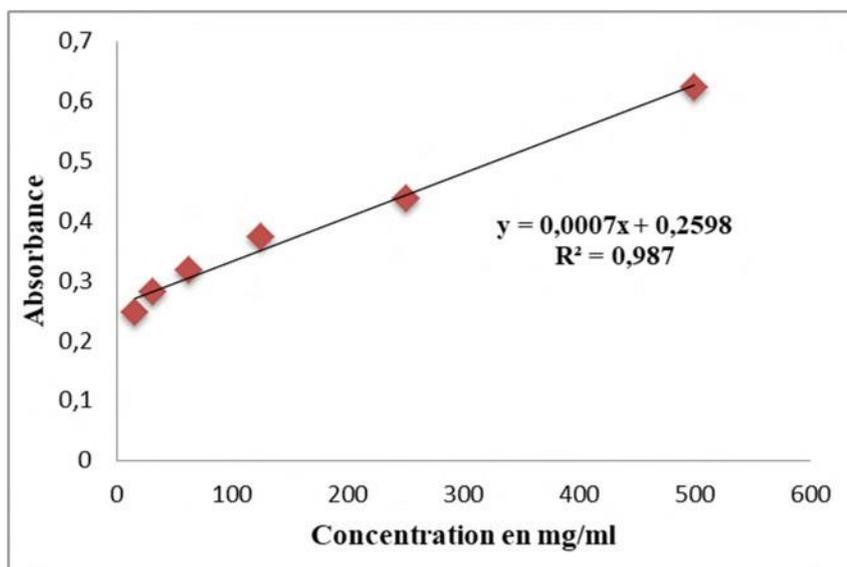


Figure 11 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.

L'activité antioxydante de l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* est exprimée en IC₅₀. Cette dernière, est déduite par une simple extrapolation à partir de la courbe représentant la variation du % de piégeage de H₂O₂ en fonction de la concentration de l'extrait. Une valeur faible de l'IC₅₀ indique une activité antioxydante forte. Les résultats obtenus sont représentés dans la figure ci-dessus.

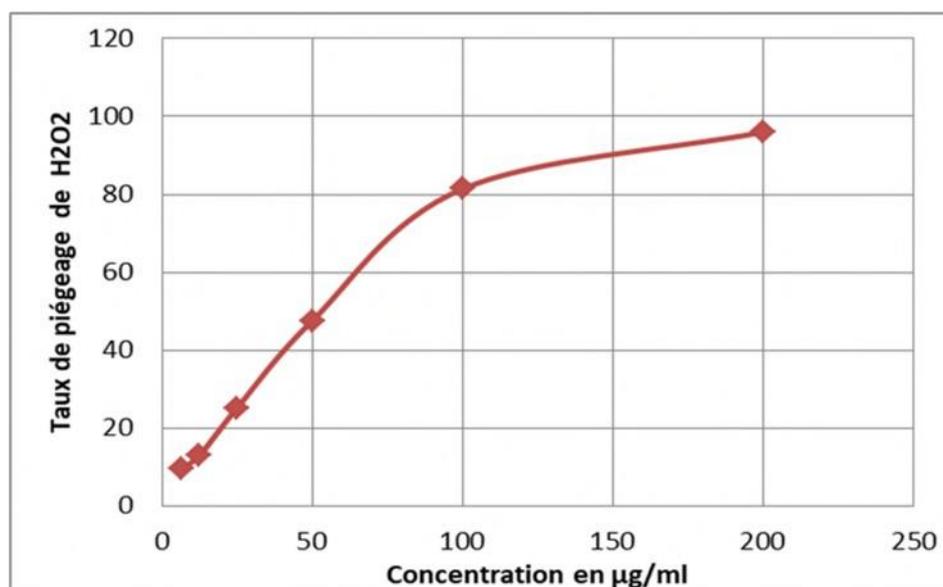


Figure 12 : Effet scavenger contre le H₂O₂ des extraits des graines noires de *Pistacia lentiscus*.

D'après les résultats présentés dans la figure 11, l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus*, il a avancé que l'extrait testé possède une puissante activité antioxydante (IG₀ = 53 µg /ml) par rapport à l'acide ascorbique (62,83 µg/ml). Ce pouvoir antioxydant peut être attribué aux composés phénoliques présents dans les fruits de *Pistacia lentiscus*, connus comme substances anti oxydantes ayant la capacité de piéger les espèces radicalaires et les formes réactives de l'oxygène (Romaniet *al.*, 2002).

b) Activité scavenger sur le radical ABTS

Le radical cation (ABTS^{•+}), de couleur bleu vert (absorbant à 734 nm), est formé par perte d'un électron à un atome d'azote de l'ABTS en présence de persulfate de potassium (Re, 1999). L'activité anti-radicalaire de l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* étudiée par le test d'ABTS est exprimée en IC₅₀.

L'effet scavenging d'ABTS par l'extrait de de *Pistacia lentiscus* est représenté dans la figure ci-dessous en utilisant l'acide ascorbique comme standard.

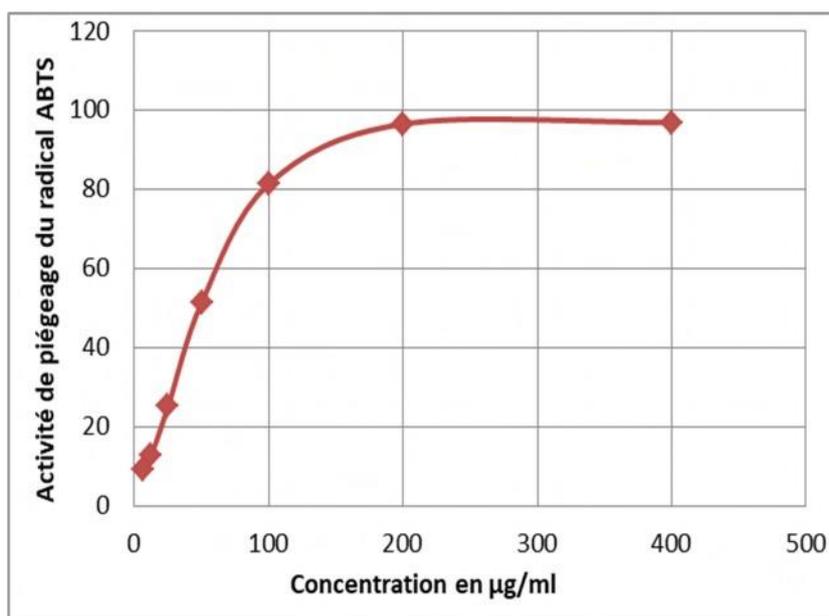


Figure 13 : Activité de piégeage du radical ABTS par l'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus*.

L'extrait de graines noires de *Pistacia lentiscus* a enregistré une forte activité de piégeage du radical ABTS par rapport à celle de l'acide ascorbique cité dans le test précédent (64,83 µg/ml), l'extrait de graines noir de *Pistacia* a une bonne capacité de piéger le radical ABTS avec une valeur $IC_{50}=57$ µg/ml. La réduction en ABTS⁺ est favorisée par la présence des composés électro-donneurs, possédant un potentiel redox plus faible que celui du radical (Prior *et al.*, 2005).

L'activité antioxydante des composés phénoliques est due à leur potentiel d'oxydo-réduction élevé, qui leur permet d'agir comme des agents réducteurs, donneurs d'hydrogène, et des désactivateurs d'oxygène singulet (Miguel, 2010). Une étude récente, réalisée par Bhouri et ses collaborateurs (2009), sur les fruits de *Pistacia lentiscus* a rapporté que l'acide digallique, composé isolé de l'extrait d'acétate d'éthyle a exhibé un pourcentage scavenging du radical ABTS. de 35 % à une concentration de 50µg/ml, un effet scavenging sur l'O₂⁻ de 17% à 100 µg/ml et un effet scavenging du H₂O₂ de 55% à une concentration de 200µg/ml (Bhouri *et al.*, 2009).

Les plantes avec des niveaux élevés en composés phénoliques, peuvent présenter une bonne capacité antioxydante (Razali *et al.*, 2008). En effet, dans la présente étude, l'extrait des graines noires ayant révélé des teneurs élevées en composés phénoliques à une meilleure activité antioxydante.

c) L'évaluation de l'activité anti-péroxydation lipidique

L'activité anti-lipo-péroxydation de l'extrait polysaccharidique des graines noires de *Pistacia lentiscus* a été évaluée par le test des substances réactives de l'acide TBARS qui reflète les niveaux relatifs de MDA, un indicateur de la peroxydation des lipides (Ohkawa *et al.*, 1979). Les résultats du test sont représentés dans la figure suivante :

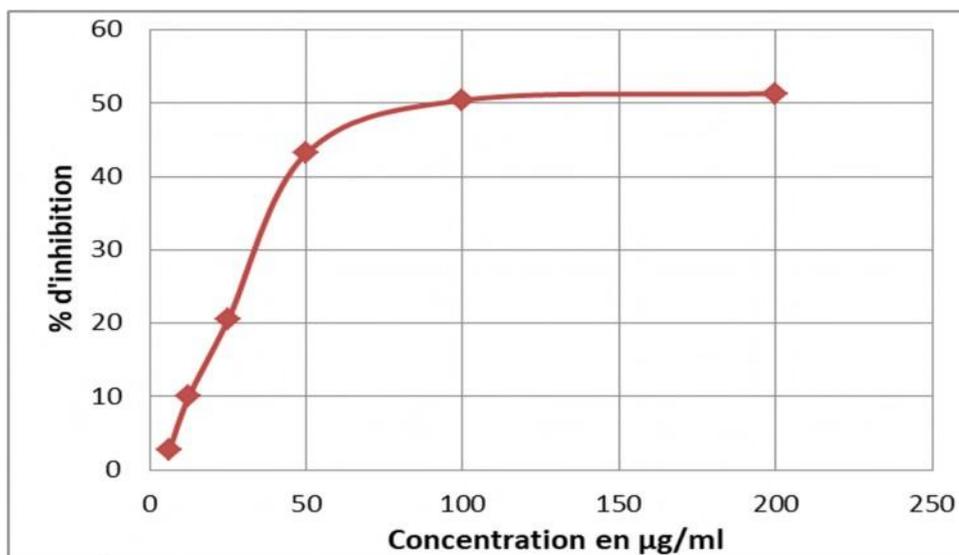


Figure 14 : Le pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration sur l'activité anti-péroxydation lipidique de l'extrait polysaccharidique des graines noires de *Pistacia lentiscus*.

Les résultats de TBARS ont montré une inhibition de la peroxydation lipidique par l'extrait polysaccharidique des graines noires de *Pistacia lentiscus* avec une valeur d' $IC_{50} = 100 \mu\text{g/ml}$, ce qui signifie que les graines noires de *Pistacia lentiscus* présentent une activité inhibitrice de la peroxydation lipidique. Il a été noté que l'extrait possède une activité plus faible que celle de l'acide ascorbique utilisé comme standard cité précédemment, ($IG_0 = 62,83 \mu\text{g/ml}$).

La richesse de l'extraits de *Pistacia* en composés bioactifs, principalement les flavonoïdes plaident en faveur d'une puissante activité antioxydante capable d'inhiber les réactions de peroxydation lipidique au niveau des différentes étapes, initiation, élongation (Kimet *al.*, 1998).

Les molécules à effet antioxydant sont de puissants anti-inflammatoire, des études menées par Du, Liu *et al.* (2013) ont démontré que les polysaccharides hydrosolubles inhibaient de

manière significative la production de l'oxyde nitrique (NO), la prostaglandine, le TNF- α et l'IL-6.

D'autres études *in vivo* ont montré que plusieurs espèces de la famille des Anacardiaceae telles que *Mangifera indica.L* (Mohan *et al.*, 2013), *Pistacia integerrima* (Abdur *et al.*, 2014), *Pistacia terebenthus* (Giner-Larza, 2001) et *Spondias mombin L.* (Cabral *et al.*, 2016) ont montré que ces plantes possédaient une activité anti-inflammatoire.

d) Détermination de la stabilité à l'oxydation ou test au Rancimat

L'oxydation lipidique des aliments est un problème qui se pose de plus en plus en agroalimentaire. Elle tend notamment à réduire la durée de conservation du produit, réduire sa palatabilité, fonctionnalité et sa qualité nutritionnelle (Hidalgo *et al.*, 2006).

Parmi les méthodes d'accélération de l'oxydation pour la détermination de la stabilité oxydative, on trouve le test Rancimat (Moser, 2009). Ce test peut prédire la stabilité oxydative de l'huile et ainsi sa durée de conservation (Hidalgo *et al.*, 2006).

Les résultats de l'analyse de l'huile fixe de *Pistacia lentiscus* sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau IV: Stabilité oxydative de l'huile de soja incorporé de l'huile fixe de *Pistacia lentiscus* évaluée par le test Rancimat.

N°	Echantillon	Temps d'induction (Heure)
01	Témoin (100% huile de soja raffinée)	11,54
02	Huile de soja + 25ppm GPNEP	11,90
03	Huile de soja + 50ppm GPNEP	11,93
04	Huile de soja + 75ppm GPNEP	11,73
05	Huile de soja + 100ppm GPNEP	11,92

D'après les résultats du tableau, il a été remarqué que l'huile de soja raffinée exprime la meilleure résistance à l'oxydation (11,54h). L'ajout de l'huile fixe de graines noires de

pistacia à différentes concentrations a amélioré la résistance à l'oxydation par rapport au témoin. Néanmoins l'huile fixe de *pistacia* à 50ppm incorporé à l'huile de soja raffinée a montré la meilleure résistance à l'oxydation (11,93h) par rapport aux autres échantillons. Le choix des concentrations précédentes est basé sur le fait que l'entreprise CEVITAL incorpore les antioxydants à raison de 100ppm dans ses produits. Il est admis que l'action antioxydante d'un composé se manifeste généralement à faible dose, il est donc intéressant de savoir la plus faible concentration qu'il faut pour garantir une meilleure stabilité oxydative pour l'huile de soja raffinée. D'après les résultats obtenus, les faibles concentrations ont permis d'avoir une meilleure stabilité. En effet, il est vrai que la concentration à 25ppm a donné une meilleure stabilité oxydative (11,90h) par rapport à celle de 75ppm (11,73h). Par conséquent, l'ajout d'antioxydants à faible concentration dans un système de graisses est très important pour sa stabilité oxydative (Rios *et al.*, 2013).

Conclusion et perspectives

La richesse de la flore Algérienne en plante médicinales et aromatiques est incontestable. De nombreuses plantes sont décrites comme étant une source inépuisable des principes actifs, connus pour leurs vertus thérapeutiques. La plante *Pistacia lentiscus* L a été choisie dans cette étude sur la base de son utilisation en médecine traditionnelle locale, pour le traitement de certaines maladies à caractère inflammatoire.

L'objectif primordial assigné à ce travail porte sur deux axes, le premier concerne l'analyse phytochimique de l'extrait de graines de *Pistacia lentiscus* par le dosage des polyphénols totaux, des glucides, ainsi que des protéines. Le deuxième axe porte sur l'évaluation de l'activité antioxydante de l'extrait polysaccharidique en utilisant les tests complémentaires: ABTS, H₂O₂ et TBARS. De plus, l'étude de la stabilité oxydative de l'huile fixe de *Pistacia lentiscus* a été réalisée en utilisant le test de Rancimat.

Les résultats obtenus nous ont permis de mettre en évidence la richesse des graines noires de *Pistacia* en polyphénols totaux, glucides et protéines. L'évaluation de la teneur en phénols dans l'extrait brut ($101,05 \pm 4,16$ ($\mu\text{gEq/mg}$) d'acide gallique) a révélé la richesse de l'extrait. Le dosage des sucres et des protéines a montré des teneurs de l'ordre de $34,23 \pm 0,12$ ($\mu\text{gEq/mg}$) et $11,06 \pm 0,27$ ($\mu\text{gEq/mg}$) respectivement.

L'étude du potentiel antioxydant des extraits a révélé que l'extrait polysaccharidiques des graines noires de *Pistacia lentiscus* présente une bonne activité antioxydante contre le radical ABTS ($\text{IC}_{50} = 57\mu\text{g/ml}$) et un effet inhibiteur du peroxyde d'hydrogène ($\text{IC}_{50} = 53\mu\text{g/ml}$). Une étude complémentaire en utilisant le test TBARS a été réalisée dans le but de valider l'effet antioxydant des extraits. Il ressort que l'extrait de graines noires de *Pistacia*, a exhibé a potentiel d'inhibition de la peroxydation avec une $\text{IC}_{50} = 100\mu\text{g/ml}$. En se basant sur les études antérieures, on peut suggérer que l'activité antioxydante démontrée dans cette étude est liée à la richesse de l'extrait en composés spécifiques.

D'autres parts, Les résultats du test de l'oxydation accélérée (Rancimat) indiquent que l'huile de soja incorporé à l'huile fixe de *Pistacia lentiscus* (50ppm) a une meilleure résistance à l'oxydation accélérée (11,93h).

Ce travail ne reste qu'une étude préliminaire, prometteuse qui nécessite des études complémentaires pour mettre en évidence le potentiel des graines.

Outre ce projet, d'autres recherches doivent être menées sur les molécules actives des graines de *Pistacia lentiscus* pour une meilleure exploitation dans le domaine pharmaceutique et agroalimentaire.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

Angeliki T, Nikolaos C, Theodoros N, Sergentanis Evaggelia P, John T. Chiosmastic gum modulates serum biochemical parameters in a human population. *J. Ethnopharmacol*; 2007, 111: 43–49.

Al-Hussaini R, et Mahasneh A.M. Microbial growth and quorum sensing antagonist activities of herbal plants extracts. *Molecules*; 2009, 14: 3425-3435.

Achakzai, A.K.K, Achakzai P, Masood A, Kayani S.A, Tareen R.B. Response of plant parts and age on the distribution of secondary metabolites on plant found in Quetta. *Pak J. Bot*; 2009, 41 (5): 2129–2135.

Arain S, Sherazi STH, Bhangar MI, Talpur FN, et Mahesar SA. Évaluation de la stabilité à l'oxydation de l'huile de graines de *Bauhinia purpurea* par rapport à deux huiles végétales conventionnelles par calorimétrie différentielle à balayage et méthodes Rancimat. *Thermochimica Acta*; 2009, 484: 1-3.

Atmani D, Chaheer N, Berboucha M, Ayouni K, Lounis H, Boudaoud H. Antioxidant capacity and phenol content of selected Algerian medicinal plants. *Food Chem*; 2009, 112: 303–309 <http://doi:10.1016/j.foodchem.2008.05.077>.

Atmani D, Ruiz-Larrea M.B, Ruiz-Sanz J.I, Lizcano L.J, Bakkali F, Atmani D.J. Antioxidant potential, cytotoxic activity and phenolic content of *Clematis flammula*.L leaf extracts. *Journal of Medicinal Plants Research*; 2011, 5: 589–598.

Al-Saghir M.G, and Porter D.M. Taxonomic Revision of the Genus *Pistacia* L. (*Anacardiaceae*). *AJPS* ; 2012, 3(1): 12-32.

Ali-Delille L. Les plantes médicinales d'Algérie. Alger, Algérie : BERTI Edition, 2013.

Abdur R, Uddina G, Siddiqui B.S, Khanb A, Khanc H, Arfana M, Naveed M, Et Abdul W. In-vivo antinociceptive, anti-inflammatory and antipyretic activity of pistagremic acid isolated from *Pistacia integerrima*. *Hytomedicine* 12, 2014: 1509–1515.

Ayouni K, Berboucha-Rahmani M, Kim H. K, Atmani D, Verpoorte R, & Choi, Y. H. Metabolomic tool to identify antioxidant compounds of *Fraxinus angustifolia* leaf and stem bark extracts. *Industrial Crops and Products*; 2016, 88: 65–77. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.01.001>.

Abbou A et al. Effect of precipitation solvent on some biological activities of polysaccharides from *Pinus halepensis* Mill. Seeds, *International Journal of Biological Macromolecules*; 2019, 141: 663–670.

Ahmane N, Atmani-Kilani D, Chaher N, et al. Identification of bioactive compounds from *Fraxinus angustifolia* extracts with anti-NADH oxidase activity of bovine milk xanthine oxidoreductase. *Turkish Journal of Biology*; 2019, 43: 133-147.

Azib L, Debbache-Benaida N, Da Costa G, Atmani-Kilani D, Saidene N, Bouguellid G, & Atmani D. Neuroprotective effects of *Fraxinus angustifolia* Vahl. bark extract against Alzheimer's disease. *Journal of Chemical Neuroanatom*; 2020, 109: 101848. <https://doi.org/10.1016/j.jchemneu.2020.101848>

Baba Aissa F. *Les plantes médicinales en Algérie*. Coédition Bouchène et Ad-Diwan, 1991: 29.

Bradford M. M. "A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding." *Analytical biochemistry*; 1976, 72(1-2): 248-254.

Bors W, Michel C, and Stettmaier K. *Antioxidant effects of flavonoids*. British Library; 1997, 6: 399-402.

Bravo L. Polyphenols: chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*; 1998, 56 (11): 317-330.

Beloued A. Plantes médicinales d'Algérie. Alger : Edition Office des Publications Universitaires, 1998: 277.

Bruneton J. Les composés phénoliques; Terpène et stéroïdes; Alcaloïdes. Paris: Lavoisier : In: Pharmacognosie Phytochimie Plantes médicinales. 3^{ème}éd, 1999: 233-800.

Belhadj S. Les pistacheraies algériennes: Etat actuel et dégradation, Centre Universitaire de Djelfa, Algérie, 2000 : 108.

Boullard B. *Plantes médicinales du monde : Réalités et Croyances*. Estem, 2001:129-131.

Belouad A. Plantes médicinales d'Algérie. Alger, Algérie : Office des Publications Universitaires, 2001.

Bossokpi I.P.L. Etude des activités biologiques de fagara zanthoxyloides Lam (Rutaceae). Thèse doctorat, université de Bamako, 2003 : 8-10.

Balan K.V, Demetzos C, Prince J, Dimas K, Cladaras M, Han Z, Wyche J.H, Pantazis P. Induction of apoptosis in human colon cancer HCT116 cell treated with an extract of the plant product, Chios mastic gum. *In Vivo*; 2005, 19: 93–102.

Briellmann H. L, Setzer W. N, Kaufman P. B, Kirakosyan A, & Cseke L. J. Phytochemicals: The chemical components of plants. *Natural products from plants*; 2006, 2: 1-49.

Balan K.V, Prince J, Han Z, Dimas K, Cladaras M, Wyche J.H, Sitaras N.M, Pantazis P. Antiproliferative activity and induction of apoptosis in human colon cancer cells treated in vitro with constituents of a product derived from *Pistacia lentiscus* L. Var. Chia. *Phytomed*; 2007, 14: 263–272.

Brisibe E.A, Umoren U.E, Brisibe F, Magalhaes P.M, Ferreira JFS, Luthria D, Wu X, Prior RL Nutritional characterization and antioxidant capacity of different tissues of *Artemisia annua* L. *Food Chem*; 2009, 115: 1240-1246.

Bruneton J. Les composés phénoliques; Terpène et stéroïdes; Alcaloïdes. Paris: Lavoisier. In: Pharmacognosie Phytochimie Plantes médicinales. 4^{ème}éd, 2009: 261-945.

Bhourri W, Derbel S, Skandrani I, Boubaker J, Bouhlel I, Sghaier M. B, & Chekir-Ghedira L. Study of genotoxic, antigenotoxic and antioxidant activities of the digallic acid isolated from Pistacia lentiscus fruits. Toxicology in vitro ; 2009, 24 :509-515.

Baba-Aissa F. Encyclopédie des Plantes Utiles. Alger : El-Maarifa, 2011:157–158.

Bergeron C, Carrier D.J, Et Ramaswamy S. Biorefinery co-products: Phytochemicals, primary metabolites and value-added biomass processing. John Wiley & Sons, 2012:19-35.

Bozorgi M, Memariani Z, Mobli M, Salehi Surmaghi M. H, Shams-Ardekani M. R, & Rahimi R. Five Pistacia species (*P. vera*, *P. atlantica*, *P. terebinthus*, *P. khinjuk*, and *P. lentiscus*): a review of their traditional uses, phytochemistry, and pharmacology. The Scientific World Journal ; 2013, 2013.

Cotelle N, Bernier J-L, Catteau J-P, Gaydou E, and Wallet J .C. Activité biologique de 24 flavones : inhibition de la xantine oxydase et capture de radicaux libres. Edition INRA, 1994: 395-396.

Cordell A.G, Quinn-Bettie L.M0, Farnsworth N.R. The potential of alkaloids in drug discovery. Phytother. R; 2001, 15: 183-205.

Chen Y, Xie M, Li W, Zhang H, Nie S, Wang Y, & Li C. An effective method for deproteinization of bioactive polysaccharides extracted from lingzhi (*Ganoderma atrum*). Food Science and Biotechnology; 2012, 21(1):191-198.

Collin S, & Crouzet J. Polyphénols et procédés : Transformation des polyphénols au travers des procédés appliqués à l'agro-alimentaire. Lavoisier, 2011.

Chawla R, Kumar S, et Sharma A. The genus *Clematis* (Ranunculaceae): chemical and pharmacological perspectives. Journal of Ethnopharmacology; 2012, 143: 116-150.

Cabral B, Emerson M.B, Bitencourtb M, Limab M, Limac A.K, Ortmand C.F, Chavesd V. C, Fernandes M F, Rochac H A.O, et Zucolottoa S.M. Phytochemical study and anti-inflammatory and antioxidant potential of *Spondias mombin* leaves. *Revista Brasileira de Farmacognosia*; 2016, 26: 304–311.

Caudullo G, & Houston Durrant, T. *Fraxinus angustifolia* in Europe: distribution, habitat, usage and threats. *European atlas of forest tree species*; 2016, 97.

Davidson D.F.D. Report on the Gum Mastic Industry in Chios. Great Britain: Bulletin of the Imperial Institute, 1949: 184–191.

DuBois M, Gilles K. A, et al. "Colorimetric method for determination of sugars and related substances." *Analytical chemistry*, 1956, 28(3): 350-356.

Duhamel J. F, Bach N, Kauffmann D, Hamel A, Laurans M, & Brouard J. place des laits anti-régurgitations au cours de la première année de la vie. *Journal de Pédiatrie et de Puériculture* ; 2002, 15 : 321-325.

Djeridane M, Yousfi B, Nadjemi D, Boutassouna P, Stocker N. Vidal, Antioxidant activity of some algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chem*; 2006, 97: 654-660, <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.04.028>.

De-Rijke E, Out P, Niessen W.M. A, Ariese F, Gooijer C, Brinkman U. A. T. B. Analytical separation and detection methods for flavonoids. *Journal of Chromatography A*; 2006, 1112: 31- 63.

Dettmar P. W, Hampson F. C, Taubel J, Lorch U, Johnstone L. M, Sykes J, & Berry P. J. The suppression of gastro- oesophageal reflux by alginates. *International journal of clinical practice*; 2007, 61: 1654-1662.

Dobignard A, & Chatelain C. An index of synonyms for the flora of North Africa: Volume 1: Pteridophyta, Gymnospermae, Monocotyledoneae, 2010.

Dudonné S, Poupard P, Coutière P, Woillez M, Richard T, Mérillon J. M. et Vitrac X. Phenolic composition and antioxidant properties of poplar bud (*Populus nigra*) extract: individual antioxidant contribution of phenolics and transcriptional effect on skin aging. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*; 2011, 9 (9): 4527- 4536.

Dellai A, Souissi H, Borgi W, Bouraoui A, & Chouchane N. Antiinflammatory and antiulcerogenic activities of *Pistacia lentiscus* L. leaves extracts. *Industrial Crops and Products*; 2013, 49: 879-882.

Du Z.H, Liu et al., "Antioxidant and anti-inflammatory activities of Radix Isatidis polysaccharide in murine alveolar macrophages." *International journal of biological macromolecules*; 2013, 58: 329-335.

Debbache-Benaida N, Atmani-Kilani D, Schini-Keirth V. B, Djebbli N, et Atmani D. Pharmacological potential of *Populus nigra* extract as antioxidant, antiinflammatory, cardiovascular and hepatoprotective agent. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*; 2013, 3 (9): 697-704.

Frison E. A, Lefevre F, De Vries S, & Turok J. *Populus nigra* network: Report of the 1st meeting, 3-5 October 1994, Izmit, Turkey, 1995.

Fournier P. V. *Dictionnaire des plantes médicinales et vénéneuses de France*. Paris: Omnibus, 2010: 750-752.

Gaussen H, Leroy J-F, and Ozenda P. *Précis de botanique, végétaux supérieurs*. Paris : Tome II. 2^{ème} éd. Masson, 1982 : 579.

Gershenzon J, Croteau R. Terpenoids. *Herbivores: their interaction with secondary plant metabolites* (rosenthal. GA & berenbaum, Mr eds); 1991, 1: 165-219.

Giner-larza E M, Manez S, Recio C, Giner R M, Prieto J M, Cerda-nicolas M, et Rios J. L. Oleanonic acid, a 3-oxotriterpene from *Pistacia*, inhibits leukotriene synthesis and has anti-inflammatory activity. *European Journal of Pharmacology*; 2001, 428: 137–143.

Gramza A, and Korczak J. Tea constituents (*Camellia sinensis* L.) as antioxidants in lipid systems. *Trends in Food Science & Technology* ; 2005, 16: 351–358.

Ghedira K. Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie* ; 2005, 4: 162-169.

Goetz P. Abrégé de matière médicale en phytocosmétologie. La phytocosmétologie thérapeutique, 2007 : 77-115.

García-Lafuente A, Guillamón E, Villares A, Rostagno M. A, & Martínez, J. A. Flavonoids as anti-inflammatory agents: implications in cancer and cardiovascular disease. *Inflammation Research* ; 2009, 58(9) : 537-552.

García-Moreno PJ, Pérez-Gálvez R, Guadix A, & Guadix EM. Influence des paramètres du test Rancimat sur la détermination de l'indice de stabilité à l'oxydation de l'huile de foie de morue. *LWT-Science et technologie alimentaire* ; 2013, 51 (1) : 303 308.

Giménez M.J, Valverde J.M, Valero D, Guillén F, Martínez-Romero D, Serrano M, Castillo S. Quality and antioxidant properties on sweet cherries as affected by preharvest salicylic and acetylsalicylic acids treatments. *Food Chem*; 2014, 160: 226–232. <http://dx.doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.03.107>.

Guesmi F, Hmed M. B, Prasad S, Tyagi A. K, & Landoulsi A. In vivo pathogenesis of colon carcinoma and its suppression by hydrophilic fractions of *Clematis flammula* via activation of TRAIL death machinery (DRs) expression. *Biomedicine & Pharmacotherapy*; 2019, 109: 2182-2191.

Giardinieri A, Schicchi R, Geraci A, Rosselli S, Maggi F, Fiorini D, & Pacetti D. Fixed oil from seeds of narrow-leaved ash (*F. angustifolia* subsp. *angustifolia*): Chemical profile, antioxidant and antiproliferative activities. *Food Research International*; 2019, 119: 369-377.

Houghton P.J, & Raman A. Laboratory Hand book for Fractionation of Natural Extracts. Londres: Chapman et Hall, 1ère éd, 1998: 29-31.

Heim K.E, Tagliaferro A.R, and Bobilya D. J. Flavonoids antioxidants: Chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *Journal of Nutritional Biochemistry*; 2002, 13 : 572-584.

Hopkins W. G. *Physiologie végétale*. De Boeck Supérieur, 2003 :514.

Houdret J. C. *Bien se soigner par les plantes, Un guide pratique pour traiter les troubles et affections du quotidien de toute la famille*. Paris: Solar Editions, 2004: 633.

Hidalgo F.J, Leon M.M, & Zamora R. Antioxidative activity of amino phospholipids /amino acid mixtures in edible oils as determined by Rancimat method. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*; 2006, 54: 5461-5467.

Ha S. K, Lee P, Park J. A, Oh R. H, Lee S.Y, Park J. H, Lee E. H, Ryu, J H, Lee R. K, and Kim S. Y. Apigenin inhibits the production of NO and PGE2 in microglia and inhibits neuronal cell death in a middle cerebral artery occlusion-induced focal ischemia mice model. *Neurochemistry International* ; 2008, 52: 878-886.

Hamad H, Ibrahim H, Gonaid M, Et Mojahidul I. Comparative Phytochemical and antimicrobial investigation of some plant growing in Al Jabal Al Akhdar. *Journal of natural product and plant resource*; 2011, 3: 90-95.

Iserin P, Masson M, Restellini J, Ybert E, De Laage de Meux A, Moulard F, Vican P. *Larousse des plantes médicinales: identification, préparation, soins*. 2^{ième} édition Larousse, VUEF, 2001 : pp13-16, pp 291-296.

Janakat S, and Al-Merie H, Evaluation of hepatoprotective effect of *Pistacia lentiscus*, *Phillyrea latifolia* and *Nicotiana glauca*. *J Ethnopharmacol*; 2002, 83: 135-138.

Kim H. P, Mani I, Iversen L, & Ziboh V. A. Effects of naturally-occurring flavonoids and biflavonoids on epidermal cyclooxygenase and lipoxygenase from guinea-pigs. *Prostaglandins, leukotrienes and essential fatty acids*; 1998, 58: 17-24.

Kahkonen M. P, Hopia A.I, Vuorela H.J, Rauha J.P, Pihlaja K, Kujala T.S, and Heinonen M. Antioxidant Activity of Plant Extracts Containing Phenolic Compounds. *J. Agric. Food Chem*; 1999, 47: 3954-3962.

Kesselmeier J, and Staudt M. Biogenic Volatile Organic Compounds (VOC): an overview on emission, physiology and ecology. *Journal of Atmospheric Chemistry*; 1999, 33: 23-88.

Khanbabaee K, and Ree T. V. Tannins: Classification and definition. *Natural Product*; 2001, 18 : 641-649.

Kim N.S, & Lee D.S. Comparison of different extraction methods for the analysis of fragrances from *Lavandula* species by gas chromatography–mass spectrometry. *Journal of Chromatography a*; 2002, 982(1): 31-47.

Kyriazakis I, Houdijk J.G. Nutritional control of parasites. *Small Ruminant Res*; 2006, 62: 79-82.

Kostova I, & Iossifova T. Chemical components of *Fraxinus* species. *Fitoterapia*; 2007, 78: 85–106. <https://doi.org/10.1016/j.fitote.2006.08.002>.

Khatiwora E, Adsul V. B, Kulkarni M. M, Deshpande N. R, & Kashalkar R. V. Spectroscopic determination of total phenol and flavonoid contents of *Ipomoea carnea*. *International Journal of ChemTech Research*; 2010, 2(3): 1698-1701.

Karawya M. S, Ammar N. M, Hifnawy M. S, Al-ookbi S. Y, Mohamed D. A. et El- Aansary, A. A. Phytochemical study and evaluation of the anti-inflammatory activity of some medicinal plants growing in Egypt. *Medical Journal Medical Journal of Islamic World Academy of Sciences*; 2010, 18: 139-150.

Kabera J. N, Semana E, Mussa A. R, & He X. Plant secondary metabolites: biosynthesis, classification, function and pharmacological properties. *J Pharm Pharmacol* ; 2014, 2(7) : 377-392.

Khenaka K. Effet de diverses plantes médicinales et de leurs huiles essentielles sur la méthanogènes ruminale chez l'ovin. Mémoire de magister en microbiologie appliquée non publié, Université frères Mentouri, Constantine, 2011.

Linné C. Species Plantarum, exhibentes plantas rite cognitatas, ad genera relatas, cum differentiis specificis, nominibus trivialibus, synonymis selectis, locis natalibus, secundum systema sexuale digestas. *Verbesina*, 1753: 902.

Lin C, Chen C, Liang Y, and Lin J. Molecular modeling of flavonoids that inhibits xanthine oxidase. *Biochemical and Biophysical Research Communications*; 2002, 294:167-172.

Liu C, Wang C, Xu Z, & Wang Y. Isolation, chemical characterization and antioxidant activities of two polysaccharides from the gel and the skin of *Aloe barbadensis* Miller irrigated with sea water. *Process Biochemistry*; 2007, 42(6) : 961–970.

Lucienne . Les plantes médicinales d'Algérie, 2010: 11.

Llorens Molina JA, Vacas González S, Sabater Martínez J. Essential oil composition of leaves of *Pistacia lentiscus* L. growing wild in Valencia (Spain). *Natural Volatiles and Essential Oils*; 2015, 2(4):17-26.

Latruffe N. Natural products and inflammation. *Molecules*, 2017, 22(1):120.

Margaris N.S. Adaptive strategies in plants dominating Mediterranean-type ecosystems. In: R. di Castri, D.W. Goodall and R.I. Specht (eds.), *Eco-systems of the World, Mediterranean-type Shrublands*. New York: Elsevier Science, 1981.

Magiatis P, Melliou E, Skaltsounis A, Chinou I. B, and Mitaku S. Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oils of *Pistacia lentiscus* var. *chia*. *Planta Med*, 1999, 65: 749-751.

Mattie M. D, and Freedman J. H. Copper-inducible transcription: regulation by metal- and oxidative stress responsive pathways. *The American Physiological Society*; 2004, 286: 293-301.

Masella R, Di Benedetto R, Vari R, Filesi C, and Giovannini C. Novel mechanisms of natural antioxidant compounds in biological systems: involvement of glutathione and glutathione-related enzymes. *Journal of Nutritional Biochemistry*; 2005, 16: 577-586.

Macheix J. J, Fleuriet A, and Jay-Allemand, C.H. Les composés phénoliques des végétaux. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, 2005: 192.

Moussard C. Biochimie structurale et métabolique. Bruxelles : 3eme édition De Bock & larcier, 2006: 69-100.

Mohammedi, Z. Etude du pouvoir antimicrobien et antioxydant des huiles essentielles et flavonoïdes de quelques plantes de la région de Tlemcen. *Mémoire de Magister. Université Abou Bakr Belkaïd Tlemcen*, 2006 : 105.

Moser B. R. Comparative oxidative stability of fatty acid alkyl esters by accelerated methods. *Journal of the American Oil Chemists' Society*; 2009, 86(7): 699-706.

Miguel M.G. Antioxidant activity of medicinal and aromatic plants. A review. *Flavour and Fragrance Journal* ; 2010, 25(5) : 291-312.

Meddour R, Mellal H, Meddour-Sahar O, Derridj A. La flore médicinale et ses usages actuels en Kabylie (Wilaya de Tizi Ouzou, Algérie): Quelques résultats d'une étude ethnobotanique. *Revue des Régions Arides* ; 2010, 12 : 181–201.

Morin O, & Pagès-Xatart-Parès X. Huiles et corps gras végétaux: ressources fonctionnelles et intérêt nutritionnel. *Oléagineux, Corps gras, Lipides* ; 2012, 19(2) : 63-75.

Mohan C. G, Deepak M, Viswanatha G. L, Savinay G, Hanumantharaju V, Rajendra C. E, & Halemani P. D. Anti-oxidant and anti-inflammatory activity of leaf extracts and fractions of *Mangifera indica*. *Asian Pacific journal of tropical medicine*; 2013, 6: 311-314.

Mekhaldi A, Bouznad A, Djibaoui R, et al. Phytochemical study and biological activity of sage (*Salvia officinalis* L.). *International Journal of Biological, Biomolecular, Agricultural, Food and Biotechnological Engineering*; 2014, 8:1231-1235.

Malčovská S. M, Dučaiová Z, Maslaňáková I, & Bačkor M. Effect of silicon on growth, photosynthesis, oxidative status and phenolic compounds of maize (*Zea mays* L.) grown in cadmium excess. *Water, Air, & Soil Pollution* ; 2014, 225(8) : 1-11.

Morel J. *Traité pratique de phytothérapie*. Éditions Grancher, 2017: 623.

Nagao A, Seki M, and Kobayashi H. Inhibition of xanthine oxydase by flavonoids. *Bioscience Biotechnology and Biochemistry*; 1999, 63 (10): 1787-1790.

Nickavar B, Mojab F, Javidnia K, & Amoli M.A.R. Chemical composition of the fixed and volatile oils of *Nigella sativa* L. from Iran. *Zeitschrift für Naturforschung C*; 2003, 58(9) 10): 629-631.

Ohkawa H, Ohishi N, et Yagi K. Assay for lipid peroxides in animal tissues by thiobarbituric acid reaction. *Analytical Biochemistry*; 1979, 95: 351-358.

Pietta P. G. Flavonoids as antioxidants. *Journal of natural products*; 2000, 63(7): 1035-1042.

Prior R.L, Wu X, Schaich K. Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. *J. Agric. Food Chem*; 2005, 53: 4290-4303.

Pandey N, Barve D, Prajapati N, et Dubey B. K. Evaluation of hepatoprotective activity of ethanolic extract of *Arisaema leschenaultii* blume tuber in paracetamol induced hepatotoxicity in swiss albino mice. *International Journal of Research in Pharmaceutical and Biomedical Sciences* ; 2012, 3 (1): 312-318.

Ribéreau-Gayon P. Notion générale sur les composés phénoliques. In «Les composés phénoliques des végétaux». Ed. Dunod, 1968 : 1-27.

Rivolier C. Secrets et vertus des plantes médicinales. Éditions Sélection du Reader's Digest, 1982: 463.

Reed J. D. Nutritional Toxicology of Tannins and Related Polyphenols in Forage Legumes. *Journal Animal Science* ; 1995, 73:1516-1528.

Re R, Pellegrini N, Proteggente A, Pannala. A, Yang M, Rice-evans. C. Antioxidant activity applying an improved abts radical cation decolorization assay. *J.Free radical biology medicine* ; 1999, 26:1231-1237.

Romani A, Pinelli P, Galardi C, Mulinacci N, & Tattini M. Identification and quantification of galloyl derivatives, flavonoid glycosides and anthocyanins in leaves of *Pistacia lentiscus* L. *Phytochemical Analysis: An International Journal of Plant Chemical and Biochemical Techniques*; 2002, 13(2): 79-86.

Razali N, Razab R, Mat J.S, Abdul A.A. Radical scavenging and reducing properties of extracts of cashew shoots (*Anacardium occidentale*). *Food Chemistry*; 2008, 11: 38-44.

Rios M. A, Santos F. F, Maia F. J, & Mazzetto S. E. Evaluation of antioxidants on the thermo-oxidative stability of soybean biodiesel. *Journal of thermal analysis and calorimetry*; 2013, 112(2): 921-927.

Singleton V.L, & Rossi J.A. Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*; 1965, 16(3): 144-158.

Siddhuraju P. Antioxidant activity of polyphenolic compounds extracted from defatted raw and dry heated *Tamarindus indica* seed coat. *LWT-Food Science and Technology*; 2007, 40(6): 982-990.

Sonnenburg E. D, Zheng H, Joglekar P, Higginbottom S. K, Firbank S. J, Bolam D. N, & Sonnenburg J. L. Specificity of polysaccharide use in intestinal bacteroides species determines diet-induced microbiota alterations. *Cell* ; 2010, 141(7) : 1241-1252.

Stoclet J. C, & Schini-Kerth V. Flavonoïdes alimentaires et santé humaine. In *Annales pharmaceutiques françaises Elsevier Masson* ; 2011, 69(2) : 78-90.

Saidi R, Khanous L, Allah S. K, Hamdi B, Ayadi A, Damak M, & Mezghani-Jarraya R. Antifungal, molluscicidal and larvicidal assessment of anemonin and *Clematis flammula* L. extracts against mollusc *Galba truncatula*, intermediate host of *Fasciola hepatica* in Tunisia. *Asian Pacific journal of tropical medicine*; 2017, 10: 967-973.
<https://doi.org/10.1016/j.apjtm.2017.09.00>.

Saidi R, Chawech R, Baccouch N, & Jarraya R. M. Study toward antioxidant activity of *Clematis flammula* extracts: Purification and identification of two flavonoids-glucoside and trisaccharide. *South African Journal of Botany*; 2019, 123: 208-213.

Tanker M, Tanker N. *Pharmacognosy II*. Publications of Ankara University, Ankara, 1990.

Tamura M. *Archiclematis* and *Clematis*. *Die Natürlichen Pflanzenfamilien*. Zwei. Aufl. 17a (4). Berlin : Duncker and Humblot, 1995 : 366-387.

Topçu G, Ay M, Bilici A, Sarıkürkcü C, Öztürk M, & Ulubelen A. A new flavone from antioxidant extracts of *Pistacia terebinthus*. *Food chemistry*; 2007, 103: 816-822.

Tajini F, Bouali Y, & Ouerghue A. Etude de la qualité nutritionnelle de fruit de *Phoenix dactylifera* L.: mesure des paramètres biochimiques. *Nature & Technology*; 2020, (23): 39-49.

Vorwerk S, Somerville S, Somerville C, “The role of plants cell wall polysaccharide composition in disease resistance”. *Trends in Plant Science*; 2004, 9: 203-209.

Vardar-Ünlü G, Silici S et Ünlü M. Composition and In vitro antimicrobial activity of Populus buds and poplar-type propolis. World Journal of Microbiology and Biotechnology; 2008, 24: 1011-1017.

Velasco J, Dobarganes C, Holgado F, & Márquez-Ruiz G. Une étude de suivi d'oxydation dans des huiles microencapsulées séchées dans les conditions accélérées du test Rancimat. Food Research International; 2009, 42 (1): 56-62.

Wink M. A Short History of Alkaloids, In: Alkaloids: Biochemistry, Ecology and Medicinal Applications, M.F. New York: Roberts & M. Wink, Plenum Press, ISBN 0-306-45465-3, 1998: 11-44.

Weinman S, Et Méhul P. Toute la biochimie. Paris: Dunod, 2004: 159-200.

Wang B.S, Li B.S and Zeng Q.X. Antioxidant and free radical scavenging activities of pigments extracted from molasses alcohol wastewater. Food Chemistry ; 2008, 107: 1198-1204.

Youmbai A. Contribution à l'étude des polysaccharides hydrosolubles de quelques plantes de la famille des Apiaceae récoltés dans la région de Ghardaïa (Sahara septentrional Algérien). Mémoire de magister en biologie non publié, Université Kasdi Merbah, Ouargla, 2015.

Yous F, Atmani-Kilani D, Debbache-Benaidia N, Cherift N, Sebaihi S, Saidene N, & Atmani D. Anti-ulcerogenic and proton pump (H⁺, K⁺ ATPase) inhibitory activity of Clematis flammula L. extract. South African Journal of Botany; 2018, 119: 390-399.

Zohary M. A monographical study of the genus Pistacia. Palestine Journal of Botany (Jerusalem Series); 1952, 5: 187-228.

Zitouni et al. Assessment of phytochemical composition and antioxidant properties of extracts from the leaf, stem, fruit and root of Pistacia lentiscus L., International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research; 2016, 8(4): 627-633.

Résumé

Afin de valoriser et exploiter le patrimoine végétal dans plusieurs domaines pharmacologiques, médical et agroalimentaire, nous nous sommes intéressés dans ce travail à l'évaluation de l'activité biologique des graines noires de *Pistacia lentiscus* et de déterminer leur teneur en molécules bioactives. De plus l'évaluation de la stabilité oxydative de l'huile végétale de *Pistacia lentiscus* a été réalisée par le test Rancimat.

Pistacia lentiscus représente une source importante de métabolites primaires et secondaires. En effet, les résultats des dosages de l'extrait ont montré une forte teneur en phénols totaux ($101,05 \pm 4,16 \mu\text{gEq/mg}$ d'acide gallique), en sucres ($34,23 \pm 0,12 \mu\text{gEq/mg}$) et protéines ($11,06 \pm 0,27 \mu\text{gEq/mg}$) respectivement. L'activité anti-inflammatoire enregistrée au niveau de l'extrait polysaccharidique peut s'expliquer par son pouvoir antioxydant via la réduction du radical ABTS ($\text{IC}_{50} = 53 \mu\text{g/ml}$), et H_2O_2 ($57 \mu\text{g/ml}$), et l'inhibition de la peroxydation lipidique ($100 \mu\text{g/ml}$). D'autres parts, les résultats du test de Rancimat ont révélé que l'huile de graines de *Pistacia lentiscus* (50ppm) incorporé à l'huile de soja a montré une meilleure résistance à l'oxydation (11,93h) cela est probablement dû en partie à sa capacité antioxydante. Ainsi, les extraits de graines de *P. lentiscus* (huile essentielle et polyphénols) peut s'avérer d'une utilité biotechnologique quant à la conservation et la stabilité des corps gras au niveau des industries agroalimentaires.

Mots clés : *Pistacia lentiscus*, huile végétale, activité antioxydante, anti-inflammatoire, rancimat.

Abstract

In order to valorize and exploit the plant heritage in several pharmacological, medical and agroalimentary fields, we were interested in this work to evaluate the biological activity of the black seeds of *Pistacia lentiscus* and to determine their content in bioactive molecules. In addition, the evaluation of the oxidative stability of the vegetable oil by *Pistacia lentiscus* was carried out by the Rancimat test.

Pistacia lentiscus represents an important source of primary and secondary metabolites. Indeed, the results showed a high content of total phenols ($101.05 \pm 4.16 \mu\text{gEq/mg}$ gallic acid), sugars ($34.23 \pm 0.12 \mu\text{gEq/mg}$) and proteins ($11.06 \pm 0.27 \mu\text{gEq/mg}$) in the crude extract. The anti-inflammatory activity of the polysaccharide extract can be explained by its antioxidant power via the reduction of ABTS radical ($\text{IC}_{50} = 53 \mu\text{g/ml}$), and H_2O_2 ($\text{IC}_{50} = 57 \mu\text{g/ml}$), and the inhibition of lipid peroxidation ($\text{IC}_{50} = 100 \mu\text{g/ml}$). On the other hand, the results of the Rancimat test revealed that *Pistacia lentiscus* seed oil (50ppm) incorporated in soybean oil showed a better resistance to oxidation (11.93h), which is probably due in part to its antioxidant capacity. Thus, the extracts of *P. lentiscus* seeds (essential oil and polyphenols) can be used in food industry to preserve and stabilize the vegetable oil.

Keywords: *Pistacia lentiscus*, vegetable oil, antioxidant activity, anti-inflammatory, rancimat.

ملخص

م أجل تع واسغلال البث الاتي في العيم المالات الوائة، البة والأغاة الراء، فإننا مونا بونا العقل في وت عيم م لها في الات البطة بلمجرا. الإضافة إلى *Pistacia lentiscus* ت، الالب و اللمجي لاور ال داء ل Rancimat. ببسطة اذار ال ت، إجبؤ *Pistacia lentiscus* ذل، ت، الاسفةر الأك c لا الاتي

منا مومها لل فلات الأولة والنانبة. والفعل أ هقت ناتج ت عيات ال الة زة *Pistacia lentiscus* ع 3 ± 34.23 عالة م الف فلات الة (101.05 ± 4.16 م 3وغلم / م م حة الغال)، م ال 3ات م 3وغلم / م عى اللمي. ا تة 3 ال 0.27 ± م 3وغلم / م عى الة (11.06 ± 210. م 3وغلم / م عى الة) الة للالعات ال لم في م ال عى ال عى م خلال قترته الة للأك عة 3b تامل جوم 3وغلم / م، وتا & ب 3و c الهم (100 م 3وغلم / H_2O_2 (57، و) م 3وغلم / مل ABTS (53) IC_{50} ال تدمه *Pistacia lentiscus* (50ppm) أن زت باور Rancimat مل). م نادة أ 3، أ هقت ناتج اذار للأك عة قترته الة للة (11.93 ساعة) ورا يجمع ذل ج زة إلى في زت فمل الة (3 مفاومة أفضل للأك عة (ال تة الة 3ب واللمة ال) أنها ت عى في *Pistacia lentiscus* والالب قتا تة الة الة م باور ال لمجرا الة لفا على الة الة واسفةرها في صاعة الأغاة