



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.BIO/2023

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Présenté par :

KERBOUA Amel & TOLIBI Wissam

Thème

**Etude comparative des activités antioxydantes , anti-
inflammatoires et antibactériennes de quelques plantes
médicinales de la région de Bouira**

Soutenu le: 02 / 07 /2023

Devant le jury composé de :

Nom et Prénom

Grade

MEDBOUA Chafia

MCB

Univ. de Bouira

Présidente

TIGHILET Karim

MCB

Univ. de Bouira

Promoteur

IDER Djamila

MCB

Univ. de Bouira

Examinatrice

Année Universitaire : 2022/2023

Remerciements

"Le grand merci s'adresse au bon Dieu le tout puissant, de nous avoir donné la force et la patience et qui nous a guidé et éclairé notre chemin pour la réalisation de notre mémoire de fin d'étude."

Ce travail n'aurait pas vu le jour sans la contribution de plusieurs personnes, tout avec leurs conseils qu'avec leurs critiques

*Le grand merci s'adresse à notre promoteur **Mr. TIGHILET Karim** qui nous a honorés en acceptant de diriger ce travail. Ses encouragements, ses efforts qu'il a consenti et ses conseils.*

*Nos sincères considérations et nos vifs remerciements vont également aux membres du jury : **Mme . MADBOUA Chafiaa** , Maître de conférences de classe B à l'université de Bouira qui nous a fait l'honneur de présider ce jury, **Mme.IDER Djamila** Maître de conférence de classe B à l'université de Bouira, pour avoir accepté d'examiner ce mémoire, et a toutes l'équipe de l'entreprise Saidal vraiment aidé pour la réalisation de ce travaille.*

*Remerciements particulières à **Mme.MECHIDE Wahiba** chef déparetement d'avoir nous suivis tout au long de notre stage au sein de la Saidal . et toute à l'ensemble des enseignants ayant contribué à notre formation durant notre cycle d'étude.*

Enfin tous nos remerciements à nos familles et nos amis(es) qui ont nous soutenir, nous encourager, nous aider et nous supporter tout au long des années.

Dédicaces

Grace à Allah et avec sa faveur, j'ai pu réaliser ce travail que je dédie Je dédie ce modeste travail ...

Au meilleur papa du monde, mon héro, l'homme qui s'est sacrifié pour me voir réussir dans ma vie, et pour me rendre heureuse, que Dieu le garde pour nous, à toi mon père

« AHMED ».

*A mon paradis sur terre, ma femme unique, ma vie et la source de mon bonheur ma mère « **FATEMA** », qui ma guidé vers le bon chemin, et qui a fait le possible pour me voir réalisé mes rêves. et qu'elle m'a toujours accordé en témoignage de ma reconnaissance envers sa confiance, ses sacrifices et sa tendresse.*

*A mes adorables sœurs, «**zahera**», «**Amina** », «**Amel**» «**soumia** » et son petites enfants «**salsabil**» et «**yasemine** », «**Tasnim** » «**fatema** » «**Abed ullah** » «**Abed elraheman** » . Pour l'amour qu'elles me réservent. et leurs encouragements, que Dieu vous garde en bonne santé et à mes cotés.*

*A notre belle nouvelle princesse «**Ibtihal** »,*

*que dieu la protège. A la lumière de mes jours, A mon héro, la source de mes efforts, la flamme de mon cœur, à mon petite frère «**Abed elmoemen** ».*

*A mes adorables copines «**khawela** », «**zakia** », «**samia**» «**Asema**», «**Amina**», «**Ilham** », «**Imene**», «**Afifa** », «**Nouha**», «**Rima** », «**thanina** », «**hayet**», «**soumia** » «**asema** ».*

*Avec lesquelles , celles qui ont toujours été présente pour moi et toujours m'aidée, écoutée et encouragée tout au long de mon parcours. A mes chers frère «**mohamed** » et mon tuiin «**houssam** », Merci de me soutenir , je leur souhaite bonheur, réussite et bonne santé.*

En souvenir de notre sincère et profonde amitié et des moments agréables qu'on a passé ensemble je tiens a passé mes dédicaces pour mon amie , au belle binôme

«AMEL».

*A toute la promotion de Microbiologie applique **2022/2023** A toutes les personnes qui de près et de loin m'ont apportée leur aide A tous, du fond de mon cœur je vous dédie ce travail.*

wissam





Dédicaces

À l'aide de dieu tout puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie, qui m'a donné la force, la volonté, la santé et le courage durant la réalisation de ce travail

Je dédie ce travail :

À mes adorables parents, que Dieu les garde pour moi pour ce jour-là, qui ont toujours été à mes côtés pour leur encouragement.

*À mon cher père «**AISSA**» qui m'a appris le sens de la persévérance tout au long de mes études, pour son sacrifice ses conseils et ses encouragements, que Dieu vous garde et vous procure tout puissant te garde santé, longue vie et bonheur afin que vous demeuriez le soleil qui illumine notre vie.*

*À la lumière de mes yeux, l'ombre de mes pas et le bonheur de ma vie ma mère «**BAHIA**» qui m'a apporté son appui durant toutes mes années d'étude, pour son sacrifice et soutien qui m'ont donné confiance, courage et sécurité.*

À mes chers frères pour leurs encouragements, qui m'ont soutenu depuis toujours. Je vous souhaite du bonheur et du succès dans toute votre vie.

*À mes belles sœurs «**NASSIMA** et **AYA** » Merci pour votre amour, soutiens, patiences et aides à chaque moment de ma vie. Merci d'avoir toujours cru en moi. Je vous exprime ma profonde gratitude*

*À ma chérie «**FAIROUZ**» mes remerciements ne pourront jamais égaler ton grand cœur qui m'a apporté du soutien au moment où j'avais besoin d'aide. Merci encore.*

*À mon binôme «**WISSEM**» que j'ai passé avec vous des moments agréables, qui a travaillé Dur avec moi pour compléter ce travail.*

*À tous mes amis surtout : **ZAKIA, KHAWLA, SAMIA, ILHAM, KARIMA, ASMAA, ROUMAISSA, AMINA, IMANE, KHADIDJA.** Je garderai de vous les bons souvenirs*

*.À toute ma famille **KERBOUA** et **ASSAM**, À tous mes amis que j'ai passé avec eux des bons moments. A toute la promotion de Master 02 Microbiologie appliquée.*

Amel

Remerciements

Dédicace

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction générale 1

Partie 1 : Synthèse bibliographie

Chapitre I : Généralités sur les plantes étudiées

Introduction.....3

I.1 *Myrtus communis*4

I.1.1 Généralité..... 4

I.1.2 Dénomination.....4

I.1.3 Classification.....5

I.1.4 Description botanique.....5

I.1.5 Composition phytochimiques6

I.1.6 Utilisations7

I.1.6.1 Utilisation traditionnelle..... 7

I.1.6.2 Utilisation moderne 8

I.2 *Pistacia lentiscus* 9

I.2.1 Généralité..... 9

I.2.2. Dénomination internationale..... 9

I.2.3. Classification..... 9

I.2.4 Description botanique.....	10
I.2.5 Composition chimique.....	11
I.2.6 Utilisations	12
2.6.1 Utilisation traditionnelle.....	12
6.2 2.Utilisation moderne	13
I.3 <i>Rhamnus alternus</i>	13
I.3.1 Généralité.....	13
I.3.2 Dénomination.....	14
1.3.3 Classification.....	14
I.3.4 Description botanique.....	15
I.3.5 Composition chimiques	16
I.3.6 Utilisations	17
3.6.1 Utilisation traditionnelle.....	17
3.6.2 Utilisation moderne	18

Chapitre II : Les composés phénoliques

II.1 Généralité	19
II .2 Biosynthèse des composés phénoliques.....	19
II.3 Classification des métabolites secondaires.....	20
II.3.1 Les composés phénoliques	20
3.1.1 Les polyphenol	20
3.1.2 les flavonoïde	21
3.1.3 Les tanins	22
3.1.4 Les anthocyanes.....	23
II.3.2 Les Alcaloïdes.....	23

II.2. Activités biologiques des polyphénols.....	24
II.2.1. Activité antioxydante	24
II.2.2 Activité antimicrobienne	25
II.2.4 Activité anti_inflamatoire in vitro	26

Partie 2 : Étude expérimentale

Chapitre I : Matériel et méthodes

I. Lieux de stage	28
I.1 Matériel végétal (biologique).....	28
I.2 Procédure d'extraction.....	29
I.2.1 Extraction par Macération	29
I.2.2 Extraction par ultrason.....	29
I.2.3 Calcul de rendement d'extraction	30
I.3 Dosage des composés phénoliques	30
I.3.1 Dosage des polyphénols totaux.....	30
I.3.2 Dosage des flavonoïdes	31
I.3.3 Dosage des flavonols	31
I.3.4 Dosage des pigments liposolubles.....	31
I.4 Évaluation du pouvoir antioxydant	32
I.4.1 Piégeage du radical libre ABTS ^{•+}	32
I.4.2 Activité antiradicalaire par le test DPPH.....	33
I.4.3. Test de réduction du fer (FRAP).....	34
I.5 Activité antibactérienne des extraits des plantes	35
I.5.1 Microorganismes (souches utilisées).....	35

I.5.2 Préparation du milieu de culture	35
I.5.3 Stérilisation du matériel.....	35
I.5.4 Préparation des dilutions des extraits	35
I.5.5 Préparation de l'inoculum.....	36
I.5.6 Ensemencement et dépôt des disques.....	36
I.5.7 Lecture des résultats	36
I.6 Activité anti-inflammatoire in vitro	37
I.7 Analyse statistique des résultats.....	37

Chapitre II : Résultats et discussion

II.1 Rendement d'extraction	38
II.2 Dosage des composés phénoliques	39
II.2.1 Teneurs en polyphénols totaux	39
II.2.2 Teneurs en flavonoïdes.....	41
II.2.3 Teneurs en flavonols	42
II.2.4 dosage des pigments liposolubles	43
II.3 Pouvoirs antioxydants des extrait	44
II.3.1 Activité de piégeage du radical DPPH.....	44
II.3.2 Activité de piégeage du radical ABTS ⁺	46
II.3.3 Pouvoir réducteur des extraits	48
II.4 Activité anti-inflammatoire in vitro	49
II.5 Activité antibactérien	50

Conclusion et perspectives	52
---	-----------

Références bibliographiques	53
--	-----------

Annexe

Résumé

Liste des tableaux

N° tableau	Titre	Page
Tableau I :	Position taxonomique de <i>Myrtus communis</i> d'après (Goetz, 2012)	05
Tableau II :	Position taxonomique de <i>Pistacia lentiscus</i> d'après Guignard (2001) et Spichiger et al. (2004)	10
Tableau III :	La position taxonomique du <i>Rhamnus alaternus</i> d'après (Quezel et Santa, 1963)	15
Tableau IV:	Valeurs d'IC ₅₀ (µg/ml) pour le test de DPPH des extraits	46

Liste des figures

Figure N°	Titre	Page
Figure 1	Photo de <i>Myrtus communis</i> L	06
Figure 2	Photo de <i>Pistacia lentiscus</i> L.	11
Figure 3	Photo de <i>Rhamnus alaternus</i>	16
Figure 4	Classification des métabolites secondaires	20
Figure 5	Structure générale de l'acide hydroxybenzoïque (a) et de l'acid hydroxycinnamique (b)	21
Figure 6	Structure de base des flavonoïdes	21
Figure 7	Structure des différents sous-groupes de flavonoïdes	22
Figure 8	Structure chimique des tanins (a) hydrolysables et (b) condensés	23
Figure 9	Structure de base des anthocyanes	23
Figure 10	Les feuilles séchées de plantes étudiée (a) <i>Pistacia lentiscus</i> ; (b) <i>Myrtus communis</i> ; (c) : <i>Rhamus alternus</i>	28
Figure 11	Préparation de la poudre végétale	29
Figure 12	Structure et spectre d'absorbance UV/Vis du radical DPPH• et de sa forme réduite	33
Figure 13	la préparation des extraits pour l'activité antibactérienne	35

Figure 14	Comparaison des rendements des extraits	38
Figure 15	Taux de polyphénols totaux dans les extraits des espèces étudiées	40
Figure 16	Teneurs en flavonoïde des différents extraits.	41
Figure 17	Teneurs en flavonols des différents extraits.	42
Figure 18	Teneurs en pigment liposolubles des différents extraits.	44
Figure 19	Comparaison des activités antioxydant du radical DPPH des extraits.	45
Figure 20	Concentration inhibitrice de 50% du radicale ABTS ⁺ des différents extraits.	47
Figure 21	Pouvoir réducteur des extraits obtenus par ultrason et macération	48
Figure 22	Concentration inhibitrice de 50% de la dénaturation d'albumine des différents extraits	49
Figure 23	Zones d'inhibition des différents extraits avec les souches bactériennes sélectionnées	50

Liste des Abréviation

ABTS : 2,2'-azinobis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonique)

AG: Acide gallique

AlCl₃ : chlorure d'aluminium

DMSO : Diméthyle sulfoxyde

DPPH: 1, 1-Diphényl-2-PicrylHydrazyl

EAG: Equivalent acide gallique

EQ: Equivalent de quercitrine.

FeCl₃: Trichloride de fer

FRAP : Ferric reducing antioxidant power.

HCl : acide chlorhydrique

I%: Le pourcentage d'inhibition

IC₅₀ : Concentration d'inhibition correspondant à 50 % de la concentration.

R% : Rendement en %.

K₃Fe(CN)₆: ferricyanure de potassium

K₃O₈S₂ : persulfate de potassium

MeOH: méthanol

M-H: Mueller-Hinton

mM : millimolaire

PBS : Phosphate Buffer Saline, (tampon phosphate salin)

TCA: acide trichloracétique C₂HCl₃O₂

Introduction

Introduction

Les plantes médicinales représentent des remèdes naturels possédant un potentiel à la fois curatif et préventif. Malgré les avancées significatives de la médecine moderne, la médecine traditionnelle a préservé une tradition thérapeutique vivante, et les hommes continuent de faire appel à ces remèdes naturels sans les abandonner complètement **(Oullal et Chamek, 2018)**. En fait, ces plantes médicinales demeurent une source majeure de nouveaux médicaments, étant considérées comme des réserves importantes de molécules qui sont essentielles au développement de traitements novateurs **(Maurice, 1997)**.

La recherche en phytochimie continue de susciter un vif intérêt de nos jours. Cela s'explique principalement par le fait que les végétaux offrent plusieurs molécules bioactives. Les plantes renferment un large éventail de composés utilisés dans l'industrie alimentaire, cosmétique et pharmaceutique. Les molécules bioactives comprennent les tanins, les terpènes, les flavonoïdes, les coumarines, les polyphénols, les alcaloïdes et les acides phénoliques. Ces substances présentent un large éventail de propriétés thérapeutiques et jouent un rôle crucial dans la prévention du cancer, les pathologies cardiovasculaires et la peroxydation des lipides, ce qui explique l'importance de ces molécules pour la conception de nouveaux médicaments. De plus, elles contribuent à la protection des plantes contre diverses attaques microbiennes **(Bruneton, 1999 ; Bahorun et al., 1996)**.

L'Algérie dispose d'un climat méditerranéen, aride et saharien, ainsi que d'un vaste territoire, ce qui lui confère une végétation exceptionnellement abondante et diversifiée, comprenant notamment des plantes aromatiques et médicinales qui poussent à l'état sauvage. Il s'agit notamment de *Myrtus communis*, *Rhamnus alaternus* et *Pistacia lentiscus*.

Ces plantes possèdent des propriétés stimulantes, antiseptiques, astringentes et a été réputé pour leurs capacité à réduire la glycémie. Elles ont également des effets bénéfiques pour traiter les problèmes d'eczéma, des inflammations de la peau, d'asthme et des troubles gastro-intestinaux, des ulcères, d'hypertension, de toux, des maux de gorge, les calculs rénaux et la jaunisse **(Hennia, 2016)**.

Des études in vitro ont démontré que les propriétés thérapeutiques du *Rhamnus alaternus* sont attribuables à sa richesse en composés actifs tels que les polyphénols **(Villar et al., 1987; Ali-Shtayeh et al., 2000; Rohdewald, 2002; Ammar et al., 2008; Gardeli et al., 2008)**.

L'objectif principal de notre étude était d'évaluer les activités biologiques (antimicrobiennes, antioxydantes et anti-inflammatoires) de trois espèces, à savoir: *Pistacia lentiscus*, *Myrtus communis* et *Rhamnus alaternus*.

Le choix du matériel végétal a été justifié par la richesse en composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins) des feuilles de ces espèces.

Ce travail est divisé en deux parties :

La première partie est une synthèse bibliographique comprenant deux chapitres :

- Le premier est consacré aux connaissances générales sur les plantes médicinales et à une brève description des trois espèces étudiées et de leurs propriétés médicinales.
- Le deuxième apporte des informations sur les composés phénoliques et les activités biologiques, à savoir les activités antioxydantes, antibactériennes, anti-inflammatoires.

La deuxième partie de cette étude se concentre sur l'aspect expérimental, détaillant le matériel végétal utilisé ainsi que les méthodes employées pour mener à bien cette recherche. Par la suite, elle présente un chapitre consacré aux résultats obtenus, suivi d'une discussion approfondie sur ces résultats. Enfin, l'étude se conclut par une synthèse des conclusions tirées de ces travaux, ainsi que des perspectives envisagées pour de futures recherches.

Partie I : Recherche bibliographique

Chapitre I

Introduction

Les plantes médicinales demeurent la principale source de nouveaux médicaments en raison de la découverte de nouvelles molécules essentielles à leur développement. **(Maurice, 1997).**

L'étude initiale des effets antimicrobiens des plantes employées dans la médecine traditionnelle a établi une fondation scientifique pour justifier ces méthodes empiriques. (**Loubaki et al., 1999).**

Les plantes médicinales sont la principale source de remèdes utilisée pour traiter les maladies de l'humanité . Cette utilisation est généralement applicable aux cas bénins, dans un but de traitement symptomatique. **(Gilles, 1976 et Iserin, 2001).**

Sur Terre, on estime qu'il y a environ 500 000 espèces de plantes, dont environ 100 000 ont une valeur médicinale, dont les principes actifs agissent directement sur le corps humain. Ils sont utilisés aussi bien en médecine classique qu'en phytothérapie : ils présentent des avantages que la médecine conventionnelle fait ou vent défaut . **(Gilles, 1976 et Iserin, 2001).**

Avant de pouvoir recommander l'utilisation de plantes médicinales pour traiter des maladies spécifiques, il est essentiel de valider scientifiquement leur utilisation traditionnelle. Cela implique de conduire des études pour évaluer l'activité pharmacologique de la plante sélectionnée et déterminer si elle confirme ses propriétés médicinales réputées. De plus, il est crucial de vérifier l'innocuité des plantes utilisées afin d'éviter toute toxicité potentielle. L'usage des plantes médicinales locales en réponse à des problèmes de santé peut être envisagé comme une alternative aux médicaments conventionnels, offrant ainsi une approche complémentaire pour le traitement de certaines affections. **(Maurice, 1997).**

La flore en Algérie se distingue par sa diversité florale, qui englobe des caractéristiques méditerranéennes, sahariennes, ainsi qu'une flore paléo-tropicale. On estime qu'il existe plus de 3000 espèces appartenant à différentes familles botaniques. La plupart de ces espèces pharmacopée traditionnelle une richesse inestimable. **(Ozenda, 1977).**

I.1 *Myrtus communis*

I.1.1 Généralités

Les Myrtacées sont la huitième plus grande famille de plantes à fleurs, comprenant plus de 5650 espèces réparties dans environ 130 à 150 genres différents (**Iazzourene, 2015 et Bujabata, 2017**). Elles se trouvent principalement dans les régions chaudes et sont caractérisées par leur aspect ligneux, se présentant sous forme d'arbres ou d'arbustes. Du point de vue de leur composition chimique, cette famille est riche en composés phénoliques et en tanins, ce qui en fait une des principales productrices de tanins et de flavonoïdes. (**Désiré, 2005**).

Myrtus Communis, faisant partie de la famille des myrtacées, est une espèce d'arbuste ou de petit arbre à feuilles persistantes, reconnue pour son importance. Son origine se trouve en Europe du Sud, en Afrique du Nord et en Asie occidentale, tandis qu'on le retrouve également en Amérique du Sud, dans le nord-ouest de l'Himalaya et en Asie du Sud-Est. (**Sumbul et al., 2011**).

Le myrte est une plante médicinale utilisée dans le monde entier en médecine traditionnelle. Les feuilles, leurs fleurs et leurs fruits contiennent de grandes quantités d'huiles essentielles dans leurs (**Fadil et al., 2017**). Traditionnellement, les composés phytochimiques des feuilles et des baies de myrte, qui contiennent principalement des anthocyanes, des flavonoïdes et des acides gras, ont été largement utilisés pour l'aromatisation des aliments ainsi que pour le traitement de diverses pathologies (**Yangui et al., 2021**).

I.1.2 Dénomination

Le myrte commun, parfois appelé myrte juif ou herbe de Laguiole est connu sous différents noms dans différents pays, c'est un arbre sacré dans de nombreuses civilisations anciennes. Le nom latin "*myrtus*" vient du mot grec "murtos" qui signifie parfum, tandis que "*communis*" signifie commun (**Goetz, et Ghedira, . (2012)**).

En français, il est connu sous le nom de Myrte commun mais en anglais, il est connu sous plusieurs noms tels que Common myrtle, Greek myrtle, myrtle, sweet myrtle. En kabyle il est appelé Chilmoune et الريحان en arabe et aussi As et Haddas. En espagnol, il est appelé arrayán, mirto, murta, murt (**Goetz, et., Ghedira, . (2012)**).

1.1.3 Classification

Le *Myrtus communis* L est classé dans la systématique suivante (Goetz,2012)

Tableau I : Position taxonomique de *Myrtus communis* d'après est le suivant

Règne	Plantae
Sous-Règne	Tracheobionta
Embranchement	Magnoliophyta
Sous-Embranchement	Magnoliophytina
Classe	Dicotylédones
Ordre	Myrtales
Famille	Myrtaceae
Genre	<i>Myrtus</i>
Espèce	<i>Myrtus communis</i> L.

1.1.4 Description botanique

M. communis est un arbuste ou un petit arbre aromatique à feuilles persistantes, de 1,8 à 2,4 m de hauteur, avec un petit feuillage et une écorce profondément fissurée (Figure 01). Il a une tige dressée de 2,4 à 3 m de haut. Ses branches forment une tête pleine et serrée, couverte de feuilles persistantes (Sumbul et al. 2011).

La tige de la plante est ramifiée et les feuilles vertes foncées sont brillantes, glabres, coriaces, opposées, jumelées ou verticillées, ovales à lancéolées avec une structure rigide, aromatiques, aromatiques, à marge entière, acuminées et longues de 2,5-3,8 cm, glandes absentes dans la lamelle. Elle a des fleurs blanches axillaires sur des pédoncules minces, de taille moyenne d'environ 2 cm de diamètre, raides avec des anthères jaunes (Aleksic et al .2014).

Les pétales sont d'un blanc pur avec des glandes et un peu tomenteux. et un peu tomenteux, avec une marge couverte de poils fins. Ils dégagent une odeur douce et parfumée. Les baies sont de la taille d'un pois, orbiculaires ou ovoïde-ellipsoïde, bleu-noir ou blanche, avec des graines dures en forme de rein. Elles sont de taille (0,7-1,2 cm) et de forme variables (Sumbul et al. 2011).

Le fruit développé est d'abord vert pâle, puis devient rouge foncé et devient finalement indigo foncé lorsqu'il est à maturité. Ils sont amers lorsqu'ils ne sont pas mûrs et sucrés lorsqu'ils sont mûrs. Il est très tolérant à la sécheresse et n'a besoin que de peu d'eau. Le myrte peut pousser dans des endroits humides, à l'ombre comme en plein soleil jusqu'à 800 m d'altitude. Sa période de floraison est l'été. Période de floraison est l'été (Sumbul et al. 2011).

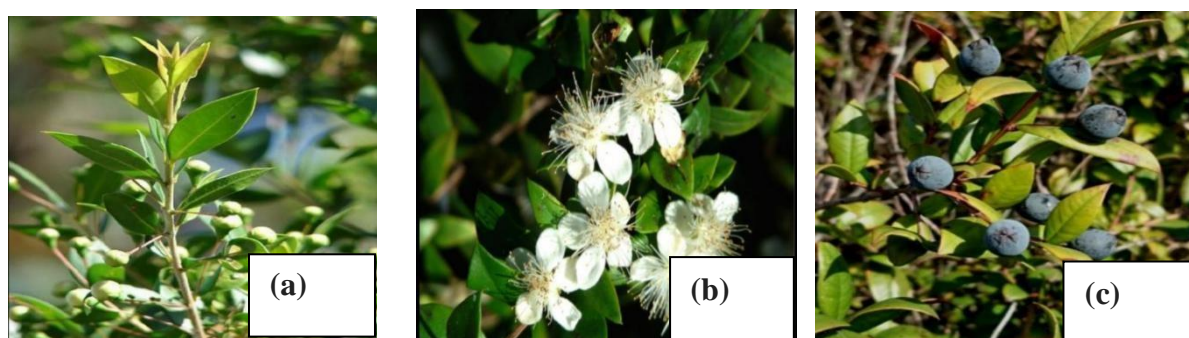


Figure 01 : Photo de *Myrtus communis* L, **a** : les feuilles ; **b** : les fleurs ; **c** : les fruits (Aleksic et al . 2014).

I.1.5 Composition phytochimiques

De nombreuses études ont été menées sur la composition phytochimique de *Myrtus communis* L. Cette plante renferme des fibres, des sucres, des antioxydants ainsi qu'une multitude de composés biologiquement actifs. (Hayder et al. 2004).

Les huiles essentielles, les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tanins sont présents dans les feuilles et les fleurs de *Myrtus communis* L. Selon les études de **Messaoud et al. (2005)** et **Aidi Wannes et al. (2010)**, les feuilles séchées de cette plante renferment divers composés, notamment le 1,8-cinéole (13,5–19,6%), le linalol (7,7–15,8%), l'acétate de linalyle (2,5–6%), le terpinéole, le terpinolène, ainsi que des tanins et des composés flavonoïdes .

Les baies contiennent principalement des composés phénoliques, des flavonoïdes et des anthocyanes. Leur composition inclut des tanins, des anthocyanes (représentant de 0,2 à 54 %), ainsi que des acides gras et organiques (allant de 9 à 52 %). La quantité de ces composés dépend du solvant d'extraction utilisé et/ou du stade de maturation des baies (**Messaoud et al., 2012**). Il convient de noter que la teneur en composés varie également en fonction de la partie de la plante utilisée. En général, les feuilles de myrte, les composés volatils et les fleurs contiennent fréquemment de l' α -pinène (~10-60 %) et du 1,8-cinéole (~12-34 %) (**Aidi Wannes et al. 2010**).

Les graines produisent 12 à 15 % d'une huile grasse (huile fixe) composée de glycérides d'acide oléique, linoléique, myristique, palmitique, linolénique et laurique.

Une analyse des acides gras présents dans les fruits de myrte a révélé la présence de 14 types d'acides gras, parmi lesquels l'acide oléique se distingue en tant que composant principal, représentant 67,07 % de la composition totale. Ensuite, on retrouve l'acide palmitique avec une proportion de 10,24 %, suivi de près par l'acide stéarique qui représente 8,19 % de la composition globale. (**Hayder et al., 2004**).

Les feuilles contiennent des tanins, des flavonoïdes, des coumarines, de la myrtucommulone A et B, de la semimyrtucommulone, des galloyl-glucosides, des ellagitannins, des acides galloyl-quiniques, des acides caféiques, galliques et ellagiques. Les racines ont révélé la présence de tanins, d'alcaloïdes, de glycosides, de sucres réducteurs, d'huile fixe, d'acides galliques, d'acides phénoliques, de quercétine et de pateline. (**Sumbul et al., 2011**).

I.1.6 Utilisations

6.1.1 Utilisation traditionnelles

Myrtus communis L. est un arbuste qui a été utilisé depuis les temps anciens à la fois comme épice et à des fins médicinales. Bien qu'il dégage une agréable odeur, le myrte n'a pas été largement utilisé comme épice en raison de son goût très fort, désagréable et amer. son utilisation culinaire est principalement associée à des régions telles que l'Italie (**Gortzi et al., 2008**). Traditionnellement, il est utilisé comme un antiseptique, un désinfectant et un hypoglycémiant. (**Elfellah et al. 1984**).

Les feuilles du myrte ont été employées en tant que médicament antiseptique selon **Baytop (1999)**. Les fruits de cette plante sont utilisés pour traiter diverses maladies infectieuses, telles que la diarrhée et la dysenterie. De plus, les feuilles ont des propriétés antiseptiques et anti-inflammatoires, et sont également utilisées comme un rince-bouche et pour le traitement de la candidose. (**Gortzi et al. 2008**). L'huile essentielle extraite des feuilles de myrte a été utilisée pour traiter les maladies pulmonaires (**Clark, 1996**).

En médecine traditionnelle, le myrte est souvent utilisé en infusions et décoctions (**Le Floch, 1983**). Typiquement, dans la médecine traditionnelle, les décoctions de feuilles et de fruits sont prises par voie orale pour les maux d'estomac, l'hyperglycémie, la toux, la constipation, la perte d'appétit et pour le traitement topique (**Serce et al., 2010**).

L'infusion faite à partir des feuilles et des brindilles est connue pour avoir des effets stimulants, antiseptiques, astringents et hypoglycémians, et est considérée comme un médicament de santé pour l'asthme, l'eczéma, le psoriasis, la diarrhée, les maladies gastro-intestinales et les infections des voies urinaires (**Ziyyat et al, 1997**).

La décoction de feuilles est couramment employée pour effectuer des lavages vaginaux, des lavements et pour traiter les affections respiratoires (**Marchini et Maccioni, 1998**). D'autre part, la décoction de fruits est utilisée comme remède antidiarrhéique, anti-hémorroïdaire et pour traiter les maladies buccales et oculaires (**Ziyyat et al., 1997**). Les fleurs ont quant à elles une utilisation traditionnelle dans le traitement des varices et sont utilisées pour préparer des lotions capillaires. (**Le Floch, 1983**).

1.6.2 Utilisation moderne

Les baies de myrte ont été utilisées depuis longtemps à des fins médicales et industrielles en raison de leurs nombreux bienfaits pour la santé humaine. Elles possèdent des propriétés antiseptiques, astringentes, carminatives, toniques capillaires, analgésiques, cardiotoniques, diurétiques, anti-inflammatoires, stomachiques, protectrices des reins, antidotes, hémostatiques, bénéfiques pour la santé cérébrale et antidiabétiques. (**Sumbul et al., 2011**).

Aujourd'hui, le myrte est utilisé dans différents domaines, qu'ils soient alimentaires (produit sauces à base de viande, bière, etc... aromatisées à la myrte) ou cosmétiques (tel que le liqueur de myrte) ou médicale (**Franceschini, 2016**).

I.2 Pistacia lentiscus

I.2.1 Généralité

Pistacia lentiscus, également connu sous le nom de lentisque, est un arbuste thermophile de la famille des Anacardiaceae. Il présente une écorce lisse et grise, ainsi qu'un feuillage persistant de couleur verte, allant du gris au vert foncé. Ses fleurs, regroupées en grappes, sont de couleur rougeâtre, tandis que ses fruits sont initialement rouges et deviennent noirs à maturité. Cet arbuste a une hauteur de 1 à 3 mètres et peut s'étendre sur une largeur pouvant atteindre 2 mètres. (Figure 02) (**Charef, 2011**).

I.2.2. Dénomination internationale

Noms vernaculaires de *P. lentiscus* :

Allemand: Mastixbaum

Anglais: Chios mastic tree

Français: Arbre au mastic, lentisque

Espagnol: Lentisco

Arabe: Darw,

Kabyle: Tidekt, Tidekst,

I.2.2. Classification

Le *Pistacia lentiscus* est une plante appartenant à la famille des Anacardiaceae (également connue sous le nom de Pistaciaceae). En Algérie, il existe quatre espèces du genre *Pistacia*, à savoir le *Pistacia lentiscus*, le *Pistacia terebinthus*, le *Pistacia vera* et le *Pistacia atlantica* (**Quezel P. et Santa S., 1962**). Parmi ces espèces, le *Pistacia lentiscus* L. est un petit arbuste très répandu dans notre pays (**Mitcher A., 1986, Baudière A., et al 2002**).

Selon **Guignard (2001)** et **Spichiger et al. (2004)**, *Pistacia lentiscus* se classe comme suit :

Tableau II: Position taxonomique de *Pistacia lentiscus* d'après **Guignard (2001)** et **Spichiger et al. (2004)** est le suivant

Règne	Plantae
Embranchement	Spermatophyta (Angiospermae)
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotyledones
Ordre	Sapindales
Famille	Anacardiaceae (Pistaciaceae)
Genre	<i>Pistacia</i>
Espèce	<i>Pistacia lentiscus</i> L

I.2.4 Description botanique

P. lentiscus (Darou), qui est habituellement un arbuste pouvant atteindre jusqu'à trois mètres de hauteur, parfois jusqu'à six mètres, dégage une odeur résineuse forte rappelant celle de l'anacarde (**Coste, 1937**). Il est principalement présent dans les régions les plus chaudes du climat méditerranéen, aux côtés de l'olivier (*Olivus oleifera*), de la salsepareille et du myrte, formant ainsi la flore dite "Oléolentisque". .

En Algérie, il est présent sur tous les types de sols, dans les régions subhumides et semi- arides, plus précisément dans le bassin de la Soummam, en association avec le pin d'Alep, le chêne vert et le chêne liège (**Coste, 1937**).

Selon **More et White (2005)**, cette espèce se caractérise par des branches tortueuses et pressées, forment une masse serrée (Figure 02).

Les feuilles présentent une caractéristique de persistance, elles sont composées et ont un nombre pair de folioles allant de 4 à 10. Elles sont d'un vert sombre, de forme elliptique avec des extrémités obtuses. Leur surface supérieure est luisante, sans poils, et elles sont coriaces au toucher. Le pétiole de la feuille est bordé par une fine bande verte (**More et White, 2005**).

Les fleurs, d'une largeur d'environ 3 mm, sont unisexuées et se regroupent en grappes. Elles dégagent une forte fragrance et se développent en petites grappes entre les feuilles. Les fleurs femelles sont de couleur vert jaunâtre, tandis que les fleurs mâles arborent une teinte rouge foncé.(More et White, 2005).

Le fruits de cet arbuste parviennent à leur pleine maturité à la fin de l'automne ou au début de l'hiver. Ces petites baies, d'un diamètre d'environ 2 à 3 mm, ont une forme globuleuse et contiennent une seule graine. À l'origine de couleur rouge, elles prennent une teinte brunâtre à mesure qu'elles mûrissent pendant l'automne.quant à l'arbre lui-même, lorsqu'on incise son tronc, il libère une substance résineuse appelée mastic. Cette résine est ensuite distillée pour obtenir une essence très prisée dans l'industrie de la parfumerie(More et White, 2005).

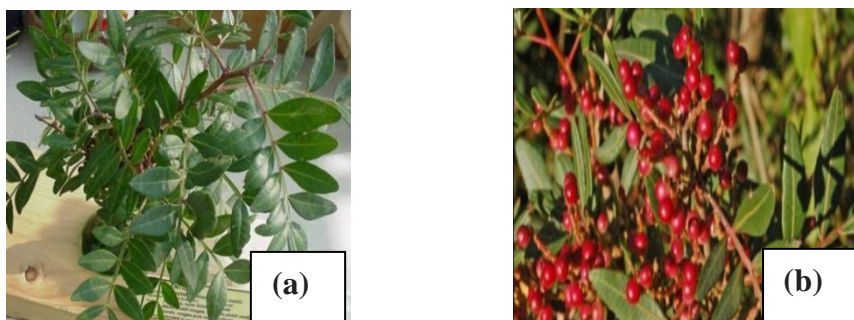


Figure 02 : photo de *Pistacia lentiscus* L . **a**: les feuilles ;; **b**: les fruit
(Ben Douissa, 2004).

I.2.4 Composition chimique

Les feuilles de *P. lentiscus* renferment une variété de composés phénoliques qui incluent l'acide gallique et ses dérivés glycosylés, des flavonoïdes tels que la lutéoline, des flavonols comme la myricétine, la quercétine et le kaempférol, des glycosides tels que l'orientine, l'isoorientine, la vitexine et la rutine, ainsi que des anthocyanes telles que la delphinidine 3-O- glycoside et l'acide cyanurique 3-O-glucoside. Les feuilles contiennent également des tanins. Cette composition riche en composés phénoliques est une caractéristique des feuilles de *P. lentiscus* qui permet d'économiser les acides phénoliques (Wei et al ,2002; Rogosic, et al, 2008; López-Lázaro ,2009).

De plus, les parties aériennes seraient riches en monoterpènes et les huiles essentielles comprennent le myrcène, l' α -pinène, le terpinène-4-ol, le limonène, le longifolène, le β -caryophyllène, le Dgermacrène, le δ -caryophyllène, le δ -cadinène, l' α -cadinol, β -bisabolène, β -bourbène et oxydes de caryophyllène, sabinène, p-cymène et γ -terpinène (**Dogan et al, 2003; Duru et al, 2003**).

De plus, le fruit renferme une quantité importante de tanins, de monoterpènes tels que le myrcène, l' α -pinène et le citron, ainsi que des flavonoïdes et des dérivés galloylés tels que le galloyl glucoside, l'ellagitanin et les acides galloquinoniques. Il contient également des acides phénoliques, parmi lesquels on retrouve notamment l'acide gallique. (**AL-Saghir, M-G, 2006; Bhourri et al, 2010**).

I.2.6. Utilisations

2.6.1 Utilisation traditionnelle

Le pistachier Lentisque est connu depuis l'Antiquité pour ses vertus médicinales (**Prichard, 2004**).

Une décoction de racine séchée est efficace contre les inflammations intestinales et gastriques et dans le traitement des ulcères (**Gilles, 1976**).

Les parties aériennes de *P. lentiscus*, sont largement utilisées en médecine traditionnelle pour le traitement de l'hypertension artérielle en raison de leurs propriétés diurétiques (**Sanz et al. 1992**).

Les feuilles possèdent des propriétés bénéfiques pour la santé, notamment des effets anti-inflammatoires, antibactériens, antifongiques, antipyrétiques, astringents, hépatoprotecteurs, expectorants et stimulants. Elles sont également utilisées dans le traitement d'autres problèmes de santé tels que l'eczéma, les infections de la bouche, la diarrhée, les calculs rénaux, la jaunisse, les maux de tête, les ulcères, les douleurs abdominales, l'asthme et les problèmes respiratoires. (**Villar et al., 1987; Lev et Amar, 2000, 2002**).

La résine extraite de pistacia est connue pour ses effets antalgiques, antibactériens, antifongiques, antioxydants, antiathérogéniques, expectorants, stimulants, diurétiques et antispasmodiques (**Abdel Rahman et Soad, 1975; Magiatis et al., 1999**). Ainsi, cliniquement, l'encens est souvent considéré un remède efficace contre certaines affections (telles que l'asthme, la diarrhée, les infections bactériennes, les ulcères peptiques) et comme antiseptique pour le système respiratoire (**Baytop, 1984, 1999**).

En revanche, l'huile essentielle de lentisque est connue pour ses vertus thérapeutiques en ce qui concerne les problèmes lymphatiques et circulatoires (**Giner-Larza et al, 2000**)

2.6.2. Utilisation moderne

Aujourd'hui, de nombreux produits sont formulés avec des ingrédients dérivés de pistachier lentisque, comme les résines, les huiles essentielles, les huiles végétales ou les extraits enrichis. La variété de pistachier Lentisque a attiré beaucoup d'attention en cosmétologie, y compris l'extrait de *p. officinalis* et *p. lavandulaefolia* a été largement introduite dans les cosmétiques et parfums (**Nicolette, 2000**).

La gomme mastic, autre produit à base de résine de pistachier lentisque, est commercialisée par Jarrow Formulas pour protéger l'estomac et prévenir les problèmes d'estomac. Ce complément alimentaire semble protéger la muqueuse gastrique, a des effets antibactériens et antifongiques, et a un effet sur la dyspepsie et les ulcères gastroduodénaux. (**Chabbani, 2019**).

En chirurgie, les sous-produits de la gomme de mastic sont utilisés pour fabriquer des sutures spéciales qui sont finalement absorbées par le corps (**Koutsoudaki et al. 2005**).

Les espèces de *pistacia* sont largement utilisées dans l'industrie alimentaire, par exemple dans les rafraîchissements alcoolisés et non alcoolisés. L'huile essentielle et les gommes de la plante ont été largement utilisées comme additifs aromatisants dans les aliments et les boissons ainsi que dans les biscuits, les glaces et le "mastic" (**Piccolella et al., 2016**).

L'huile essentielle de pistachier lentisque est connue pour ses propriétés anti-œdémateuses, antalgiques cutanées, antiparasitaires, vermifuges, décongestionnantes veineuses et lymphatiques, décongestionnantes prostatiques, et décongestionnantes sinusales et bronchiques. (**Chabbani, 2019**). Alors que les huiles de fruits, riches en acides gras insaturés, sont utilisées comme ingrédients dans l'alimentation du bétail (**Charef et al., 2008**).

I.1 Rhamnus alaternus

I.3.1 Généralité

Rhamnus alaternus est un genre botanique appartenant à la famille des Rhamnaceae. Ces arbustes peuvent atteindre de 1 à 10 m et proviennent de diverses régions du monde. Les Rhamnaceae sont une famille cosmopolite d'arbres, d'arbustes, plantes grimpantes et d'une herbe composée de 50 genres et 900 espèces (**Stocker et al, 2004 ; Ammar et al, 2008**).

En Algérie, diverses régions du pays abritent neuf espèces végétales réparties dans trois genres distincts. Ces espèces sont classées en fonction de leurs caractéristiques morphologiques. Bien que cette famille soit présente dans de nombreuses régions du monde.

elle est particulièrement diversifiée dans les zones tropicales, avec quelques espèces pouvant également survivre dans les régions arides où les sols calcaires sont prédominants. **(Quezel et Santa, 1963).**

Les Rhamnaceae sont des plantes qui se présentent sous la forme d'arbres, d'arbustes, souvent épineux, de lianes à vrilles volubiles ou étayées par des branches axillaires. Certains membres de cette famille hébergent des bactéries fixatrices d'azote du genre *Frankia* dans des nodules symbiotiques. Les feuilles des Rhamnaceae sont pourvues de stipules, parfois épineuses. Elles peuvent être disposées de manière alternée, parfois opposée ou palmée, et présentent souvent un réseau tertiaire en relief, rappelant un motif grillagé. **(Quezel et Santa, 1963).**

I.3.1. Dénomination

En Afrique du Nord, *R. alaternus* porte plusieurs noms. En Algérie il est connu sous les noms de : Aouid elkheir, Qaced, Méliles. En targui ou kabyle on l'appelle : Ajroudj, Khalis n'imidekh, Amliles **(Beloued, 2005)**. Par contre il est connu sous le nom de N'chem dans la région de l'Edough **(Hamel, 2013)**.

Anglais : Buckthorn.

Français : Nerprun. En Allemand : Kreülzdorn.

Allemand : Nerprun en français, Kreülzdorn

Espagnol : Aladierna, Cosco Unia, Sanguino de Andalucia. En Italien : Alaterno, Legno Puzzo.

Italien: Alaterno ou Legno Puzzo

I.3.1. Classification

Rhamnus alaternus est classé dans la catégorie des dicotylédones de la classe Magnoliopsida. Il fait partie de la famille des Rhamnaceae et du genre *Rhamnus*.

La systématique de cette espèce est comme suit **(Quezel et Santa, 1963)**

Tableau III : La position taxonomique du *Rhamnus alaternus* d'après (Quezel et Santa, 1963) est la suivante

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Rhamnales ^{2&}
Famille	Rhamnaceae
Genre	Reynosia Rhamnus
Espèce	<i>Rhamnus alaternus</i>
Sous espèceR.	<i>Rhamnus alaternus eu-alaternus</i> Maire

I.3.1.Description botanique

Rhamnus alaternus est un arbuste persistant qui peut atteindre une grande taille. Il se distingue par ses feuilles luisantes, de forme ovale ou lancéolée, disposées de manière alternée. Les feuilles ont une texture lisse, sont attachées à de courts pédoncules mesurant de 3 à 6 centimètres de long sur 2 à 3 centimètres de large. Les bords des feuilles sont cartilagineux et dentés. Elles restent sur l'arbre pendant environ deux ans, étant coriaces et présentant une nervure médiane épaisse. Les feuilles sont trinervées à la base et sont accompagnées de stipules linéaires qui tombent à maturité. Les grappes de fleurs, situées à l'aisselle des feuilles, sont plus longues que les pétioles et comprennent plusieurs fleurs. (Battandier, 1888).

Les fleurs de ces plantes sont de couleur jaunâtre, de taille très petite et ne possèdent pas de pétales. Elles se trouvent à l'aisselle des feuilles et sont regroupées en bouquets. Leur floraison a lieu entre mars et avril. Quant aux fruits, ils apparaissent entre octobre et novembre. Ce sont de petites baies qui commencent par être rouges avant de devenir noires. Elles contiennent 4 noyaux regroupés en bouquets compacts. La tige de la plante est dressée et ramifiée, tandis que les branches poussent de manière alternée et ne sont pas épineuses. (Chancerel, 1920).

R. alaternus est une plante méditerranéenne dioïque mesurant entre 2 et 6 mètres de hauteur. Elle se caractérise par des tiges droites. Les feuilles, qui sont persistantes, ont une disposition alternée. Elles sont coriaces, brillantes sur leur face supérieure et ont une forme ovale et lancéolée. Leurs nervures sont parallèles au bord du limbe. Les bords des feuilles sont dentelés de manière lâche et irrégulière. (Bas et al. 2009).

L'inflorescence de *Rhamnus alaternus* se présente sous forme de petites grappes qui se réfléchissent si elles portent des fleurs mâles, ou se dressent si elles portent des fleurs femelles. Les fleurs sont généralement dioïques et unisexuées, de petite taille et de couleur jaunâtre (Ait Youssef, 2006). Cette période de floraison se situe entre février et avril. (Figure 04) (Itzhak et al., 2002).

Cette plante donne naissance à des fruits pulpeux, appelés drupes, qui passent par différentes phases de couleur au cours de leur maturité. Initialement rouges, ils deviennent ensuite noirs à pleine maturité. Chaque fruit contient entre 2 et 5 graines triangulaires mesurant environ 2,5 mm de large sur 4,6 mm de long, pesant environ 9 mg. La période de maturation de ces fruits s'étend de avril à août. (Aronne et Wilcock, 1995; Bas et al. 2005). (Figure 03)



Figure 03: photo de *Rhamnus alaternus*. **a:** les feuilles ; **b:** les fleurs ; **c:** fruits
(Aronne et Wilcock, 1995; Bas et al. 2005).

I.3.1. Composition chimique

La recherche sur les constituants chimiques des extraits de *R. alaternus* a révélé la présence d'une variété de composés tels que des polyphénols, des anthraquinones, des tanins, et plus particulièrement des flavonoïdes. Ces derniers sont largement reconnus par plusieurs auteurs comme des molécules ayant des propriétés antioxydantes. (Ben Ammar et al. 2007).

Quatre composés chimiques d'anthraquinones ont été extraits des parties aériennes de la plante *Rhamnus alaternus*. Ces composés sont l'emodin, le chysofanol, l'alaternin et le physcion (**Ben Guazela et al., 2015**). De plus, trois flavonoïdes glycosylés ont également été isolés à partir des feuilles de *R. alaternus*, à savoir le kaempferol 3-O-Bisorhamninoside, le rhamnocitrin 3-O-Bisorhamninoside et le rhamnetin-3-O-B-isorhamninoside. Des flavonoïdes aglycones tels que le kaempferol, la quercétine et l'apigénine ont également été identifiés (**Ben Ammar et al., 2008; 2009**). La plante est également riche en flavones hétérosides. Ainsi, différentes classes de composés chimiques ont été découvertes dans la plante *R. alaternus*, comprenant des anthraquinones aglycones, des flavonoïdes glycosylés, des flavonoïdes aglycones et coumarins. Ces découvertes ont été documentées dans des études scientifiques menées par **Ben Guazela et al. en 2015**, ainsi que par **Ben Ammar et al. en 2008 et 2009**.

I.3.1. Utilisations

3.6.1. Utilisation traditionnelle

R. alaternus est couramment sélectionnée pour faire partie des espèces incluses dans les programmes de reboisement en Méditerranée, en raison de sa remarquable aptitude à prospérer dans des environnements arides. (**Gulias et al., 2004**).

En médecine traditionnelle, *R. alaternus* L. a été utilisé pour favoriser la digestion, stimuler l'élimination urinaire et intestinale, réduire la pression artérielle et traiter les problèmes hépatiques et dermatologiques. De plus, cet arbuste présente des propriétés bénéfiques pour la production de la bile (**Bhouri et al, 2012**).

Les baies de *R. alaternus* possèdent des propriétés purgatives et ont une saveur prononcée. Elles sont utilisées dans le domaine de la médecine vétérinaire. Par ailleurs, les feuilles de cette plante peuvent être infusées pour obtenir une solution astringente destinée aux gargarismes. (**Chancerel, 1920**).

Les tiges et feuilles en décoction, sont utilisées également en phytothérapie traditionnelle par la population locale du haute Moulouya (Maroc), contre l'anémie (**Benlamdini et al, 2014**). Aussi toute la partie aérienne utilisée par la population locale de la ville de Laghouate (Algérie) en tant que plante antidiabétique. Egalement utilisée par celle de la ville de Tlemcen. Comme elle est indiquée aussi pour les traitements des maladies cardiaques et l'athérosclérose (**Khecheba et Benammar, 2008**).

En raison de son feuillage dense, persistant et sombre, le *R. alaternus* est souvent utilisé dans les parcs comme plante ornementale pour créer des haies compactes ou des écrans végétaux. Il produit un bel effet visuel, notamment lorsqu'il est couvert de ses baies rouges brillantes, qui sont de petites sphères. Son bois présente une texture fine et dense, ce qui en fait un matériau approprié pour des projets de menuiserie. Cet arbuste charmant est très prisé dans l'embellissement des jardins et des bosquets. Il fleurit généralement à la fin du printemps. **(Khecheba et Benammar, 2008).**

I.3.6.2. Utilisation moderne

Dans industrie cosmétique Les extraits de *R. alaternus* sont utilisés dans l'industrie cosmétique en raison de leurs propriétés antioxydantes. Ils peuvent être présents dans des produits tels que les crèmes anti-âge, les lotions tonifiantes et les produits capillaires pour leurs effets bénéfiques sur la peau et les cheveux. **(Guinda, Áet al,2012).**

Et utilisation avec Industrie pharmaceutique Les composés actifs présents dans *R. alaternus* ont suscité l'intérêt de l'industrie pharmaceutique. Des études ont été menées pour explorer leur potentiel thérapeutique, notamment en tant qu'agents anticancéreux, anti- inflammatoires et hépatoprotecteurs. **(Ben Mansour, et al.2008). ,(Aidi Wannes, et al.2011)**

Alors que on utilise dans Activités biologiques Des études ont montré que *R. alaternus* possède certaines activités biologiques bénéfiques, telles que des propriétés antioxydantes, antimicrobiennes et antifongiques. **(Guinda, et al,2012)**

Et utilise dans Aménagement paysager et écologique : *R. alaternus* est utilisé dans l'aménagement paysager pour créer des haies, des bordures et des couvertures végétales dans les zones méditerranéennes. De plus, son pouvoir attractif pour les pollinisateurs en fait une plante bénéfique pour la préservation de la biodiversité. **(Lloret ., et al.2005)**

Chapitre II

II .1 Généralités

Ces dernières années, les études sur les substances phénoliques se sont multipliées en raison de leurs effets anti-inflammatoires, antibactériens, antifongiques, oxydatifs et anticancéreux. **(Montoro et al., 2005).**

Les composés phénoliques, présents dans de nombreuses plantes, forment un groupe de molécules diverses et complexes. Il s'agit des métabolites secondaires des plantes qui se distinguent par la présence d'un ou plusieurs cycles aromatiques, de groupes hydroxyles, ainsi que de divers groupes fonctionnels tels que les esters et les esters méthyliques **(Bruneton, 1999)**. Ces composés jouent un rôle essentiel dans la lutte des agressions écologiques et microbiennes. **(Bennick, 2002 ; Gee et Johnson, 2001).**

II .2 Biosynthèse des composés phénoliques

Les polyphénols sont des composés chimiques qui présentent une structure avec un noyau aromatique contenant un ou plusieurs groupes hydroxyles.

De nombreux composés de ce type se composent de deux cycles benzéniques, appelés A et B, reliés par un hétérocycle de type pyranique. Ces composés se distinguent les uns des autres par la position des substituants sur les cycles A et B, la nature de l'élément central, la localisation, la nature et le nombre de molécules de sucre, ainsi que la nature des liaisons hétérogènes **(Bruneton, 1999)**.

Ces composés sont synthétisés par condensation des molécules d'acétyl-CoA et de phénylalanine, donnant ainsi une diversité de molécules spécifiques selon les espèces végétales, les organes et les tissus. **(Bruneton, 1999).**

Les polyphénols, regroupés en différentes classes telles que les phénols simples, les acides phénoliques, les stilbènes, les flavonoïdes, les tanins, les coumarines, les lignanes, les lignines et les xanthones, présentent une structure squelettique de base et une classification des nombres atomiques constitutifs. **(Bruneton, 1999).**

La plupart de ces composés phénoliques se trouvent naturellement sous forme de glycosides **(Bruneton, 1999).**

La voie du shikimate joue un rôle central dans la création des polyphénols, incluant des acides phénoliques comme l'acide gallique.

La phénylalanine, qui provient également du shikimate, agit comme précurseur du cycle B et du noyau chromatique grâce à la phénylalanine ammonia lyase (PAL). Le cycle A, quant à lui, est formé à partir de trois unités de malonyl-CoA. Ces unités sont assemblées par la chalcone synthase pour former une structure semblable à une flavanone, qui peut ensuite être convertie en flavanone par la flavanone isomérase (Tsao, 2010).

II.3 Classification des métabolites secondaires

Plus de 100 000 substances ont été identifiées en tant que métabolites secondaires, comme illustré dans la figure ci-dessous. Chaque classe de métabolites secondaires présente une grande variété de composés qui possèdent une vaste gamme d'activités biologiques (Bruneton, 1999), (Figure 04)

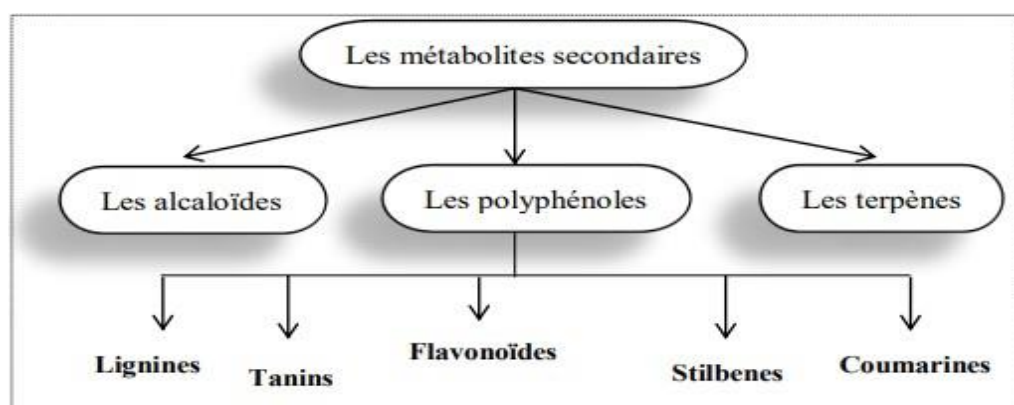


Figure 04 : Classification des métabolites secondaires (Hennebelle et al., 2004).

II.3.1 Les composés phénoliques

La classification de des composés phénoliques a été proposée par Harborne (1998). Les différentes classes de polyphénols peuvent être distinguées en fonction du nombre d'atomes constitutifs et de la structure du squelette de base comme suite:

- Acides phénoliques (acides hydroxybenzoïques, acides hydroxycinnamiques) :
- Flavonoïdes .
- Tanin et lignine.
- Pigments liposolubles.

3.1.1 Les polyphénols

Les acides phénoliques se trouvent naturellement dans diverses plantes agricoles et médicinales. Ils peuvent être classés en deux catégories :

les acides hydroxybenzoïques, dont l'acide salicylique est le plus répandu, et les acides hydroxycinnamiques, notamment les acides caféique et férulique qui sont fréquemment présents. (Figure 05) (Bruneton, 1999) .

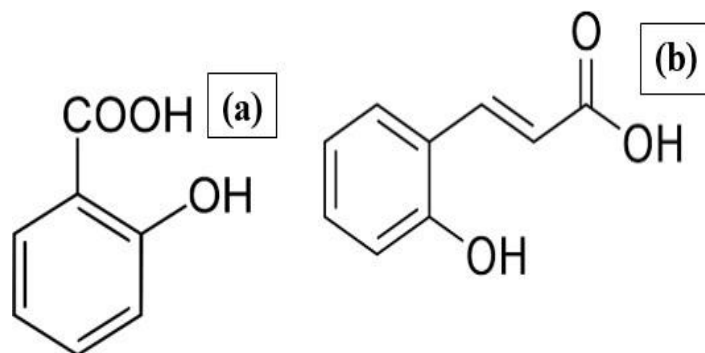


Figure 05 : Structure générale de l'acide hydroxybenzoïque (a) et de l'acide hydroxycinnamique (b) (Bruneton, 1999).

3.1.2 Flavonoïdes

Les flavonoïdes, qui se trouvent largement dans le règne végétal, représentent le groupe le plus abondant parmi les composés phénoliques, avec plus de 6 000 variétés différentes (Ghedira, 2005). Bien qu'ils soient couramment consommés dans notre alimentation quotidienne, on les retrouve également dans les plantes médicinales. Ces composés, qui agissent comme des pigments végétaux présents dans les fleurs, les fruits et parfois les feuilles, sont caractérisés par une structure C6-C3-C6 comprenant deux anneaux aromatiques (A et B) et un hétérocycle oxygéné (anneau C) composé de 15 atomes de carbone (Figure 06) (Chira et al., 2008).

Les flavonoïdes peuvent exister sous forme libre (aglycones) ou liés à des oses et d'autres substances.

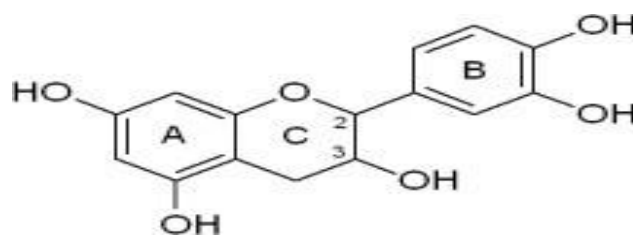


Figure 06 : Structure de base des flavonoïdes (Chira et al., 2008).

La famille des flavonoïdes peut être divisée en six classes, qui diffèrent par leurs structures chimiques: les flavonols, les flavones, les flavans, les flavanones, les isoflavones et les anthocyanidines (Figure 07) (Medić-Šarić et al., 2004). Les flavonoïdes ont plusieurs activités biologiques, notamment anti-allergéniques, antivirales et anti-inflammatoires, vasodilatatrices et antioxydantes (Pietta, 2000).

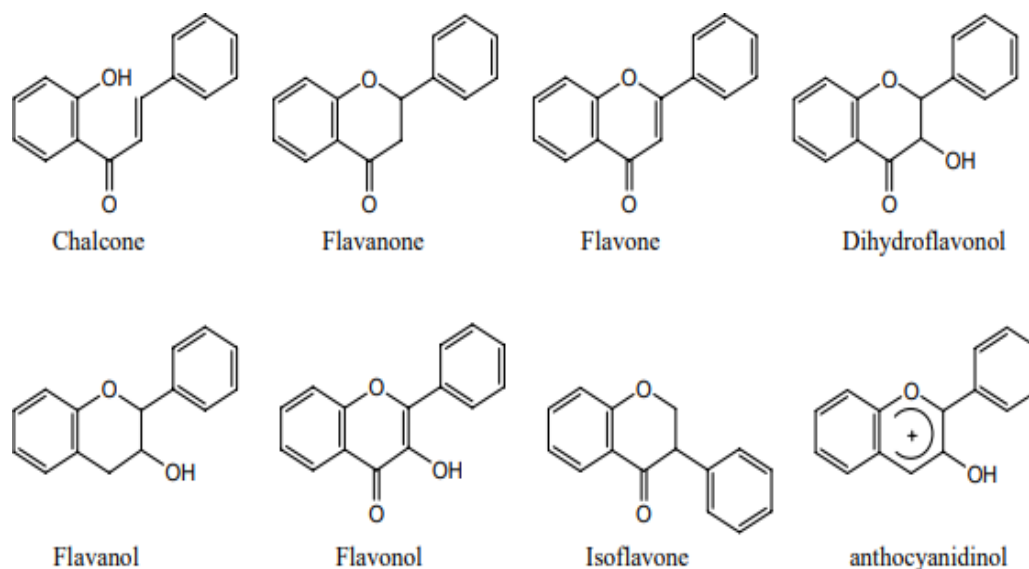


Figure 07 : Structure des différents sous-groupes de flavonoïdes (Fiorucci, 2006)

3.1.3 Tanins

Les tanins sont des polyphénols que l'on trouve dans de nombreuses plantes, notamment les écorces d'arbres et les fruits tels que le raisin, les dattes, le café et le cacao...ect. Leur structure complexe est composée d'unités monomériques répétitives ayant des degrés d'oxydation différents (Hemingway, 1992).

Ces substances ont la capacité de former des complexes avec des macromolécules telles que les protéines, ainsi que d'établir des liaisons entre les fibres de collagène. Leurs structures chimiques varient considérablement, mais elles contiennent toujours une proportion de polyphénols.

Il existe deux classes de tanins d'origine biosynthétique distincte : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Figure 08) (Paolini et al., 2003).

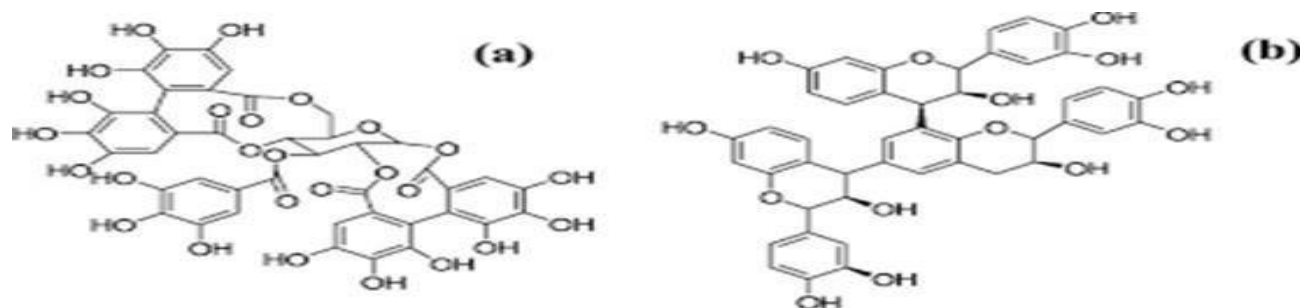


Figure 08 : Structure chimique des tanins (a) hydrolysables et (b) condensés (**Paolini et al., 2003**).

3.1.4 Les anthocyanes

Les anthocyanes sont des pigments responsables des teintes bleues, rouges ou violettes des fleurs et des fruits. Ils se forment par l'hydrolyse des anthocyanidines. En plus d'apporter ces couleurs, les anthocyanes possèdent des propriétés antioxydantes puissantes qui aident à éliminer les radicaux libres de l'organisme.

Leur consommation favorise une meilleure circulation sanguine, notamment au niveau du cœur, des mains, des pieds et des yeux. (Figure 09) (**Coste, 2015**).

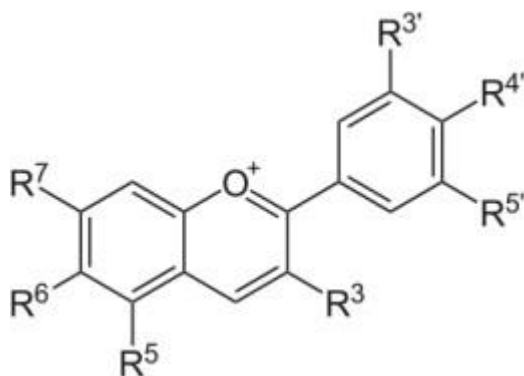


Figure 09 : Structure de base des anthocyanes (**Coste, 2015**).

II.3.2 Les Alcaloïdes

Les alcaloïdes sont un vaste groupe de composés qui contiennent généralement un atome d'azote. Des exemples de ces alcaloïdes sont la morphine, extraite du pavot, et la quinine, extraite du quinquina.

La présence d'un atome d'azote confère à ces molécules une activité pharmacologique importante. Parmi les alcaloïdes, on trouve également l'atropine, extraite de la belladone (*Atropa belladonna*), qui est utilisée comme principe actif dans divers médicaments. Elle exerce un effet direct anticholinergique sur l'organisme en tant qu'antagoniste compétitif de l'action muscarinique de l'acétylcholine et d'autres parasymphomimétiques. Son utilisation est répandue dans des domaines tels que l'ophtalmologie et l'urologie, mais son utilisation est strictement réservée à la prescription médicale et au suivi médical. (**Bruneton, 2005 ;Coste, 2015**).

II.4. Les activités biologiques des polyphénols

De nombreuses études suggèrent de plus en plus que les polyphénols pourraient réduire le risque de diverses affections, en particulier celles associées au vieillissement et aux dommages oxydatifs tels que les cancers, les maladies cardiovasculaires et les maladies neurodégénératives (**Hennebelle et al., 2004**).

Les polyphénols sont reconnus pour leurs effets bénéfiques sur la santé humaine. **Halliwell (1994)** a démontré que ces composés possèdent des activités antioxydantes. En effet, dans des conditions physiologiques, les espèces réactives de l'oxygène (ROS) produites dans les mitochondries peuvent être toxiques pour les cellules. Dans ce contexte, les polyphénols exercent une activité antioxydante en piégeant directement les ROS dans les phases aqueuses et organiques. Ils agissent également par d'autres mécanismes, notamment l'inhibition des peroxydases et la chélation des ions métalliques (**Halliwell, 1994**).

Les composés phénoliques possèdent de nombreuses propriétés biologiques, parmi lesquelles les plus significatives sont

II.4.1 Activités antioxydants

Les antioxydants sont des substances présentes en faibles concentrations qui ont la capacité de retarder ou d'arrêter le processus d'oxydation des composés susceptibles de s'oxyder. Ils jouent un rôle essentiel dans la régulation de l'équilibre redox au sein des cellules (**Aruoma, 1996**).

Parmi les antioxydants les plus connus, on retrouve le bêta-carotène (provitamine A), l'acide ascorbique (vitamine C), le tocophérol (vitamine E) et les composés phénoliques. Les hydroxyphénols, quant à eux, possèdent des propriétés antioxydantes attribuées à leur

capacité à piéger les radicaux libres tels que les radicaux hydroxyles (OH⁻) et superoxydes (O₂⁻) (**Rice-Evans et al., 1997 ; Boude, 2007**).

L'évaluation de la capacité antioxydante des molécules peut être réalisée in vivo ou in vitro. Différentes méthodes ont été développées pour évaluer l'activité antioxydante in vitro des extraits naturels. Ces méthodes consistent à mélanger des espèces oxydantes, telles que des radicaux libres ou des complexes métalliques oxydés, avec des échantillons contenant des antioxydants. L'objectif est d'inhiber la production de radicaux libres. Les antioxydants agissent principalement par le transfert d'atomes d'hydrogène ou le transfert d'électrons (**Prior et Schaich, 2005**).

Il est recommandé d'utiliser au moins deux tests pour confirmer l'activité antioxydante en raison de divers facteurs tels que les propriétés physicochimiques de la molécule, le type de test utilisé et l'état d'oxydation du substrat (**Frankel et Meyer, 2004 ;Prior et Schaich, 2005**).

L'activité antioxydante est largement associée au piégeage des radicaux libres, qui est l'un des mécanismes les plus importants. Ce mécanisme dépend de la structure et de la disposition des groupes hydroxyles présents dans les composés phénoliques, notamment les flavonoïdes. En outre, les flavonoïdes peuvent influencer l'activité de la xanthine oxydase, ce qui permet de réduire les concentrations d'acide urique et de radicaux superoxydes dans les tissus humains, contribuant ainsi à la suppression de la maladie de la goutte (**Sokol-Letowska et al., 2007**).

Des études supplémentaires ont également démontré l'efficacité des flavonoïdes en tant qu'inhibiteurs des enzymes responsables de la production de radicaux libres, notamment la cyclooxygénase et la lipooxygénase (**Marfak, 2003**).

II.4.2 Activités antimicrobienne

La présence de métabolites secondaires comme les polyphénols dans une espèce végétale est souvent associée à sa capacité à résister aux attaques des insectes et des microbes (**Bahorun, 1997**).

De nombreuses études ont confirmé l'effet indéniable des composés phénoliques, qui jouent un rôle crucial dans la suppression de diverses bactéries pathogènes, toxines, champignons et agents antibiotiques (**Bahorun, 1997**).

Ces métabolites secondaires peuvent induire une de l'activité enzymatique et de la croissance. D'autres chercheurs ont isolé et identifié le métabolite responsable de l'activité antibactérienne dans les extraits de plantes. L'étude de cette activité présente un intérêt particulier pour l'industrie pharmaceutique et agroalimentaire, ainsi que pour les domaines des médecines alternatives et des remèdes naturels (**Singh et al., 2012 ; Fettah, 2019**).

Plusieurs techniques sont utilisées pour évaluer l'activité antibactérienne d'un extrait naturel, telles que la méthode de diffusion sur disque ou la méthode de diffusion sur puits (**Bendif, 2017**). Une autre méthode, appelée technique de Vincent, repose sur la diffusion de l'extrait sur un support solide dans une boîte de Pétri, créant ainsi un gradient de concentration après un certain temps de contact entre le produit et les micro-organismes cibles. L'activité antibactérienne est évaluée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition après 24 heures d'incubation (**Heni, 2016**).

Les propriétés antibactériennes des composés phénoliques sont bien étudiées, et la propolis est particulièrement connue pour sa teneur élevée en flavonoïdes. Des études ont démontré que ces flavonoïdes possèdent une activité antibactérienne puissante contre différentes souches, telles que *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus* et *Streptococcus pyogenes* (**Kosalec et al., 2005**).

Les flavonoïdes peuvent agir de différentes manières sur les cellules bactériennes, en ciblant la paroi cellulaire ou la membrane cytoplasmique, en inhibant la synthèse de l'ADN et en perturbant les voies métaboliques bactériennes. Ainsi, ils exercent un effet inhibiteur sur la croissance et la survie des bactéries. (**Cushnie et Lamb, 2005**).

II.4.3 Activité anti-inflammatoire

Le saule, un arbre de la famille des Salicacées, est considéré comme une plante médicinale avec de multiples activités biologiques, dont une activité anti-inflammatoire (**Kazemi et al., 2018**).

De nombreuses études *in vitro* et *in vivo* ont démontré que l'extrait d'écorce de saule est efficace pour inhiber la synthèse des prostaglandines lorsqu'il est utilisé avec l'indométhacine ou l'acide acétylsalicylique (**Untergehrer et al., 2018**).

En plus de son action sur la voie de la cyclooxygénase, cet extrait a également démontré une activité inhibitrice sur la voie de la lipoxycgénase (**Koeberle et Werz, 2018**). Il a été

constaté que l'extrait d'écorce de saule inhibe efficacement la libération de leucotriènes (LTB₄) à faible dose (50 mg/kg) et à forte dose (150 mg/kg), surpassant ainsi l'efficacité de l'acide acétylsalicylique dans la suppression des leucotriènes (**Kyriakopoulos et al., 2017**).

Partie II :
Étude expérimentale

Chapitre I :

Matériels et méthodes

Lieux de stage

Cette recherche s'est déroulée sur une période de trois mois, entre avril et juin 2023, et a été menée dans différents laboratoires.

- Les étapes d'extraction, de criblage phytochimique et d'évaluation de l'activité antioxydante ont été effectuées au sein du laboratoire de biochimie du département des sciences de la nature et de la vie et des sciences de la terre de l'université de Bouira.
- L'étude de l'activité antimicrobienne et anti-inflammatoire a été réalisée au laboratoire de microbiologie de Saidal-Dar El Bieda-Alger

I.1 Matériel végétal

Nous avons mené une étude sur trois plantes médicinales, à savoir *Myrtus communis*, *Pistacia lentiscus* et *Rhamnus alaternus*, qui ont été récoltées dans la région de Lakhdaria, wilaya de Bouira, en février 2023. L'identification de ces plantes a été effectuée par Dr. BACHOUCH, enseignante à la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université de Bouira .

Les feuilles des trois espèces ont été récoltées de manière aléatoire, puis soigneusement nettoyées à l'eau courante afin d'éliminer toute poussière et impureté. Par la suite, elles ont été séchées à température ambiante dans un endroit bien ventilé pendant une période de 20 jours, jusqu'à ce que leur poids atteigne une stabilisation. (Figure10)



Figure 10 : Les feuilles séchées de plantes étudiée. (a) *Pistacia lentiscus* ; (b) *Myrtus communis*; (c) : *Rhamnus alaternus* (photographie originale)

Les feuilles séchées ont été broyées à l'aide d'un moulin à café, puis filtrées avec une tamise de 200 μm de diamètre. La poudre résultante a été conservée dans un récipient en verre hermétiquement fermé, à l'abri de lumière et d'humidité (Figure 11).



Figure 11 : Préparation de la poudre végétale (photographie originale)

I.2 Procédure d'extraction

Dans cette étude, nous avons utilisé deux méthodes d'extraction, à savoir la macération et l'ultrason, en utilisant de l'éthanol comme solvant, pour extraire les composés phénoliques des feuilles de *Myrtus communis*, *Pistacia lentiscus* et *Rhamnus alaternus*.

I.2.1 Extraction par Macération

Une quantité de 20 grammes de poudre de chaque espèce a été placée dans 200 millilitres d'éthanol à 70%, puis agitée pendant 24 heures à température ambiante, en évitant toute exposition à la lumière. Le mélange a été filtré en utilisant du papier Wattman N°1, et le liquide résultant a été complètement évaporé jusqu'à ce que toute la quantité d'éthanol se soit évaporée. L'extrait sec obtenu a été préservé dans des flacons en verre hermétiquement fermé, à l'abri de la lumière, à une température de 4 °C. **Dahmoune et al. (2015)**

I.2.2 Extraction par ultrason

Les conditions d'extraction optimales décrites par **Dahmoune et al. (2015)** ont été utilisées pour réaliser l'extraction assistée par ultrasons. Un mélange de 20 g de poudre de chaque plante a été combiné avec 200 ml d'éthanol à 70%. L'extraction s'est déroulée dans un bain à ultrasons pendant 20 minutes à une température de 40 °C. Ensuite, les extraits obtenus

ont été récupérés et filtrés à l'aide d'un papier Wattman N° 01. Après filtration, les extraits ont été conservés dans des flacons en verre hermétiquement fermés et protégés de la lumière.

I.2.3 Calcul de rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est déterminé en utilisant la formule suivante :

$$\text{Rendement} = [(P1 - P2) / P3] \times 100$$

P1 : Poids du bicher après évaporation

P2 : Poids du bicher avant évaporation

P3 : Poids du matériel végétal initial

I.3 Dosage des composés phénoliques

I.3.1 Dosage des polyphénols totaux

La méthode de détermination de la teneur en polyphénols a été réalisée en suivant le protocole décrit par **Li et al. (2007)**. Pour chaque échantillon, 100 µL d'extrait ont été mélangés avec 1,5 mL de réactif de Folin-Ciocalteu (0,1 N). Après une incubation de 5 minutes à l'abri de la lumière, 1,5 mL de solution de carbonate de sodium à 6% (Na₂CO₃) ont été ajoutés au mélange réactionnel. Ce mélange a ensuite été incubé dans l'obscurité à température ambiante pendant 1 heure et 30 minutes, suivi de la mesure de l'absorbance à 765 nm.

Un blanc a été préparé de manière similaire, remplaçant l'extrait par de l'éthanol, et les expériences ont été répétées trois fois.

La concentration en polyphénols totaux dans les extraits bruts a été calculée en utilisant une équation de régression linéaire dérivée de la courbe d'étalonnage ($y = 0,0054 x - 0,0358$, $R^2=0,991$), en se basant sur l'acide gallique comme référence à différentes concentrations. La teneur en polyphénols totaux a été exprimée en milligrammes d'équivalents d'acide gallique par gramme de matière végétale sèche (mg EAG/g DM).

I.1.1 Dosage des flavonoïdes

La méthode de **Quettier-Deleu et al. (2000)** a été utilisée pour quantifier les flavonoïdes. Pour cela, 1 ml d'extrait a été mélangé avec 1 ml de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) à une concentration de 2 %. Après une incubation de 10 minutes, l'absorbance à 430 nm a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre.

La quantification des flavonoïdes a été réalisée en se basant sur une courbe d'étalonnage de la quercétine à différentes concentrations. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes d'équivalents de quercitrine par gramme de matière végétale sèche (mg EQ/g DM).

I.3.2 Dosage des flavonols

La méthode décrite par **Awah et al. (2012)** utilise le trichlorure d'aluminium pour quantifier les flavonols dans les extraits. Chaque extrait de 1 ml a été mélangé avec 1 ml d'une solution alcoolique à 2% de AlCl_3 et 3 ml d'une solution d'acétate de sodium à 5%. Après une incubation de 2h30 à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 440 nm.

Pour établir une courbe d'étalonnage, la quercétine a été utilisée comme contrôle positif à différentes concentrations, dans les mêmes conditions expérimentales. Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalent de quercétine par gramme de matière sèche (mg EQ/g MS).

I.3.3 Dosage des pigments liposolubles

La méthode de dosage des pigments liposolubles a été réalisée en suivant les instructions décrites par **Barros et al. (2011)**, avec quelques modifications. Pour chaque espèce, 150 mg de poudre ont été mélangés de manière homogène avec 10 ml d'un mélange acétone-hexane (v/v : 4/6) pendant une minute.

Après filtration à l'aide de papier wattman N°4, l'absorbance du filtrat a été mesurée à différentes longueurs d'onde, à savoir 453, 505, 645 et 663 nm. Les quantités de pigments ont été calculées en utilisant les équations fournies ci-dessous et exprimées en microgrammes par gramme de matière végétale sèche.

- ❖ β -carotène = $0,216 \times A_{663} - 1,220 \times A_{645} - 0,304 \times A_{505} + 0,452 \times A_{453}$.
- ❖ Lycopène = $-0,0458 \times A_{663} + 0,204 \times A_{645} - 0,304 \times A_{505} + 0,452 \times A_{453}$.
- ❖ Chlorophylle a = $0,999 \times A_{663} - 0,0989 \times A_{645}$.
- ❖ Chlorophylle b = $-0,328 \times A_{663} + 1,77 \times A_{645}$

I.4 Évaluation du pouvoir antioxydant

I.4.1 Piégeage du radical libre ABTS^{•+}

La méthode de **Clarcke et al. (2013)** a été utilisée pour effectuer l'analyse spectrophotométrique de l'activité de piégeage de l'ABTS^{•+}.

Le radical ABTS^{•+} a été obtenu en combinant une solution de 7 mM d'ABTS avec une solution de 2,5 mM de persulfate de potassium (K₂O₈S₂). Après avoir été stockée à l'abri de la lumière et à température ambiante pendant 16 heures, la solution ABTS^{•+} a été diluée avec de l'eau distillée afin d'obtenir une absorbance de $0,700 \pm 0,02$ à 734 nm.

Le protocole expérimental consistait à mélanger 1,9 ml de la solution ABTS^{•+} avec 100 µl de chaque extrait à différentes concentrations dans des tubes. L'absorbance a été mesurée à 734 nm après une incubation de 5 minutes dans l'obscurité et à température ambiante. Les solutions de quercétine et d'acide gallique à différentes concentrations ont été utilisées comme contrôle positif.

La capacité de piégeage de l'ABTS^{•+} a été calculée en utilisant l'équation suivante :

$$\text{Activité scavenging du ABTS}^{\bullet+} (\%) = [(A_C - A_E) / A_C] \times 100 \quad \text{Clarcke et al. (2013)}$$

A_C : Absorbance du contrôle ;

A_E : Absorbance de l'échantillon

I.1.1 Activité antiradicalaire par le test DPPH

Pour étudier l'activité anti-radicalaire de différents extraits, nous avons choisi d'utiliser le DPPH (2,2-diphénylpicrylhydrazine) comme radical libre relativement stable selon le protocole décrit par **Clarcke et al (2013)**.

Dans ce test, les antioxydants réduisent la 2,2-diphényl-1-picrylhydrazine, qui a une couleur violette, en composé jaune diphénylpicrylhydrazine, dont l'intensité de la couleur est inversement proportionnelle à la capacité apportée par l'antioxydant présent dans le milieu réactionnel (**Mezni et al., 2012**). (Figure 12)

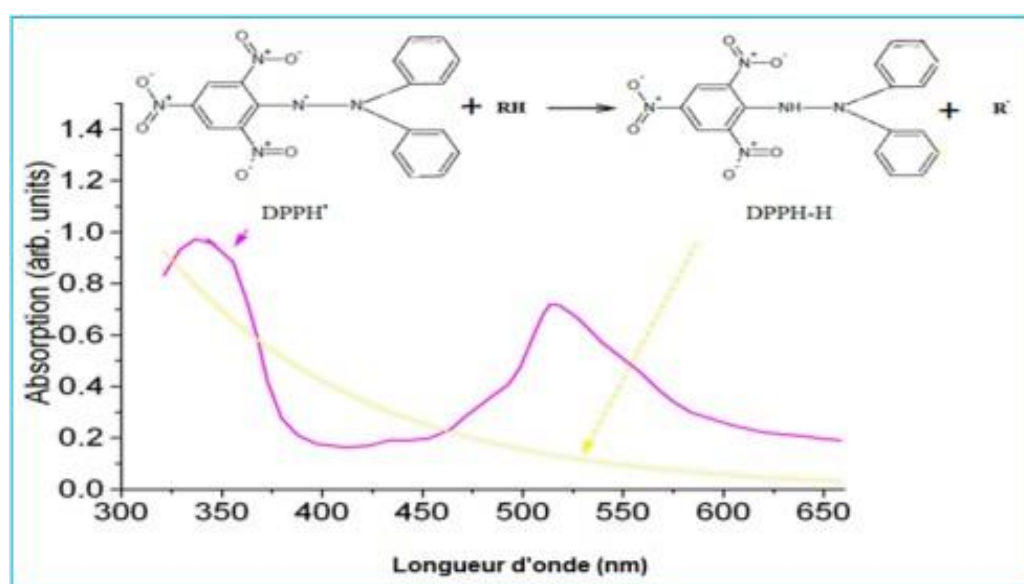


Figure 12 : Structure et spectre d'absorbance UV/Vis du radical DPPH• et de sa forme réduite (**Dransfield et al., 2000**).

Mode opératoire :

La méthode de test a impliqué la préparation fraîche d'une solution de 6 mM du réactif 2,2-diphényl-1-picrylhydrazine (DPPH) dans le méthanol. Ensuite, 1,5 ml de la solution DPPH ont été mélangés avec 500 µl d'extrait à des concentrations variant de 25 à 80 µg/ml. Un contrôle négatif a été préparé en mélangeant 50 µl de méthanol avec 1,5 ml de la solution DPPH. Après une incubation de 30 minutes dans l'obscurité à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 517 nm.

Pour le contrôle positif, les mêmes conditions expérimentales ont été utilisées en remplaçant l'extrait par de l'acide gallique et de la quercétine à des concentrations différentes.

L'activité antioxydante de nos échantillons a été exprimée en pourcentage d'inhibition du radical DPPH•, calculé selon l'équation appropriée

$$\text{Activité scavenging du DPPH}^{\bullet}(\%) = [(A_0 - A_1) / A_0] \times 100 \text{ Clarcke et al. (2013)}$$

I % : pourcentage de piégeage du radical DPPH.

A₀ : Absorbance du contrôle ;

A₁ : Absorbance de l'échantillon

I.4.3. Test de réduction du fer (FRAP : Ferric reducing antioxydant power)

Le pouvoir réducteur d'un extrait se réfère à sa capacité à convertir le ferrique (Fe³⁺), présent dans le complexe K₃Fe(CN)₆, en ferreux (Fe²⁺). En effet, la présence de Fe³⁺ favorise la formation de radicaux hydroxyles par le biais de la réaction de Fenton (**Hubert, 2006**).

Pour réaliser ce test, nous avons suivi la méthode de **Oyaizu (1986)**. Une quantité de 500 µl de chaque extrait à différentes concentrations (allant de 10 à 100 µl) a été mélangée avec 1 ml de solution saline tamponnée au phosphate (0,2 M, pH 6,6) et 1 ml de solution diluée de ferricyanure de potassium K₃Fe(CN)₆ à 1 % contenant différentes concentrations d'éthanol.

Ce mélange a été incubé au bain-marie à 50 °C pendant 20 minutes. Ensuite, 1 ml d'acide trichloracétique à 10 % a été ajouté pour arrêter la réaction, et le mélange a été centrifugé à 3000 tr/min pendant 10 minutes. Par la suite, 1 ml de surnageant a été transféré dans un autre tube, auquel on a ajouté 1 ml d'eau distillée et 200 µl de chlorure ferrique (FeCl₃ à 0,1%) fraîchement préparé dans de l'eau distillée.

La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel a été réalisée à 700 nm après une incubation de 10 minutes dans l'obscurité, en utilisant un blanc préparé dans des conditions identiques. Le contrôle positif a été effectué avec un standard d'acide ascorbique, un antioxydant, dont l'absorbance a été mesurée dans les mêmes conditions que les échantillons. Une augmentation de l'absorbance indique un accroissement du pouvoir réducteur des extraits testés.

I.5 Activité antibactérienne des extraits des plantes

I.5.1 Microorganismes (souches utilisées)

Des études ont été menées pour évaluer les effets des extraits de *M. communis*, *P. lentiscus* et *R. alternus* sur des bactéries de référence telles que *Escherichia coli* ATCC 25922 (Gram négatif) et *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 6633 (Gram négatif).

I.5.2 Préparation du milieu de culture

Pour cette étude, le milieu de culture recommandé est le milieu Muller-Hinton, qui est préparé de la manière suivante : mélanger 38 g de gélose Muller-Hinton dans un litre d'eau distillée. Porter à ébullition tout en remuant jusqu'à ce que la gélose soit complètement dissoute. Ensuite, stériliser à l'autoclave pendant 15 minutes à une température de 121°C. Enfin, versez le milieu dans des boîtes de Petri.

I.5.3 Stérilisation du matériel

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

I.5.4 Préparation des dilutions des extraits

Les extraits de *R. alaternus* ; *M. communis*, et *P. Lentiscus* ont été dissous dans le diméthyle sulfoxyde (DMSO) pour préparer les différentes concentrations avec des dilutions (50 mg/100 mg), sachant que la concentration de la solution mère de chaque extrait est de 20 mg/ml. Les tubes ont été énergétiquement agités au vortex jusqu'à ce que la solution préparée devienne homogène (Figure 13).



Figure 13 : photographie de préparation des extraits pour l'activité antibactérienne

I.5.5 Préparation de l'inoculum

Les souches bactériennes sont ensemencées dans de la gélose nutritive et incubées à une température de 37°C pendant 24 heures afin de favoriser leur croissance optimale. Ensuite, quelques colonies bien isolées et identiques de chaque souche bactérienne à tester sont prélevées en utilisant une anse de platine. Ces colonies sont ensuite déposées dans 10 ml d'eau physiologie. La suspension bactérienne est soigneusement homogénéisée jusqu'à ce que son aspect soit équivalent à une opacité de 0,5 Mc Farland ou une densité optique (DO) de 0,08 à 0,10 à une longueur d'onde de 625 nm. Si l'inoculum est trop faible, il peut être ajusté en ajoutant de la culture bactérienne, tandis que s'il est trop concentré, de l'eau physiologique stérile peut être ajoutée.

I.5.6 Ensemencement et dépôt des disques

Le processus d'ensemencement consiste à utiliser un écouvillon trempé dans une suspension bactérienne, que l'on presse fermement contre la paroi interne du tube pour en retirer l'excès de liquide. Ensuite, l'écouvillon est frotté de haut en bas, en stries serrées, sur toute la surface du milieu gélosé. Cette opération est répétée deux fois en tournant la boîte de Pétri de 60° à chaque fois.

Une dernière étape d'ensemencement est réalisée en passant l'écouvillon une fois de plus sur toute la surface du milieu gélosé. Si plusieurs boîtes de Pétri doivent être ensemencées avec la même souche, l'écouvillon est rechargé à chaque fois. Ensuite, les disques imprégnés d'extraits sont délicatement déposés sur la surface de la gélose déjà inoculée, en utilisant une pince stérile. Enfin, les boîtes de Pétri sont incubées à une température de 37°C pendant 18 à 24 heures.

I.1.1 Lecture des résultats

Après incubation, l'effet de certains extraits se traduit par l'apparition d'une zone d'inhibition circulaire transparente autour du disque correspondant à l'absence de croissance. L'activité antibactérienne a été déterminée à l'aide d'une règle de mesure le diamètre de la zone d'inhibition, plus le diamètre de cette zone est grand, plus la pression est importante sensible. Alors que certains extraits ne présentaient pas des zones d'inhibition.

I.6 Activité anti-inflammatoire in vitro par la méthode de dénaturation de l'albumine de l'œuf

La méthode décrite par **Chandra et al. (2012)** a été utilisée avec des modifications pour évaluer l'activité anti-inflammatoire. Une solution a été préparée en mélangeant 0,2 ml d'albumine d'œuf, 1,5 ml de solution saline de tampon phosphate (PBS) de pH 6,4 (annexe 06) et 2 ml d'extrait méthanolique à des concentrations allant de 1 à 50 µg/ml. Le diclofénac a été utilisé comme témoin positif de référence avec des concentrations allant de 50 à 150 µg/ml. Les mélanges ont été incubés à 37±2°C pendant 15 minutes, puis chauffés à 70°C pendant 5 minutes. Après refroidissement, les absorbances ont été mesurées à 660 nm. Le pourcentage d'inhibition de la dénaturation des protéines a été calculé en utilisant la formule suivante

$$\% \text{ d'Inhibition} = [(V0 - V1) / V0] \times 100$$

V0 = absorbance de contrôle.

V1 = absorbance de l'échantillon d'essai .Q

I.1Analyse statistique des résultats

Les données de l'étude ont été présentées en utilisant la moyenne accompagnée de l'écart-type des valeurs obtenues. Toutes les expériences ont été réalisées en triple et de manière indépendante. Les droites d'étalonnage ont été calculées en utilisant la méthode de régression linéaire avec le logiciel Excel. Les concentrations d'inhibition de 50% ont été calculées à l'aide du logiciel Origin9, version 20.

Chapitre II :

Résultats et discussion

II.1 Rendement d'extraction

Les résultats de la présente étude indiquent que les potentiels d'extraction obtenus par les deux méthodes utilisées, à savoir la macération et les ultrasons, sur les feuilles des trois espèces étudiées : *Pistacia lentiscus*, *Rhamnus alaternus* et *Myrtus communis*, varient en fonction de l'espèce, (figure 14).

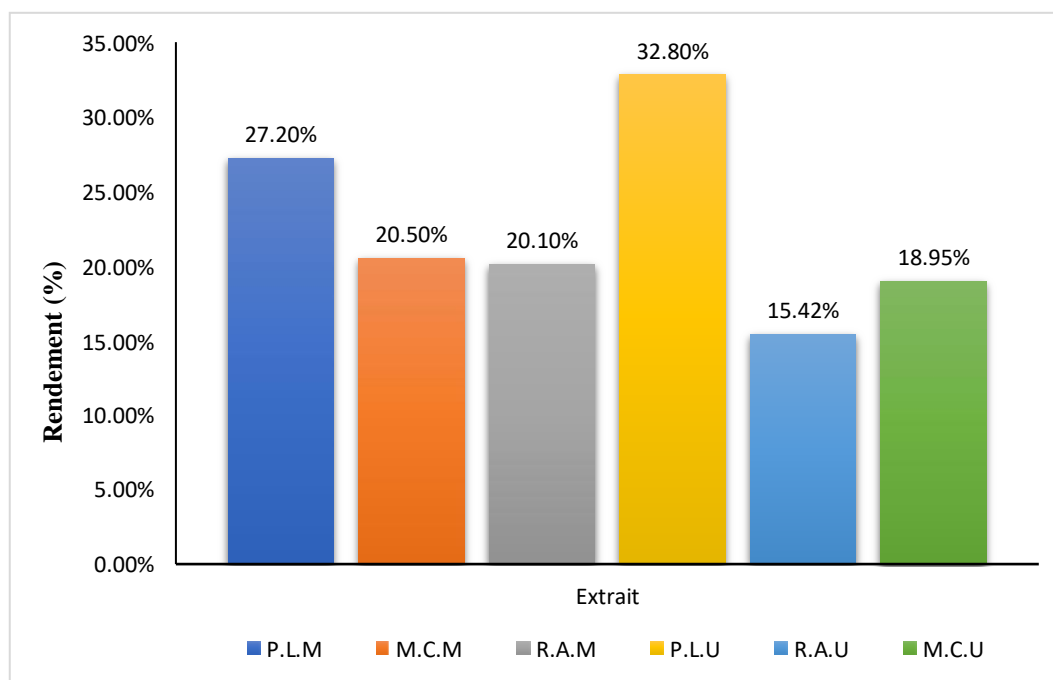


Figure 14: Comparaison des rendements des extraits. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

Quelle que soit la procédure d'extraction utilisée, *P. lentiscus* présente le taux le plus important de toutes les espèces étudiées (32,80% par l'ultrason et 27,20% par macération). En revanche, *R. alaternus* a donné le rendement le plus faible quelle que soit la technique adoptée (20,10 % pour macération et 15,42 % par l'ultrason).

Ces données démontrent que la technique d'extraction a un impact significatif sur le rendement et la teneur en composés phénoliques chez les espèces étudiées. Les rendements diffèrent non seulement de l'espèce utilisée, mais également de la technique d'extraction employée. Par exemple, pour *P. lentiscus*, l'utilisation de la méthode ultrasons a donné un meilleur rendement que la technique de macération. Par contre, l'utilisation de la macération ou des ultrasons a donné des résultats très similaires pour *M. communis*.

Dans le cas de l'extraction assistée par ultrasons, les deux paramètres qui influencent l'extraction sont la puissance des ondes et le temps d'extraction. En fait, cette technique est un moyen d'accélérer l'extraction en utilisant l'énergie des ultrasons. Ce procédé accélère la rupture des cellules en augmentant la température et la pression interne des parois cellulaires des plantes. Le solvant d'extraction peut ainsi mieux s'infiltrer dans la matrice végétale (**Jawad et Langrish, 2012**).

De plus, le temps d'extraction pour la macération (24 h) est généralement beaucoup plus long par rapport à l'extraction assistée par ultrasons (20 min). En effet, d'après **Rhazi et al. (2015)**, des temps d'extraction plus longs peuvent entraîner une réduction des rendements d'extraction, probablement en raison de la dégradation de certaines substances naturelles telles que les polyphénols.

Ces résultats sont cohérents avec ceux indiqués par **Barbouchi et al (2020)**, qui ont trouvé que l'extraction par macération à l'éthanol a donné un rendement de 26,70% pour les feuillets de *P. lentiscus*. En revanche, ces mêmes résultats sont meilleurs que ceux constatés par **Pereira et al. (2017)**, pour les extraits éthanoliques des feuilles de *M. communis* obtenu par l'extraction assistée par ultrason (10,81%).

II.2 Teneurs en composés phénoliques

II.2.1 Teneurs en polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été effectuée à l'aide de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage tracée en utilisant l'acide gallique comme étalon ($y=0,0054x + 0,0358$; $R^2= 0,0991$), (l'annexe III.1) .

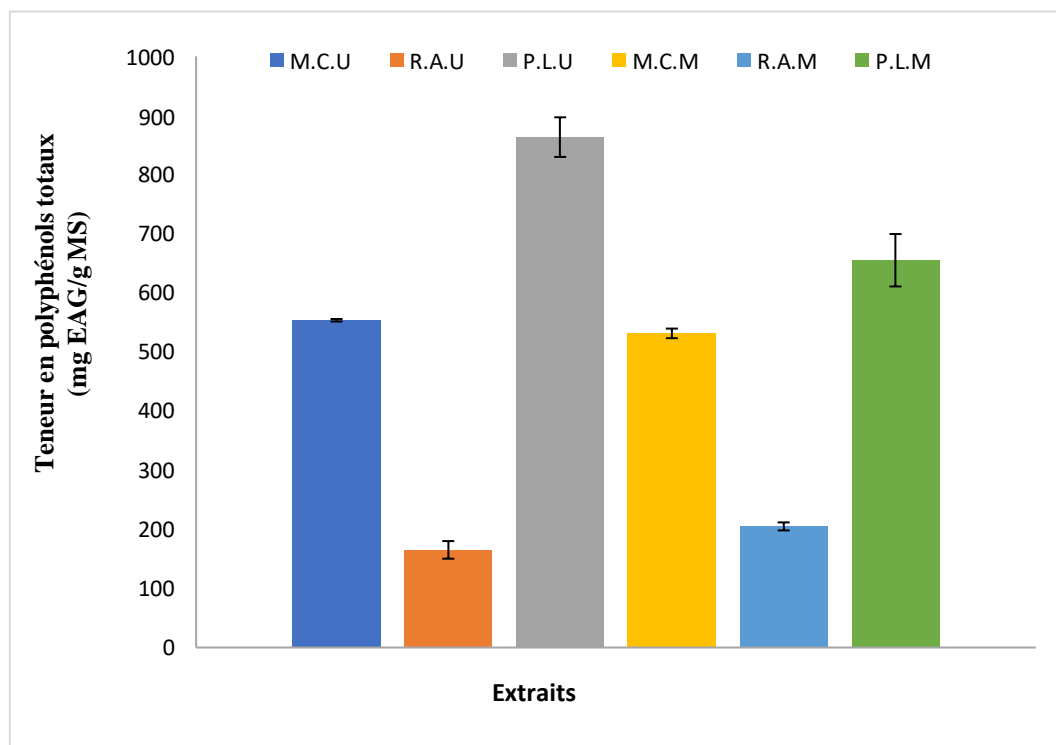


Figure 15: Taux de polyphénols totaux dans les extraits des espèces étudiées. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

D'après les résultats de la figure 15, les taux de polyphénols totaux varient entre les trois espèces et les deux méthodes appliquées. Les plus fortes concentrations ont été observées pour *P. lentiscus*, avec des valeurs de $863,49 \pm 33,56$ mg EAG/g MS pour les ultrasons et $655,28 \pm 44,33$ mg EAG/g MS pour la macération. Par contre, indépendamment de la technique d'extraction appliquée, les concentrations en polyphénols des feuilles de *R. alaternus* sont assez proches l'une de l'autre, mais inférieures à celles des autres extraits, avec des concentrations de $205,07 \pm 6,71$ et $165,32 \pm 14,91$ mg EAG/g MS pour la macération et l'ultrason respectivement.

Les valeurs enregistrées pour la teneur totale en polyphénols sont conformes à celles signalées dans des travaux précédents, tels que **Bourgou et al, (2016)**, qui ont constaté que l'extraction assistée par ultrasons donnait des concentrations en polyphénols plus importantes que la macération pour les extraits d'*Euphorbia helioscopia* (45 et 23,7 mg EAG/g MS, respectivement). Par contre nos résultats sont bien meilleurs que ceux obtenus par **Barbouchi et al (2020)**.

Plusieurs auteurs se sont penchés sur l'effet de différentes conditions d'extraction sur la composition phénolique, ainsi que sur la composition chimique, de plusieurs espèces (**Andzi**

Barhé et Feuya-Tchouya, 2015). D'autres auteurs ont montré que non seulement la composition chimique de chaque plante varie, mais aussi la composition des organes d'une même plante, et que chaque composé peut être extrait par un solvant approprié (**Youcefi et al., 2008**).

D'autres paramètres influencent également la solvabilité des composés phénoliques, tels que la qualité et la polarité du solvant, ainsi que le degré de polymérisation du composé phénolique. En outre, la teneur totale en polyphénols d'une espèce végétale dépend de nombreux facteurs, notamment des facteurs extrinsèques (géographie et climat), des facteurs génétiques et de la maturité des parties de la plante utilisée (**Naczek et Shahidi, 2004**).

II.2.2 Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes ont été déterminés dans les extraits de feuilles de *P. lentiscus*, *M. communis* et *R. alaternus* en utilisant la quécitine comme étalon (annexe III.2).

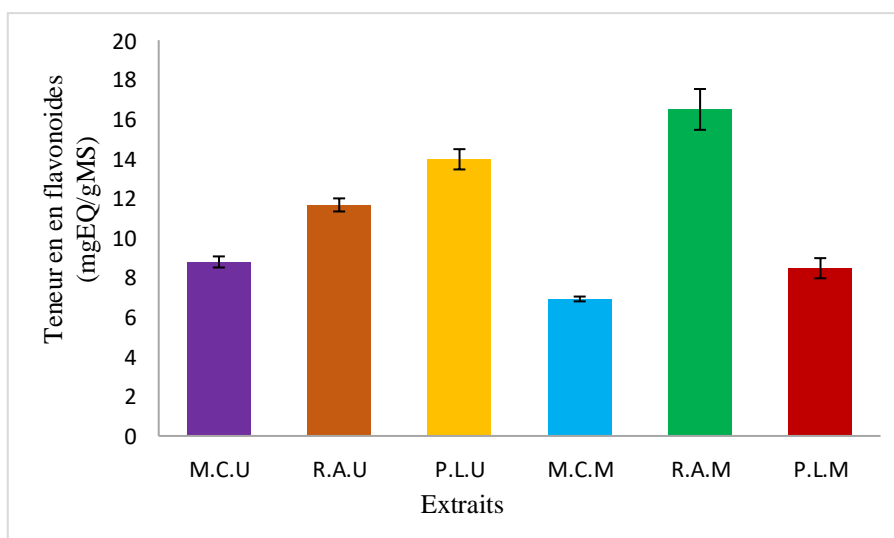


Figure 16: Teneurs en flavonoïde des différents extraits. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

La figure (16) montre la quantité totale de flavonoïdes dans les échantillons des trois espèces obtenus par macération et ultrason. Ces résultats indiquent que *R. alaternus* contient le plus grand nombre de flavonoïdes, avec des concentrations de $16,5 \pm 1,3$ mgEQ/g MS issue de la macération, suivie de l'extrait assisté par ultrason de *P. lentiscus* ($13,98 \pm 0,51$ mgEQ/g MS) et de la ultrason de *R. alaternus* ($11,67 \pm 0,31$ mgEQ/g MS). En revanche, l'extraction par macération des feuilles de myrte a montré la teneur la moins élevée ($6,92 \pm 0,12$ mgEQ/g MS).

Par ailleurs, d'autres études sur les mêmes plantes ont enregistré des teneurs différentes de celles obtenues dans notre recherche, comme celle de **Kanoun (2011)** qui a constaté des taux de flavonoïdes de 6,56 mgEQ/g MS pour l'extrait de *M. communis*. Tandis que cette teneur en flavonoïdes était plus élevée chez *P. lentiscus* (20,52 mg/g).

D'autres études (**Benhammou, 2009**) ont montré que le fait d'utiliser le méthanol en tant que solvant d'extraction conduit à des teneurs en flavonoïdes plus élevées que celles observées dans notre étude (12 mgEQ/g MS). Par contre, ce solvant est toxique pour l'environnement, ce qui ne favorise pas son utilisation dans les applications alimentaires (**Proestos et Komaitis 2008**). Ceci justifie notre choix de l'éthanol à 70% comme solvant d'extraction, qui a l'avantage d'être moins cher, non polluant et non toxique pour la santé (**Mahmoudi et al., 2013**).

De plus, il est prouvé que la teneur totale en composés phénoliques et en flavonoïdes est plus élevée lorsque le biotope végétal est défavorable, moment où les plantes favorisent la synthèse de métabolites secondaires pour s'adapter et survivre (**Apak et al., 2007**).

II.2.3 Teneurs en flavonols

Pour la détermination des flavonols, l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage est tracée en utilisant la quercétine comme étalon ($y = 0,0159x + 0,0991$; $R^2 = 0,9927$) a été utilisée (annexe III.3).

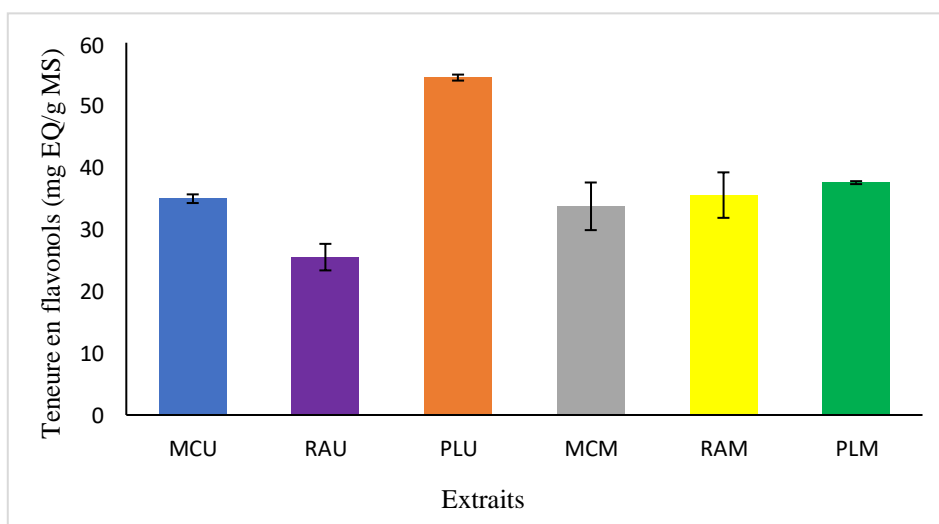


Figure 17 : Teneurs en flavonols des différents extraits. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

Les résultats obtenus (Figure 17), ont révélés que le taux des flavonols de nos extraits on utilise l'éthanol à 70% varie de 25,45 à 54,37 mg EQ/g MS pour l'extraction assistée par ultrasons, contre 33,64 et 37,45 mg EQ/g MS pour l'extraction par macération. Les concentrations de ces composés dans l'extrait de *P. lentiscus* issu de la sonication sont nettement plus important que celles obtenues par macération ($54,37 \pm 0,48$ et $37,45 \pm 0,24$ mg EQ/g MS).

Alors que ces valeurs sont assez proches dans l'extrait de *M. communis* pour les deux méthodes d'extraction. Par contre, l'extraction par macération a révélé des teneurs plus importantes dans l'extrait de *R. alaternus* que celles qui ont été obtenues par extraction assistée par ultrasons ($35,45 \pm 3,66$ et $25,45 \pm 2,13$ mg EQ/g MS, respectivement).

Dans notre travail, le solvant d'extraction utilisé est l'éthanol à 70 %, ar des recherches ont montré que certains composés peuvent être mieux extraits avec ce solvant tel que l'acide rosmarinique, l'acide carnosique et le carnosol. Cette concentration optimale d'éthanol de 70 % doit être combinée avec un temps d'extraction long et un faible rapport liquide-solide (**De Oliveira et al. (2016)**).

Selon certains auteurs, les composés bioactifs de poids moléculaire élevé sont décomposés en plusieurs composés plus petits de faible poids moléculaire, ce qui accroît la concentration des composés phénoliques et la capacité antioxydante par rapport aux plantes non traités aux micro-ondes (**Nayak et al (2011)**).

Tandis que certains chercheurs ont rapporté que l'utilisation d'un milieu acide (1% HCl) favorise une récupération efficace des flavonols, et que l'ajout d'acide citrique ou ascorbique et des valeurs de pH de 3-4,8 induisent une meilleure extraction de ces composés (**Oreopoulou et al., 2019**).

Cependant, la comparaison de ces résultats avec les données de la littérature est difficile, étant donné que l'utilisation de méthodes d'extraction différentes rend les comparaisons entre les études moins fiables. (**Oroian et Escriche, 2015**).

II.2.4 dosage des pigments liposolubles

Le dosage des pigments liposolubles dans les feuilles des trois espèces (Figure 18) a montré que le lycopène est le composé le plus dominant dans les feuilles de *R. alaternus* par rapport aux autres pigments, tandis que la chlorophylle (a) en particulier chez *M. communis*, est

la plus abondante, présente à une concentration de $52,16 \pm 9,25$ mg/g MS. *P. lentiscus* a la teneur la moins élevée des trois espèces ($42,04 \pm 0,87$ mg/g MS).

Le lycopène est le deuxième pigment liposoluble le plus abondant, avec $45,13 \pm 1,19$ mg/g MS dans les feuilles de *M. communis* et $36,63 \pm 0,7$ mg/g MS dans *P. lentiscus*. La chlorophylle b est le pigment liposoluble le moins abondant dans tous les extraits testés.

Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus par **Tighilet et al (2022)**, qui ont démontré l'abondance de la chlorophylle a et du lycopène comme étant les deux pigments liposolubles les plus abondants dans les extraits de rameaux de l'espèce *Retama*.

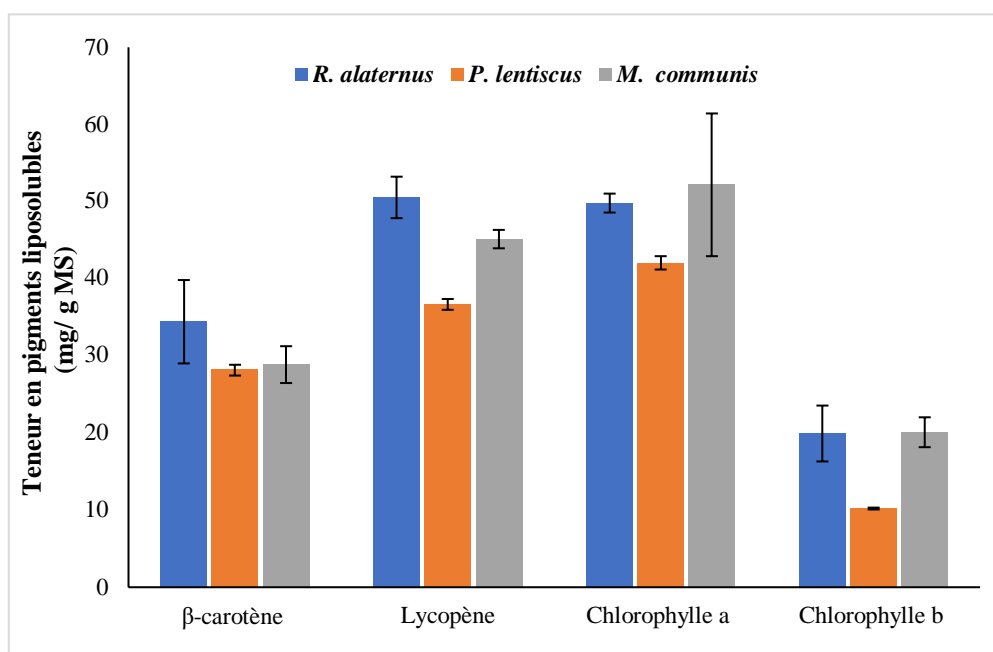


Figure 18 : Teneurs en pigment liposolubles des différents extraits. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

II.3 Pouvoirs antioxydants de l'extrait

II.3.1. Activité anti-radicalaire de DPPH

La méthode de DPPH est considérée comme l'un des tests les plus simples, les plus précis et les plus reproductibles pour évaluer la capacité antioxydante des échantillons végétaux. Cette technique repose sur la capacité des composés testés à neutraliser les radicaux DPPH (Molyneux, 2004).

Nous avons établi les profils d'activité de neutralisation des radicaux libres par les extraits en utilisant des concentrations croissantes, puis, à partir des pourcentages d'efficacité, nous avons déduit les concentrations d'inhibition nécessaires pour inhiber 50% du radical DPPH par le logiciel Origine tel que présenté dans le tableau IV.

La figure 19 montre une variation dose-dépendante de la capacité antioxydante des différents extraits sur le radical DPPH. *M. communis*, extrait par sonication, a montré l'activité la plus élevée ($IC_{50} = 15,26 \pm 1,08 \mu\text{g/ml}$) en comparaison aux autres extraits étudiés ($IC_{50} = 15,26 \pm 1,08 \mu\text{g/ml}$) par rapport aux autres extraits étudiés. De plus, dans les extraits obtenus par macération, *P. lentiscus* et *M. communis* sont les plus efficaces pour réduire 50 % des radicaux DPPH, avec des IC_{50} proches ($IC_{50} = 32,67 \pm 1,92$ et $34,71 \pm 0,51 \mu\text{g/ml}$, respectivement). En revanche, l'extrait de *R. alaternus* a enregistré l'activité anti-radicalaire DPPH la plus faible pour les deux méthodes d'extraction.

Toutefois, ces résultats étaient inférieurs à ceux obtenus avec l'acide gallique et la quercétine ($IC_{50} = 3,13 \pm 0,06$ et $5,82 \pm 0,08 \mu\text{g/ml}$, respectivement).

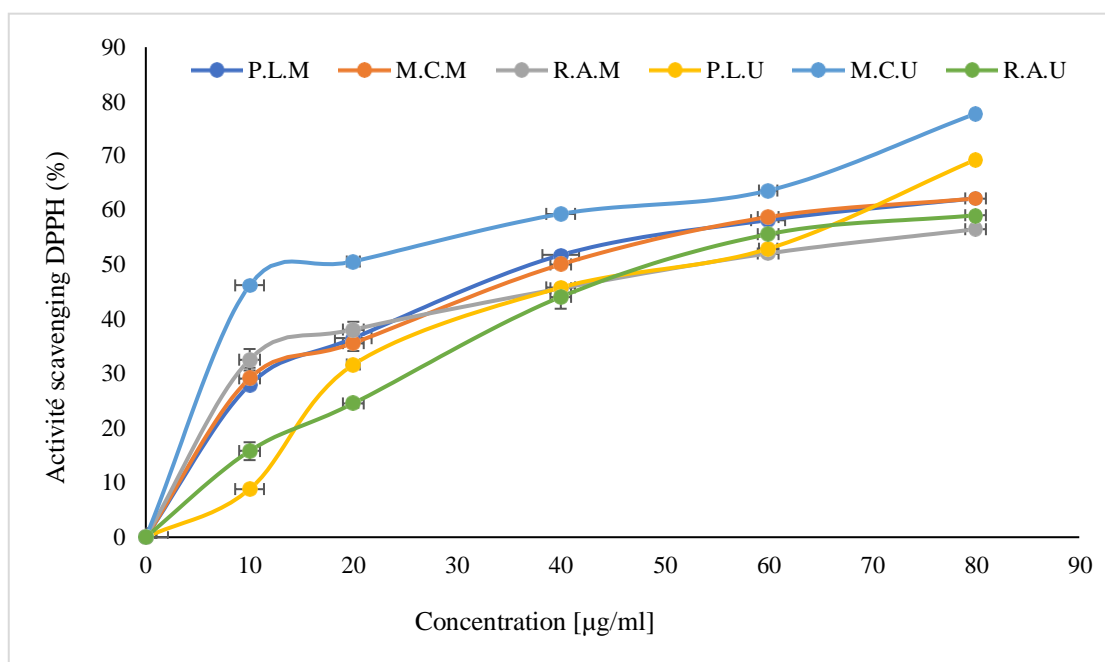


Figure 19 : Comparaison des activités antioxydantes du radical DPPH des extraits. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason.

Tableau IV : Concentration inhibitrice de 50% ($\mu\text{g/ml}$) pour le test de DPPH des extraits.

Extraits	IC ₅₀ ($\mu\text{g/ml}$)	
	Macération	Ultrason
<i>P. lentiscus</i>	32,67 \pm 1,92	47,76 \pm 0,96
<i>R. alatirnus</i>	53,21 \pm 9,01	49,73 \pm 1,59
<i>M. communis</i>	34,71 \pm 0,51	15,26 \pm 1,08
Quercetine	5,82 \pm 0,08	
Acide Gallique	3,13 \pm 0,06	

L'efficacité de ces extraits peut être due à la richesse des plantes en composés phénoliques, notamment en flavonoïdes (quercétine, lutéoline, isothyme, kaempférol et leurs glycosides), qui ont montré une activité significative (**Narayana et al., 2001**). En effet, certains auteurs ont trouvé une corrélation positive entre la capacité antioxydante *in vitro* et le dosage des composés phénoliques (**Khettal et al., 2017**).

La comparaison de ces résultats avec ceux de **Dahmoune et al. (2015)**, ayant effectué des travaux sur des extraits de *M. communis*, on observe une similitude dans les résultats, où ils ont trouvé que les extraits d'ultrasons sont plus efficaces que ceux issus de la macération.

II.3.2 Activité anti-radicalaire d'ABTS⁺

Le radical stable de l'ABTS est oxydé par addition de persulfate de potassium, lui donnant une couleur bleu-vert. La présence d'antioxydants neutralise le radical et provoque une décoloration du milieu, en ajoutant de l'hydrogène ou des électrons au radical (**Brand-Williams, et al. 1995**).

Les résultats montrent une variation de capacité antioxydante des extraits face au radical ABTS, avec des effets dose-dépendants. Les valeurs des concentrations qui inhibent 50% de radical ABTS⁺ ont été reportées dans la figure ci-dessus ,(Figure 20).

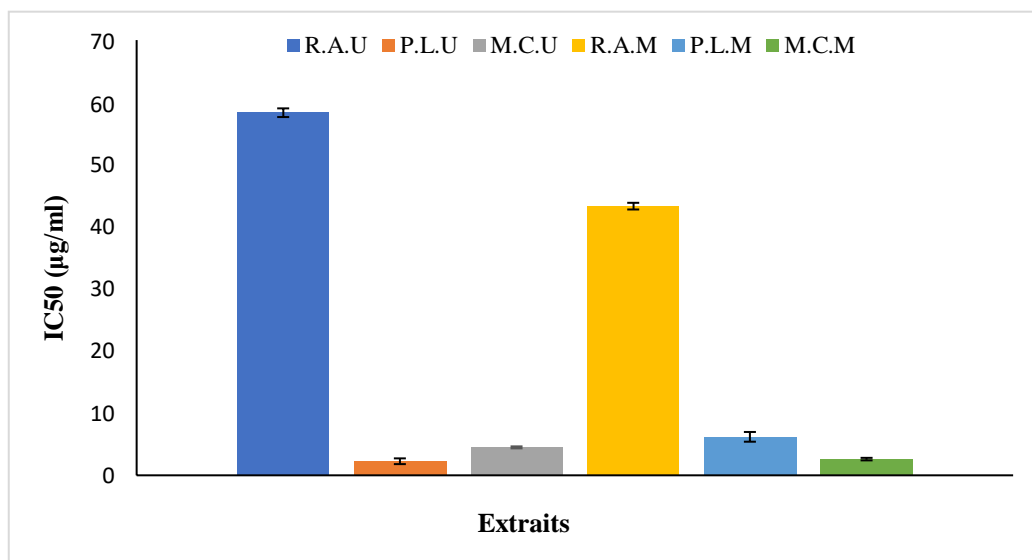


Figure 20: Concentration inhibitrice de 50% du radicale ABTS⁺ des différents extraits. P.L.M : *P. lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

Les résultats de la figure 20 révèlent que chaque extrait est capable de piéger le radical ABTS⁺, avec des valeurs d'IC₅₀ variant selon les extraits. On note également que les extraits éthanoliques à 70% de *P. lentiscus* et de *M. communis* présentent des efficacités significatives vis-à-vis des radicaux ABTS⁺ pour les extraits obtenus par les deux méthodes (IC₅₀ entre 2,28 et 6,19 µg/ml pour *M. communis* et 2,61 et 4,51 µg/ml *P. lentiscus*) et qui sont supérieures à celles des standards : acide gallique ou quercétine (IC₅₀ = 3,29 et 5,64 µg/ml, respectivement).

Cependant, les échantillons de *R. alaternus* montraient également une bonne activité antioxydante (IC₅₀ = 43,31 ± 0,53 µg/ml pour les extractions par macération et 58,34 ± 0,69 µg/ml pour les extractions assistées par ultrasons), mais celles-ci restent bien en dessous de celles des deux autres espèces étudiées.

Ces résultats sont conformes à ceux obtenus par **Dahmoune et al. (2015)**, qui ont trouvé que les extraits obtenus par macération à partir des feuilles de *M. communis* étaient deux fois plus efficaces que ceux obtenus par sonication sur les radicaux ABTS⁺. Cependant, en termes d'efficacité, nos extraits sont bien plus efficaces.

Cette différence de capacité antioxydante des extraits des plantes à piéger les radicaux libres pourrait être expliquée par la variation en composés phytochimique et son changement lors des stades de croissance des plantes.

Cette différence d'efficacité peut être due non seulement par l'origine et le moment de la récolte de la plante, mais aussi par les conditions d'extraction (durée, volume, température, etc.). En effet, selon Szöllősi et Varga (2002), les plantes récoltées en période de floraison sont très riches en acides phénoliques.

II.3.3 Pouvoir réducteur des extraits

Il s'agit d'un test simple, rapide et reproductible basé sur le passage du jaune au vert pâle en fonction de la concentration d'antioxydants dans les échantillons. La présence de molécules antioxydantes dans les extraits entraîne la transformation du complexe Fe^{3+} /ferricyanide à la forme ferreux. De ce fait, le Fe^{2+} peut donc être suivi en mesurant et en suivant l'évolution de la densité de couleur dans le milieu réactionnel à 700 nm. Le pouvoir réducteur des composés présents dans le milieu réactionnel influe sur l'intensité de cette coloration (Bentabet et al, 2014).

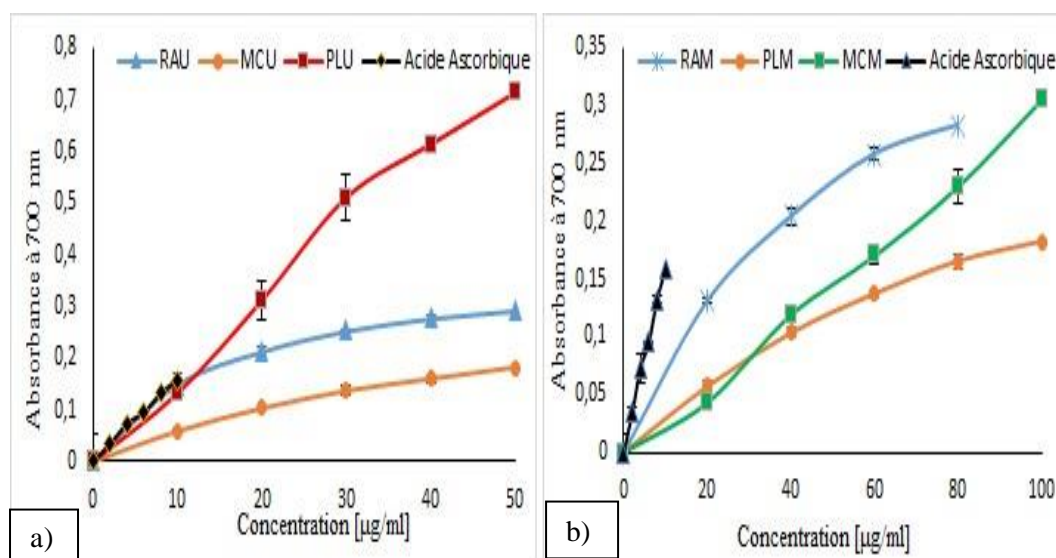


Figure 21 : Pouvoir réducteur des extraits obtenus par ultrason et macération. P.L.M : *P.*

lentiscus macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason.

La figure 21 indique que la capacité réductrice de nos extraits dépend du dosage. On constate également que les extraits par ultrasons ont un potentiel réducteur significativement supérieur par rapport aux extraits obtenus par macération. Cependant, ce pouvoir est moins important que celui observé avec l'antioxydant standard qu'est l'acide ascorbique (annexe II.4), connu pour son efficacité réductrice.

L'extrait éthanolique à 70 % obtenu par ultrasons de *P. lentiscus* a montré des densités de 0,7 à une concentration de 50µg/ml, suivi par *R. alaternus* (DO = 0,92, alors qu'à la même concentration *M. communis* n'a donné que des valeurs de DO de 0,182. L'intensité de l'absorbance des extraits obtenus par macération varie entre 0,18 et 0,3.

Khettal et al. (2017) ont constaté une corrélation positive entre du contenu en composés phénoliques, en particulier les flavonoïdes, et la concentration inhibitrice et les valeurs FRAP, ce qui signifie que les polyphénols et les flavonoïdes ont un rôle important dans la réduction ou la neutralisation des radicaux libres.

II.4 Activité anti-inflammatoire *in vitro*

L'inflammation est un mécanisme très complexe qui correspond à la réaction de notre corps à une blessure, une infection ou à une destruction. L'un des facteurs conduisant à l'inflammation et à la dénaturation des protéines qui assurent le maintien de la structure et l'activité de ces molécules, telles que les liaisons électrostatiques, hydrogène, hydrophobes et disulfures (**Barros et al., 2008**).

A fin l'étudier de l'activité de ce processus par nos extraits, nous avons utilisé la méthode de dénaturation de l'albumine d'œuf. La figure suivante montre les résultats de cette l'activité des extraits éthanolique 70% obtenus par deux méthodes, macération et ultrason de trois espèces : *P. lentiscus*, *M. communis* et *R. alaternus* de la région de bouira.

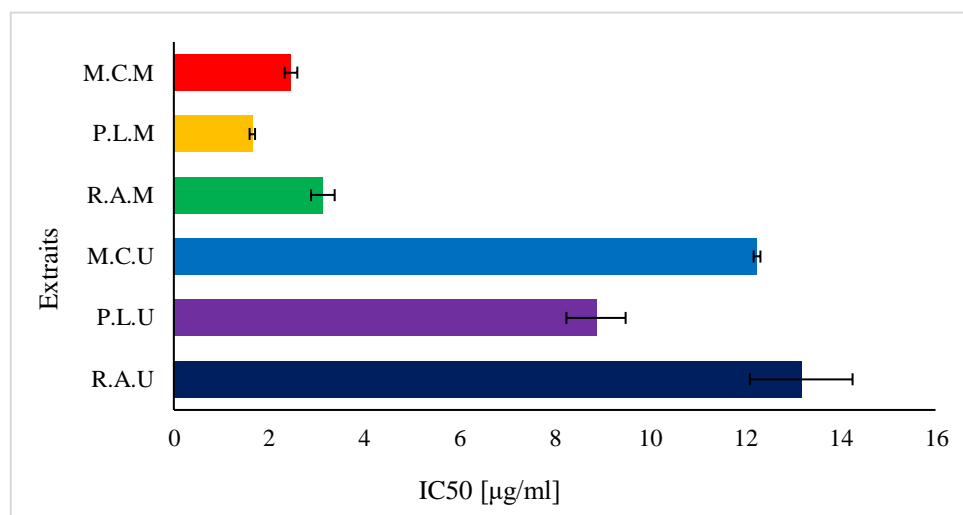


Figure 22 : Concentration inhibitrice de 50% de la dénaturation d'albumine des différents extraits. P.L.M : *P.lentiscus* macération ; M.C.M : *M. communis* macération ; R.A.M : *R. alaternus* macération ; P.L.U : *P. lentiscus* ultrason ; R.A.U : *R. alaternus* ultrason ; M.C.U : *M. communis* ultrason

Les résultats de cette activité ont révélé que nos extraits inhibent la dénaturation de l'albumine de manière dose-dépendante, ce qui nous a permis de calculer des concentrations inhibitrices de 50%. Les valeurs IC_{50} montrent que l'extraction par macération donne des extraits très efficaces par rapport à ceux obtenus par ultrasons. (Figure 22)

Ces valeurs sont de $1,65 \pm 0,06 \mu\text{g/ml}$, $2,46 \pm 0,13 \mu\text{g/ml}$ et $3,13 \pm 0,25 \mu\text{g/ml}$ pour les extraits macérés de *P. lentiscus*, *M. communis* et *R. alaternus*, respectivement. Alors que ces valeurs sont 4 à 6 fois plus élevées dans le cas des extraits ultrasoniques ($8,87 \pm 0,62 \mu\text{g/ml}$, $12,25 \pm 0,07 \mu\text{g/ml}$ et $13,18 \pm 1,08 \mu\text{g/ml}$, respectivement).

II.5 Activités antibactérienne

Après incubation à 37°C pendant 24 h, nous avons pu constater quelques zones d'inhibition au tour des disques préalablement traités avec différents extraits de feuilles des plantes étudiées. Les valeurs relevées sont indiquées dans la figure 23.

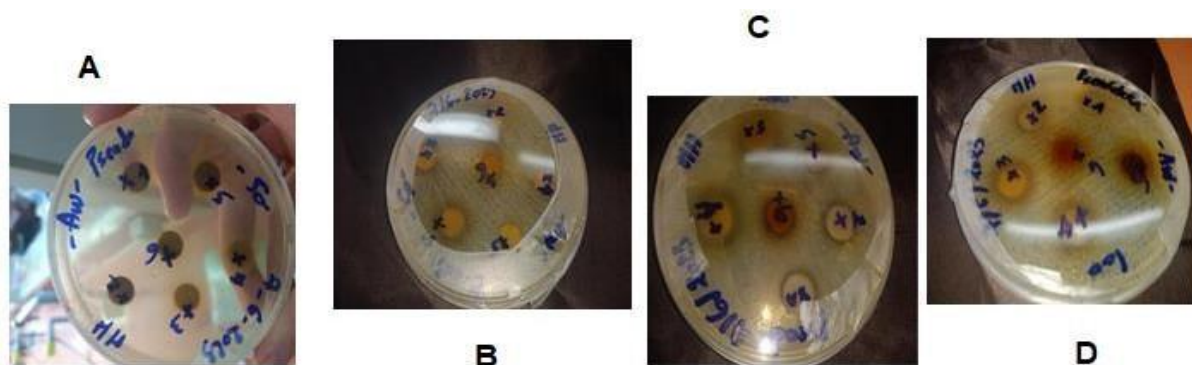


Figure 23: Zones d'inhibition des différents extraits avec les souches bactériennes sélectionnées. *M. communis*, *R. alaternus*, *P. lentiscus*, , (a) : *pseudomonas* (50 mg) (b) : *E.coli* (50 mg), (c): *pseudomonas* (100 mg),(d) : *E.coli* (100 mg).

Les résultats présentés sur la figure 23 montrent que nos extraits ne présentent aucune activité contre *E.coli* et *pseudomonas*

En revanche, les résultats obtenus sur *pseudomonas* révèlent la présence d'activité antimicrobienne dans l'extrait de *P.lentiscus* avec la concentration 100 mg/ml avec les 2 extraits obtenus par ultrason et macération. Cette zone d'inhibition est de l'ordre de 8 mm pour les deux extraits. (figure 23).

En outre, ont trouvé qu'un extrait éthanolique de *Pistacia chinensis* n'avait pas d'effet sur les bactéries *Escherichia coli*. Ceci peut s'expliquer par l'absence de molécules antibactériennes puissantes, ou par la faible capacité des molécules présentes dans les différents extraits à se diffuser uniformément dans la gélose, ou encore par les différents facteurs influençant le processus d'extraction. (**Rauha et al., 2000**)

Conclusion et perspectives

Conclusion

Cette étude a révélé que l'extraction assistée aux ultrasons donnait de meilleurs rendements que l'extraction par macération. Les données d'évaluation de diverses classes de substances phénoliques ont indiqué que les extraits ultrason pour *P. lentiscus* est plus riche en polyphénols que les espèces restantes. En outre, des niveaux pigments liposolubles ont été enregistrés, en particulier la chlorophylle a et le lycopène dans toutes les espèces étudiées.

Pour les activités biologiques menées dans ce travail, l'analyse de la capacité antioxydante in vitro au moyen d'une série de tests a montré une activité significative de neutralisation des radicaux libres dans les extraits analysés. Les données de ces tests ont révélé une capacité antioxydante variable entre les extraits testés, ainsi qu'entre les différentes méthodes d'extraction utilisées.

L'extrait ultrasonique de *M. communis* a montré une activité inhibitrice très significative de 50 % contre le radical DPPH. En effet, les IC₅₀ étant de l'ordre de $15,26 \pm 1,08 \mu\text{g/ml}$, suivi de celui de *P. lentiscus* et de *M. communis* obtenu par macération ($32,67 \pm 1,92$ et $34,71 \pm 0,51 \mu\text{g/ml}$, respectivement). Le test d de neutralisation du radical ABTS a révélé que les extraits de *P. lentiscus* et de *M. communis* présentaient une efficacité significative où leurs IC₅₀ étaient très proches de ceux des extraits standards (IC₅₀ entre 2,28 et 6,19 $\mu\text{g/ml}$ pour *M. communis* et 2,61 et 4,51 $\mu\text{g/ml}$ pour *P. lentiscus*).

Tandis que la mesure du pouvoir réducteur de nos échantillons montré que les extraits obtenus par ultrason ont un potentiel réducteur significativement plus important que les extraits obtenus par macération.

Le test d'activité anti-inflammatoire a révélé une inhibition dose-dépendante de la dénaturation de l'albumine par nos extraits. Ces valeurs varient de $1,65 \pm 0,06 \mu\text{g/ml}$ à $13,18 \pm 1,08 \mu\text{g/ml}$. On constate également que les extraits produits par macération sont plus efficaces que les extraits produits par ultrasons.

Par contre, les résultats de l'activité antibactérienne ne révèlent aucun effet de nos extraits sur les souches étudiées, sauf dans le cas de *P. lentiscus*, à une concentration de 100mg/ml, où nous avons enregistré une zone d'inhibition de l'ordre de 8 mm pour les deux extraits.

À l'avenir, il serait souhaitable de savoir plus sur les avantages de ces extraits en termes concrets, avant de l'utiliser dans la médecine quotidienne et dans le traitement des maladies. D'autres aspects importants sont utiles à explorer et à étudier ;

- Réaliser des expériences in vitro et in vivo pour s'assurer de l'absence de toxicité chez l'homme
- Identifier les métabolites secondaires responsables de la capacité antioxydante et anti-inflammatoire, en vue de les isoler pour les incorporer dans des approches thérapeutiques potentielles.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- **Aidi Wannes W., Mhamdi B., Sriti J., Ben Jemia M., Ouchikh O., Hamdaoui G., Kchouk M-E. & Marzouk B. (2010).** Antioxidant activities of the essential oils and methanol extracts from myrtle (*Myrtus communis* var. *italica* L.) leaf, stem and flower. Food and Chemical Toxicology. 48:1362–1370.
- **Aidi Wannes, W., Haouari, L., Mhamdi, B., & Marzouk, B. (2011).** *Rhamnus alaternus* L.: A potent natural antioxidant for stabilization of vegetable oils. Industrial Crops and Products, 34(2), 1096-1101. Doi10.1016/j.indcrop.2011.04.007
- **Ait youssef M. (2006)** les plantes médicinales de kabylie; *Edition Ibis press* PP:278-279.
- **Aleksic, V., & Knezevic, P. (2014).** Antimicrobial and antioxidative activity of extracts and essential oils of *Myrtus communis* L. Microbiological Research, 169(4), 240–254. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2013.10.003>.
- **Ali-Shtayeh, M.S., Yaniv, Z., & ; Mahajna, J. (2000).** “Ethnobotanical survey in the palestinian area: a classification of the healing potential of medicinal plants”. Journal of Ethnopharmacology
- **Amar , (2002).** Ethnopharmacological survey of traditional drugs sold in the Kingdom of Jordan. Journal of Ethnopharmacology, 82: 131-145
- **Ammar, R.B., Sghaier, M.B., Boubaker, J., Bhourri, W., Naffeti, A., Skandrani, I., Bouhlel, I., Kilani, S., Ghedira, K. & ; Chekir-Ghedira, L. QZ (2008).** Antioxidant activity and inhibition of aflatoxin B1-, nifuroxazide-, and sodium azide- induced mutagenicity by extracts from *Rhamnus alaternus* L. Chem.-Biol. Inter.; 174: 1-10.
- **Ammar, R.B., Kilani, S., Bouhlel, I., Ezzi, L., Skandrani, J., Boubaker, J., Sghaier, M.B., Naffeti, A., Mahmoud, A., & Ghedira, L., K.** Antiproliferative, antioxidant, and antimutagenic activities of flavonoid-enriched extracts from (Tunisian) *Rhamnus alaternus* L. : combination with the phytochemical composition, Drug Chem. Toxicol. 31 (2008) 61–80.

- **Aronne G &, Wilcock C-C. (1995).** Reproductive lability in pre-dispersal biology of *Rhamnus alaternus* L. (Rhamnaceae) Protoplasma ,187:49-59
- **Aruoma, O.I., Spencer, J.P., Rossi, R., Aeschbach, R., Khan A., Ahmood, N., Munoz, A., Murcia, A., Butler, G. & Halliwell, B. (1996)-** An evaluation of the antioxidant and antiviral action of extracts of rosemary and provençal herb, Food and Chemical Toxicology, 34 (5): 449-456.
- **Bahorun, T. (1997).** Substances naturelles actives: la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. AMAS.
- **Bahorun, T., Gressier, B., Trotin, F., Brunet, C., Dine, T., Luyckx, M., Vasseur, J.,Cazin, M., Cazin, J.C. & Pinkas, M. (1996).** Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plantorgans and pharmaceutical preparations. Arznei.Forschung. ; 46: 1086-1089
- **Barboni T. (2006).** Contribution de méthodes de la chimie analytique à l'amélioration de la qualité de fruits et à la détermination de mécanismes (EGE) et de risques d'incendie. Thèse de doctorat: Chimie théorique, physique et analytique. Université di Corsica – Pasquale Paoli. France, 293.
- **Barbouchi, M., Elamrani, K., & El Idrissi, M. (2020).** A comparative study on phytochemical screening, quantification of phenolic contents and antioxidant properties of different solvent extracts from various parts of *Pistacia lentiscus* L. Journal of King Saud University Science, 32(1), 302-306.
- **Barhé, T.A., & Tchouya, G.F. (2016).** Comparative study of the anti-oxidant activity of the total polyphenols extracted from Hibiscus Sabdariffa L., Glycine max L. Merr., yellow tea and red wine through reaction with DPPH free radicals. Arabian Journal of Chemistry, 9(1), 1-8.
- **Barros, L., Cabrita, L., Boas, M. V., Carvalho, A. M., & Ferreira, I. C. (2011).** Chemical, biochemical and electrochemical assays to evaluate phytochemicals and antioxidant activity of wild plants. Food Chemistry, 127(4), 1600-1608.
- **Bas J- M., Gómez C. & Pons P5. (2005):** Fruit production and predispersal seed fall and predation in *Rhamnus alaternus* (Rhamnaceae). Acta Oecologic., 27 :115–123. (a)

- **Bas J-M., Oliveras J.&, Gomez C. (2009):** Myrmecochory and short-term seed fate in *Rhamnus alaternus*: Ant species and seed characteristics. *Acta Oecologica*.xxx:1-5.
- **Bas, J.M. ; Gómez López, C. ; &,Pons, P. (2002).** Morphological and structural characterization of evergreen buckthorn (*Rhamnus alaternus* L.) fruits in the northeastern Iberian Peninsula. *Stud. Bot.* 21, 89–103.
- **Bas, J.M. ; Pons, P. ; Gómez, C. ; Ecology, S.P. ; Bas, J.M. & Pons, P. (2005).** Exclusive Frugivory and Seed Dispersal of *Rhamnus alaternus* in the Bird Breeding Season breeding frugivory and seed dispersal season of *Rhamnus alaternus* in the bird. *Plant Ecol.* 183, 77–89.
- **Bate-Smith, E. C. (1973).** Haemanalysis of tannins: the concept of relative astringency. *Phytochemistry*, 12(4), 907-912
- **Battandier JA, Debray FG, Flagey C, Petit P & Trabut L.** Flore de l'Algérie. Ed. A. Jourdan, Alger, 1888, p. 189-190.
- **Baudière A., Monange Y. & Gauquelin Th. (2002).** Le Monde des Plantes ; Intermédiaire des Botanistes, Toulouse ; N° 477 : 2 – 5.
- **Baytop T. (1999).** Therapy with medicinal Plants in Turkey (Past and Present). Nobel Typ. Kitapevleri Press, Istanbul.
- **Belksir & Ferdi,(2021)** evaluation in vitro des activites biologique de *pistacia lentiscus* et de *pinus pinaster*
- **Beloued A. (2005).** Plantes médicinales de l'Algérie. Office des publications universitaires.
- **Ben Douissa F., (2004).** Etude Chimique et Biologique de *Pistacia lentiscus*. AbeBooks.fr, pp.330-331
- **Ben Mansour, R., Ksouri, R., Falleh, H., Trabelsi, N., Jarraya, R., & Damak, M. (2008).** Phenolic composition, biological activities, and characterization of the principal flavonoids of Tunisian *Rhamnus alaternus* L. (Rhamnaceae) leaves. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(21), 9957-9963. doi: 10.1021/jf801789
- **Benamar, H., Rached, W., Derdour, A., &,Marouf, A. (2010).** Screening of Algerian medicinal plants for acetylcholinesterase inhibitory activity. *Journal of Biological Sciences*, 10(1), 1-9.

- **Bendif, H. (2017).** Caractérisation phytochimique et détermination des activités biologiques in vitro des extraits actifs de quelques lamiaceae: *Ajugaiva*(L.) schreb., *Teucrium polium* L., *Thymus munbyanus* subsp. *coloratus* (boiss. & reut.) greuter & burdet et *Rosmarinus eriocalyx* jord & fourr. Thèse de doctorat. L'école Normale Supérieure de Kouba. Alger.
- **Benhammou, N., Bekkara, F.A., & Panovska, T.K. (2009).** Antioxidant activity of methanolic extracts and some bioactive compounds of *Atriplex halimus*. *Comptes Rendus Chimie*, 12(12), 1259-1266.
- **Bentabet, N., Boucherit-Otmani, Z., & Boucherit, K. (2014).** Composition chimique et activité antioxydante d'extraits organiques des racines de *Fredolia aretioides* de la région de Béchar en Algérie. *Phytothérapie*, 12(6), 364-371.
- **Benzieet, I.F.F., & Strain, J.J. (1996).** The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of "Antioxydant Power": The FRAP Assay. *Anal Biochem*, 239: 70- 6.
- **Bergeret JP, Bergeret E & Bergeret G.** Flore des Basses-Pyrénées. Ed. Imprimerie- stéréotype Garet, Pau, 1909, p. 230-231.
- **Bhouri, W. ; Boubaker, J.& Kilani, S. (2012).** Flavonoids from *Rhamnus alaternus* L.(Rhamnaceae) : Kaempferol 3-O- β -isorhamninoside and rhamnocitrin 3-O- β - isorhamninoside protect against DNA damage in human lymphoblastoid cell and enhance antioxidant activity. *S. Afr. J. Bot.* 80, 57–62.
- **Blois, M.S. (1958).** Antioxydant détermination by the use of stable free radical, *Nature*, 181.
- **Bouchenak, O., Yahiaoui, K., Benhabyles, N., Laoufi, R., Toubal, S., El haddad, Djillali., Oussaid, S., Blizak, D., & Arab, K. (2020).** Criblage phytochimique et évaluation du pouvoir antioxydant des feuilles de *Myrtus communis* L. et *Rhamnus alaternus* L. *Revue Agrobiologia*. 10(1), 1749-61.
- **Boudet, A.M. (2007).** Evolution and current status of research in phenolic Compounds, *Phytochemistry*, 68(22-24): 2722-2735.
- **Boudjelal, A. ; Henchiri, C. ; Sari, M. ; Sarri, D. ; Hendel, N. ; Benkhaled, A. ; & ,Ruberto, G. (2013).** Herbalists and wild medicinal plants in M'Sila (North Algeria) : An ethnopharmacology survey. *J. Ethnopharmacol.* 148, 395–402.

- **Boujabata, A. (2015).** Contribution à l'étude d'une plante médicinale et aromatique *Myrtus Communis L.* Thèse de doctorat: sciences pharmaceutiques. Université Badji Mokhtar Annaba, Faculté de médecine. 260p.
- **Boujabata, A. (2017).** Contribution à l'étude d'une plante médicinale et aromatique *Myrtus communis L.* Thèse de doctorat. Faculté de médecine, Université Badji- Mokhtar, Annaba, Algérie.
- **Bourgou, S., Beji, R. S., Medini, F., & Ksouri, R. (2016).** Effet du solvant et de la méthode d'extraction sur la teneur en composés phénoliques et les potentialités antioxydantes d'*Euphorbia helioscopia*. Journal of New Sciences, 28.
- **Brand-Williams, W., Cuvelier, M.E., & Berset, C.L.W.T. (1995).** Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. LWT-Food science and Technology, 28(1), 25-30.
- **Bruneton, J. (1999).** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Ed. Mdicales internationales Editions Technique & Documentation, Cachan, [S.l.], p. 647-673.
- **Chaabani, E. (2019).** Eco-Extraction et Valorisation des Métabolites Primaires et Secondaires des Différentes Parties de *Pistacia lentiscus*. Thèse de doctorat, Université d'avignon et des Pays de Vaucluse et de L'université de Carthage. 230 p.
- **Chancerel L. (1920).** Flore forestière du globe. Ed. Gauthier-Villars, Paris: p. 561-562.
- **Chandra S., Chatterjee P., Dey P., & Bhattacharya S. (2012)** Evaluation of in vitro anti-inflammatory activity of coffee against the denaturation of protein. Asian Pac J Trop Biomed ;2(1): S178-S80.
- **Charef, M., Yousfi, M., Saidi, M., & Stocker, P. (2008).** Determination of The Fatty Acid Composition Of Acorn (*Quercus*), *Pistacia lentiscus* Seeds Growing In Algeria. J Am Oil Chem Soc. Vol 85:921–924 p
- **Charef, M. (2011).** Contribution A L'étude de La Composition Chimique et Etude des Propriétés Phytochimiques et Nutritionnelles des Lipides des Fruits de *Pistacia lentiscus* et du *Quercus*. Thèse de doctorat. Université de Kasdi Merbah Ouargla. 137 p.
- **Chemical Toxicology .95-64-74 p. Koutsoudaki, C., Krsek, M. & Rodger, A., (2005).** Chemical Composition and Antibacterial Activity of The Essential Oil and The Gum of *Pistacia lentiscus* Var. Chia. Agricultural

- **Chira, K., Suh, J.H., Saucier, C., & Teissède, P.L. (2008).** Les polyphénols du raisin. *Phytothérapie*, 6(2), 75-82
- **Clark AM. (1996).** Natural products as a resource for new drugs. *Pharmaceut Res*, 13:1133-44.
- **Clarke, G.,Ting, K.,Wiart,& ,C.,Fry, J.,(2013)** . High Correlation of 2,2-diphenyl-1- picrylhydrazyl (DPPH) Radical Scavenging, Ferric Reducing Activity Potential and Total Phenolics Content Indicates Redundancy in Use of All Three Assays to Screen for Antioxidant Activity of Extracts of Plants from the M. Antioxidants 2, 1-10.
- **Coste H ,(1937)** -Flore descriptive et illustrée de la France de la Corse et des contrées limitrophes.Second Tirage, Paris - Librairie des Sciences et des Arts.
- **Coste, E. (2015).** Trente-sept plantes chinoises (Magnoliidae, Ranunculidae, Asteridae): caractères botaniques, étude pharmacologique et intérêt thérapeutique (Doctoral dissertation).
- **Cushnie, T.P., & Lamb, A.J. (2005).** Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 26, pp : 343-356.
- **Dahmoune, F., Nayak, B., Moussi, K., Remini, H., & Madani, K. (2015).** Optimization of microwave-assisted extraction of polyphenols from *Myrtus communis* L. leaves. *Food chemistry*, 166, 585-595.
- **De Oliveira, A.E., da Conceição, E.C., & Leles, M.I. (2016).** Multiresponse optimization of an extraction procedure of carnosol and rosmarinic and carnosic acids from rosemary. *Food Chemistry*, 211, 465-473.
- **Debeaux, M.O. (1913).** Flore de la Kabylie du Djurdjura, ou, Catalogue Méthodique et Raisonné de Toutes les Plantes Vasculaires et Spontanées Observées Jusq'à ce jour Dans Cette Contrée ; P. Klincksieck : Paris, France, 1894
- **Désiré, D. J. (2005).** Etude phytochimique et activités biologiques de quatre espèces Camerounaises de la famille des Myrtaceae: *Eucalyptus saligna* Sm., *Callistemon viminalis* W., *Syzygium guineense* W. et *Syzygium aromaticum* M. et P. Thèse de doctorat. Université de Dschang (Cameroun) Faculté des sciences institut de chimie.

- **Djidel, S., Khennouf, S., Ameni, Dj., Baghiani, A., Arrar, L. & Charef, N. (2013).** Antioxidant proprieties of *Pistacia lentiscus* L. Leaves extracts. Pharmacognosy Communications, 3(2), 28.
- **Dransfield, G., Guest, P. J., Lyth, P. L., McGarvey, D. J., & Truscott, T. G. (2000).** Photoactivity tests of TiO₂-based inorganic sunscreens: Part 1: Non-aqueous dispersions. Journal of Photochemistry and Photobiology B : Biology, 59(1-3), 147- 151.
- **Ebrahimzadeh, M.A., Pourmorad, F., & Hafezi, S. (2008).** Antioxidant Activities of Iranian Corn Silk. Turk J Biol, 32, 43–49.
- **El Aou-Ouad, H. ; Florez-Sarasa, I. ; Ribas-Carbo, M. ; Flexas, J. ; Medrano, H. & Gulias, J. (2015).** Trade-offs between seedling growth, plant respiration and water- use efficiency in two Mediterranean shrubs *Rhamnus alaternus* and *Rhamnus ludovici-salvatoris*. Photosynthetica, 53, 537–546.
- **Elfellah M.S., Akhter M.H. & Khan M.T. (1984).** Anti-hyperglycaemic effect of an extract of *Myrtus communis* in streptozotocin-induced diabetes in mice. Journal of Ethnopharmacology, 11, 275-281.
- **Fadil, M., Farah, A., Ihssane, B., Haloui, T., Lebrazi, S., & Rachiq, S. (2017).** Intrapopulation variability of *Myrtus communis* L. growing in Morocco: Chemometric investigation and antibacterial activity. Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants, 7(April), 35–40. <https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2017.04.006>.
- **Fettah, A. (2019).** Étude phytochimique et évaluation de l'activité biologique (antioxydante-antibactérienne) des extraits de la plante *Teucrium polium* L. sous espèce Thymoïdes de la région Beni Souik, Biskra (Doctoral dissertation, Université Mohamed Khider Biskra; 156)
- **Fiorucci, S. (2006).** Activités biologiques de composés de la famille de flavonoïdes : approches par des méthodes de chimie quantique et de dynamique moléculaire. Université de Nice, 211.
- **Fournier P. (1948).** Le livre des plantes médicinales et vénéneuses de France. Encyclopédie Biologique: Lechevalier, tome III, 64.

- **Franceschini, P. (2016).** *Myrtus communis* L. en Corse et en Méditerranée: de sa composition chimique jusqu'à ses utilisations thérapeutiques. Thèse de doctorat. Université Victor Segalen Bordeaux 2
- **Francis M Awah, Peter N Uzoegwu, Patrick Ifeonu, Julius O Oyugi, John Rutherford, XiaoJian Yao, Frauke Fehrmann, Keith R Fowke, & Michael O Eze (2012)** Food Chemistry 131 (4), 1279-1286.
- **Frauke Fehrmann, Keith R Fowke, Michael & Eze,O (2012).** Food Chemistry 131 (4), 1279-1286.
- **Gardeli, C., Vassiliki, P., Athanasios, M., & Theodosios, T. (2008).** Essential oil composition of *Pistacia lentiscus* L. and *Myrtus communis* L.: Evaluation of antioxidant capacity of methanolic extracts. Food Chemistry, 107, 1120– 1130.
- **Gee, J.M., & Johnson, I.T. (2001).** Polyphenolic compounds: interactions with the gut and implications for human health. Current Medicinal Chemistry. 8: 1-182.
- **Gentile C., Tesoriere, L., Butera, D., Fazzari, M., Monastero, M., Allegra, M., & Livrea, M.A. (2007).** Antioxidant activity of Sicilian pistachio (*Pistacia vera* L. var. Bronte) nut extract and its bioactive components. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 55(3), 643-648.
- **Ghedira, K. (2005).** Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. Phytothérapie, 3(4), 162-169.
- **Gilles W., (1976).** L'Encyclopédie des Médecines Naturelles et des Secrets de Santé, Elina, Lavoisier, Paris, pp 212-222.
- **Giner-Larza E.M., Manez S., Giner-Pons R .M., Recio M.C.& Rios J.L., (2000).** On the anti-inflammatory and anti-phospholipase A2 activity of extracts from lanostane-rich species. Journal of Ethnopharmacology 73 : 61-69
- **Goetz, P., Ghedira, K. (2012).** Phytothérapie anti-infectieuse. France, Paris: SpringerVerlag. 313-318.
- **González-Varo, J. P., Arroyo, J., & Aparicio, A. (2009).** Effects of fragmentation on pollinator assemblage, pollen limitation and seed production of Mediterranean myrtle (*Myrtus communis*). Biological Conservation, 142(5), 1058–1065. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.01.017>.

- **Gortzi O., Lalas S, Chinou I & Tsaknis J (2008).** Reevaluation of bioactivity and antioxidant activity of *Myrtus communis* extract before and after encapsulation in liposomes. *Eur Food Res Technol*, 226 : 583-90.
- **Gubb, A.S.** *La flore Algérienne, Naturelle et Acquisée* ; A. Jourdan : Alger, Algeria,
- **Guignard J.L., (2001).** Botanique systématique moléculaire. 12eme édition, Masson, 290 p.
- **Guinda, Á., Rada, M., Delgado, T., & Gutiérrez-Adán, P. (2012).** *Rhamnus alaternus* L. leaves as a natural source of antioxidant and antimicrobial extracts. *Food Chemistry*, 135(2), 709-715. doi: 10.1016/j.foodchem.2012.04.141
- **Gulias J., Traveset A., Riera N. & Mus M. (2004)** Critical Stages in the Recruitment Process of *Rhamnus alaternus* L. *Annals of Botany* 93: 723-731.
- **Halmi. S. (2015).** Etude botanique et phytochimique approche biologique et pharmacologique d'*Opuntia ficus*, diplôme de doctorat. biotechnologie végétale, Université Mentouri Constantine: 17- 25.
- **Hammel T., (2013.)** Contribution à l'étude de l'endémisme chez les végétaux vasculaires dans la péninsule de l'Edough (Nord – Est algérien), Thèse de Doctorat 3ème cycle LMD.
- **Harborne, J. (1988),** Introduction to ecological biochemistry, 3rd edition New York Academic press, 267-283.
- **Hayder N, Abdelwaheda A, Kilania S, Ben Ammar R, Mahmoud A & Ghedirab K. (2004).** Anti-genotoxic and freeradical scavenging activities of extracts from (Tunisian) *Myrtus communis*, *Mutat Res*, 564, 89-95.
- **Hemingway, R.W. (1992).** Structural variation in proanthocyanidins and their derivatives. In: Lpant polyphenols: synthesis, proprieties, significande. Laks P.E, Hemingway R.W New York.
- **Hemmami I., Allagui M-B., Chakroun M., & El Gazzah M. (2006):** *Rhamnus lycioides* in Tunisia is a new aecial host of oat crown rust. *European Journal of Plant Pathology*, 115: 357–361.

- **Heni, S. (2016).** Sélection d'extraits bio-actifs des espèces du genre *Thymus* comme conservateurs antibactériens naturels. Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar. Annaba.
- **Hennebelle, T., Sahpaz, S., & Bailleul, F. (2004).** Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie* 2, 3–6. <https://doi.org/10.1007/s10298-004-0003-8>.
- **Hennia, A. (2016).** Extraction et étude de l'activité biologique des huiles essentielles du Myrte (*Myrtus communis* L.). Thèse de doctorat. Université Abdelhamid ibn Badis de Mostaganem Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie.
- **Herrera, C.M. (1984).** A Study of Avian Frugivores, Bird-Dispersed Plants, and Their Interaction in Mediterranean Scrublands. *Ecol. Soc. Am.* 54, 2–23.
- **Herzi, N. (2013).** Extraction et purification de substances naturelles : comparaison de l'extraction au CO₂-supercritique et des techniques conventionnelles. Thèse de doctorat. Institut National Polytechnique de Toulouse (INP Toulouse).
- **Hubert (2006).** Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micronutriments du germe de soja– Etude des voies de sa valorisation en nutrition et santé humaines, École doctorale des Sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bioingénieries, 174p.
- **Iazzourene, G. (2015).** Composition chimique et activité biologique d'extraits du myrte (*Myrtus communis* L.), de la carotte sauvage (*Daucus carota* L. subsp. *carota*) et de la menthe à feuilles rondes (*Mentha rotundifolia* L.). Thèse de doctorat. Ecole Nationale Supérieure Agronomique El Harrach – Alger.
- **Iserin P., (2001).** Encyclopédie des Plantes Médicinales, Identification, Préparation, Soins 2^{ème} édition Ed Larousse/VUEF, pp13-16, p 250, pp291-296.
- **Izhaki I., Tsahar E., Irena P. & Jacob F. (2002),** Within population variation and interrelationships between morphology, nutritional content, and secondary compounds of *Rhamnus alaternus* fruits. *New Phytologist*, 156: 217-223
- **Jawad, A., & Langrish, T.A.G. (2012).** Optimisation of total phenolic acids extraction from mandarin peels using microwave energy: The importance of the Maillard reaction. *Journal of Food Engineering*. 109, 162-174.

- **Kazemi, S., Shirzad, H., & Rafeian-Kopaei, M. (2018).** Recent findings in molecular basis of inflammation and anti-inflammatory plants. Current pharmaceutical design.
- **Khettal, B., Kadri, N., Tighilet, K., Adjebli, A., Dahmoune, F., & Maiza-Benabdeslam, F. (2017).** Phenolic compounds from Citrus leaves: antioxidant activity and enzymatic browning inhibition. *Journal of Complementary and Integrative Medicine*, 14(1).
- **Koeberle, A., & Werz, O., (2018).** Natural products as inhibitors of prostaglandin E 2 and pro inflammatory 5-lipoxygenase-derived lipid mediator biosynthesis. *Biotechnology advances*
- **Kosalec, I., Pepeljnjak, S., Bakmaz, M., & Vladimir-Knežević, S. (2005).** Flavonoid analysis and antimicrobial activity of commercially available propolis products. *Acta. Pharm.* 55, pp : 423-430
- **Kyriakopoulos, A.M., Nagl, M., Baliou, S., & Zoumpourlis, V. (2017).** Alleviating Promotion of Inflammation and Cancer Induced by Nonsteroidal Anti-Inflammatory Drugs. *International journal of inflammation* 2017.
- **L,Barros, A.,M Carvalho,&, .Ferreira,I,C (2011),**Food research international 44 (7), 2233-2236, 2011.
- **Le Floch E. (1983).** Contribution à une étude ethnobotanique de la Flore Tunisienne. Tunisia : Imprimerie Officielle de la République Tunisienne.
- **Lev E.,& Amar.Z , (2000).**Ethnopharmacological survey of traditional drugs sold in Israel at the end of the 20th century. *Journal of Ethnopharmacology*, 72: 191- 205.Lev E.,& Z.
- **Li, H. B., Cheng, K. W., Wong, C. C., Fan, K. W., Chen, F., & Jiang, Y. (2007).** Evaluation of antioxidant capacity and total phenolic content of different fractions of selected microalgae. *Food chemistry*, 102(3), 771-776.
- **Lloret, F., González-Moreno, P., & Vila, M. (2005).** Landscape homogenization and changes in the plant species richness distribution in the Mediterranean region of Catalonia
- **Loubaki , JM Adicolle-Metoul, F - Médecine d'Afrique ..., 1999** L'influence des facteurs socio-culturels sur les abandons du traitement de la tuberculose pulmonaire .

- **Mahmoudi, S., Khali, M., & Mahmoudi, N. (2013).** Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.). *Nature & Technology*, (9), 35.
- **Marc, F., Davin, A., Deglene-Benbrahim, L., Ferrand, C., Baccaunaud, M., & Fritsch, P. (2004).** Méthodes d'évaluation du potentiel antioxydant dans les aliments. *Médecine/Sciences*. 20 (4): 458-463.
- **Marchini G., Maccioni S. (1998).** Liguria in parole povere. La bassa Val di Magra. Genova : Sagep.
- **Marfak, A. (2003).** Radiolyse Gamma des Flavonoïdes. Etude de Leur Réactivité avec Les Radicaux issus des Alcools : Formation de depsides. Thèse de doctorat, Université de LIMOGES, p187.
- **Maurice, N. (1997).** L'herboristerie d'antan à la phytothérapie moléculaire du XXI^e siècle. Ed. Lavoisier, Paris, p. 12-14
- **Medić-Šarić, M., Jasprica, I., Smolčić-Bubalo, A., & Mornar, A. (2004).** Optimization of chromatographic conditions in thin layer chromatography of flavonoids and phenolic acids. *Croatica chemica acta*, 77(1-2), 361-366.
- **Messaoud, C., Béjaoui, A., & Boussaid, M. (2011).** Fruit color, chemical and genetic diversity and structure of *Myrtus communis* L. var. *italica* Mill. morph populations. *Biochemical Systematics and Ecology*, 39(4–6), 570–580. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2011.08.008>.
- **Messaoud, C., Laabidi, A., & Boussaid, M. (2012).** *Myrtus communis* L. Infusions: The Effect of Infusion Time on Phytochemical Composition, Antioxidant, and Antimicrobial Activities. *Journal of Food Science*, 77(9), 1–7. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.02849>.
- **Meyer, S., Reeb, C., & Bosdeveix, R. (2004).** Botanique Biologie et Physiologie Végétales. Editions Maloine, Paris.
- **Mezni, F., Maaroufi, A., Msallem, M., Boussaid, M., Larbi-Khouja, M., & Khaldi, A., (2012).** Fatty acid composition, antioxidant and antibacterial activities of *Pistacia lentiscus* L. fruit oils. *Journal of Medicinal Plants Research* 6 (39), 5266-5271.

- **Mitchel A., (1986).** Tous les Arbres de nos Forêts, édition Bordas, 414 p.
- **Molyneux, P. (2004).** The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity, Song Klama Karin J.Sci. Technol, 26 (2): 211-219.
- **Montastier F. (1997).** Le Myrte - *Myrtus communis* L. (Myrtaceae). Thèse de doctorat: Pharmacie, UPS Toulouse III, 2018.
- **Montoro, P., Barara, A., & Pizza, C. (2005).** De Tommasi N. structure antioxydante activité relationships of flavonoids isolated from different plant species food chemistry. 2005;349- 355.
- **More D. & White, J (2005).** -Encyclopédie des Arbres plus de 1800 Espèces et Variétés du Monde, Flammarion, 18-24.
- **Nacz, M., & Shahidi, F. (2004).** Extraction and analysis of phenolics in food. Journal of chromatography, A, 1054(1-2), 95-111.
- **Nayak, B., Berrios, J.D.J., Powers, J.R., & Tang, J. (2011).** Effect of extrusion on the antioxidant capacity and color attributes of expanded extrudates prepared from purple potato and yellow pea flour mixes. Journal of Food Science. 76, 874-883.
- **Nicolette, (2000).** Huiles Essentielles de Certaines Plantes Médicinales Libanaises de La Famille des Lamiaceae. Lebanese Science Journal, 7 (2) . 13-22 p .
- **Oreopoulou, A., Tsimogiannis, D., & Oreopoulou, V. (2019).** Extraction of polyphenols from aromatic and medicinal plants: an overview of the methods and the effect of extraction parameters. Polyphenols in plants, 243-259.
- **Oroian, M., & Escriche, I. (2015).** Antioxidants: Characterization, natural sources, extraction and analysis. Food Research International, 74, 10-36.
- **Oullai, L., & Chamek, C. (2018).** Contribution à l'étude ethnopharmacognosique des plantes médicinales utilisées pour le traitement des affections de l'appareil digestif en Kabylie.
- **Ozenda, P., (1977).** Flore du Sahara, Ed. CNRS. PARIS, France, 250-259
- **Paolini, V., Dorcic, Ph., & Hoste, H. (2003).** Effet des tanins condensés et des plantes à tanins sur les strongyloses gastro-intestinales chez le mouton et la chèvre. Alter. Agri., 17-19.

- **Parekh, J. & Chanda, S. (2007).** In vitro antimicrobial activity of Trapanatans Linn. Fruit rind extracted in different solvents. African Journal of Biotechnology, 6(6), 766- 770.
- **Park, H.J., & Cha, H.C. (2010).** Flavonoids from leaves and exocarps of the grape Kyoho Flavonoids from Leaves and Exocarps of the Grape Kyoho. Korean Journal of Biological Sciences, 7, 327-330.
- **Penzig O.** Flore coloriée de poche du littoral méditerranéen. Ed. P. Klincksieck, Paris, 1902, p. 27-28.
- **Pereira, P., Cebola, M.J., Oliveira, M.C., & Bernardo Gil, M. G. (2017).** Antioxidant capacity and identification of bioactive compounds of *Myrtus communis* L. extract obtained by ultrasound-assisted extraction. Journal of food science and technology, 54, 4362-4369.
- **Piccolella, S ., Nocera, P ., Carillo, et al., (2016).** an Apolar *Pistacia lentiscus* L. Leaf Extract .
- **Pietta, P.G. (2000).** Flavonoids as antioxidants. Journal of natural products, 63(7), 1035-1042.
- **Prichard A.J.N., (2004).** The use of essential oils to treat snoring. Phytotherapy Research 18: 696-699
- **Prior, R.L., Wu.X., & Schaich, K. (2005).** Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements, Journal of Agricultural and Food Chemistry, 53(10): 4290-4302.
- **Proestos, C., & Komaitis, M. (2008).** Application of microwave-assisted extraction to the fast extraction of plant phenolic compounds. LWT-food science and technology, 41(4), 652-659.
- **Pulido, R., Bravo, L., & Saura-Calixto, F. (2000).** Antioxidant activity of dietary polyphenols as determined by a modified Ferric Reducing/Antioxidant Power Assay, J Agric Food Chem, 48 (8): 3396 -3402.
- **Quettier-Deleu, C., Gressier, B., Vasseur, J., Dine, T., Brunet, C., Luyckx, M., Cazin, M., Cazin, J.K., Bailleul, F., & Trotin, F. (2000).** Phenolic compounds and antioxidant activities of buckwheat (*Fagopyrum esculentum* Moench) hulls and flour. Journal of ethnopharmacology, 72(1), 35-42.

- **Quezel, P.S. ; Santa, S. (1963).** *Nouvelle Flore de l'Algérie et Des Régions Désertique Méridionales* ; Centre Nationale de la Recherche Scientifique : Paris, France.
- **Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999).** Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9-10), 1231-1237.
- **Rice-Evans, C.A., Miller, N.J., & Paganga, G. (1997).** Antioxydant properties of phenolic compounds. *Trends Plant Sci.* 2: 152-159.
- **Sanz M.J., Terencio M.C., & M..Paya, (1992).** Isolation and hypotensive activity of a polymeric procyanidin raction from *Pistacia lentisucs L.* *Pharmazie* ,47: 466-471.
- **Serce S, Ercisli S, Sengul M, Gunduz K & Orhan E. (2010).** Antioxidant activities and fatty acid composition of wild grown myrtle (*Myrtus communis L.*) fruits, *Phcog Mag*, 6, 9-12.
- **Singh, S., Garg, V., Yadav, D., Beg, M. N., & Sharma, N. (2012).** In vitro antioxidative and antibacterial activities of various parts of *Stevia rebaudiana* (Bertoni). *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 4(3), 468-473.
- **Sokmen, A. Gulluce, M..Akpulat., H .,A Daferera, D. Tepe., B. Polissiou, M. Sokmen, M. Sahin, F., (2004)** ,*Food control* 15 (8), 627-634,
- **Sokol-Letowska, A., Oszmianski, J., & Wojdylo, A. (2007).** Antioxidant activity of the phenolic compounds of hawthorn pine and skullcap. *Food chemistry*, 103 :853-859.
- **Stocker, P. Yousfi,M . Djridane,O, Perrier,J, Amziani,R, El Boustani,S,& Moulin,** Effect of flavonoids from various Mediterranean plants on enzymatic activity of intestinal carboxylesterase, *Biochimie* 86 (2004) 919–925.
- **Souhila Mahmoudi, Mustapha Khali, Nacéra Mahmoudi (2013)** *Nature & Technology*, 35.

- **Spichiger R., Savolainen V., Figeat M. & Jeanmonad D., (2004).** Botanique systématique des plantes a fleur. Une approche phylogénétique nouvelle des Angiosperme des régions tempérées et tropicales. Ed : Press polytechniques et Universitaires Romandes.
- **Sumbul S., Aftab Ahmed M., Asif M.,&Akhtar M. (2011).** *Myrtus communis* Linn. A review. Indian Journal of Natural Products and Resources 2, 395–402.
- **Tighilet, K., Palacios, F., Khettal, B., & de los Santos J. (2022).** GC-MS and LC- QTOF-MS Phytochemical analysis, antiproliferative and antioxidant activities of stems extracts of *Retama monosperma* grown in Algeria. Research Journal of Biotechnology, 17(2).
- **Touafek, O. (2010).** Etude phytochimique de plantes médicinales du nord et du sud algériens. Doctorat en chimie organique. Université Mentouri-Constantine.
- **Tsao, R. (2010).** Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. Nutrients, 2(12), 1231-1246. **Bennick, A. (2002).** Interaction des polyphénols d'usine avec les protéines salivaires. Thèse de doctorat. Université de Toronto. Canada: Andres ,184-196.
- **Untergehrer, M., Kiermaier, J., Reintjes, S., Heilmann, J., & Jürgenliemk, G. (2018).** Identification of phase-II metabolites from human serum samples after oral intake of a willow bark extract. Phytomedicine.
- **Villar, A., Sanz, M.J., & Payo, M. (1987).** Hypotensive effect of *Pistacia lentiscus* L. International Journal of Crude Drug Research, 25, 1-3.
- **Yangui, I., Younsi, F., Ghali, W., Boussaid, M., & Messaoud, C. (2021).** Phytochemicals, antioxidant and anti-proliferative activities of *Myrtus communis* L. genotypes from Tunisia. South African Journal of Botany, 137, 35–45. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.09.040>.
- **Yi-ling C & Pan-Kai C. (1982).** Rhamnaceae. In: Chen Yi-ling, ed., Fl. Reipubl. Popularis Sin. 48(1):1-169.
- **Ziyyat A., Legssyer A., Mekhfi H., Dassouli A., Serhrouchni M. & Benjelloun W. (1997).** Phytotherapy of hypertension and diabetes in oriental Morocco. J Ethnopharmacol, 58 : 45-54.

Annexes

Annexe I : Matériels non biologique

Appareillage	Verreries et autres	Réactifs et solutions
Bec bunzen	Bécher	Eau distillé
Etuve d'incubation	Entonnoir	Ethanol, methanol
Balance de précision.	Éprouvette graduée	Carbonate de sodium (Na_2CO_3)
Réfrigérant	Fioles	Trichlorure d'aluminium (AlCl_3)
Spectrophotomètre	Tubes à essais	Acide 2,2'-azino-bis (acide 3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique) ($\text{ABTS}^{\cdot+}$)
Moulin à café	Barreau magnétique	Quercétine, Acide gallique
Bain marie	Portoir à tubes	Folin-Ciocalteu (0.1N)
Tamiseur	Spatule	Persulfate de potassium ($\text{K}_2\text{O}_8\text{S}_2$)
Autoclave	Pipettes graduées	2,2-diphényle-1- picryl hydrazyl (DPPH)
PH mètre	Boîtes de pétri	Acide Ascorbique
Agitateur	Ecouvillons	Acide chlorhydrique (HCL)
Bain ultra-son		Chlorure ferrique (FeCl_3)
		Ferricyanure de potassium ($\text{K}_2\text{Fe}(\text{CN})_6$)
		Acide trichloracétique ($\text{C}_2\text{HCl}_3\text{O}_2$)
		Diméthyle sulfoxyde (DMSO)
		Diclofénac

Annexe II : Préparation des solutions

Solution de l'acide gallique

- Dissoudre 1 mg d'acide gallique dans un volume de 1ml méthanol.

Solution de Carbonate de sodium à 6%

- Dissoudre 6g de Na_2CO_3 dans 50 ml de l'eau distillée.

Solution de Folin-Ciocalteu à 0.1N

- Ajouter 5 ml du réactif Folin-Ciocalteu dans 45 ml d'eau distillée.

Solution de Quercétine

- Dissoudre 1 mg de quercétine dans 1ml méthanol.

Solution de Trichlorure d'aluminium à 10%

- Dissoudre 10g d' AlCl_3 dans 100 ml de l'eau distillée.

Solution radical ABTS^{•+}

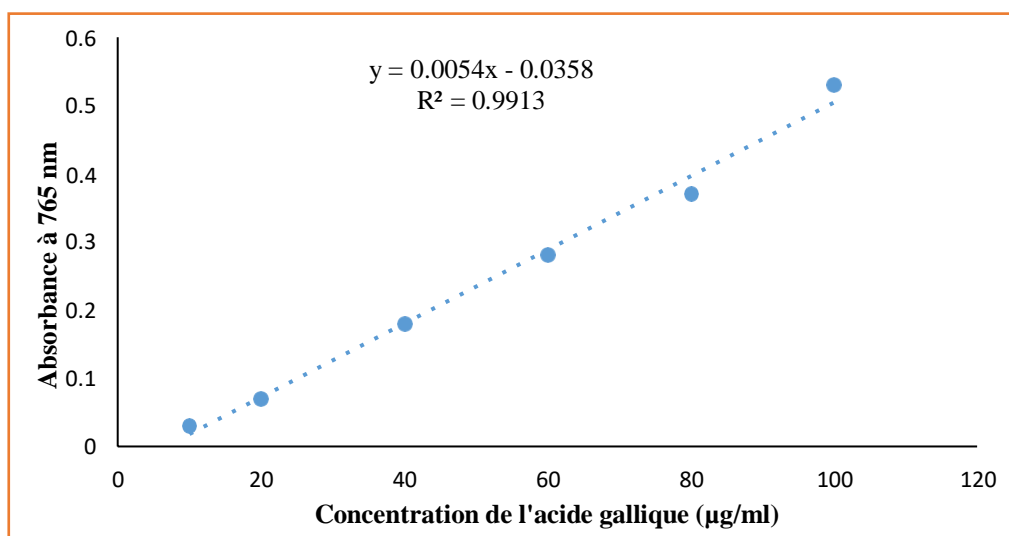
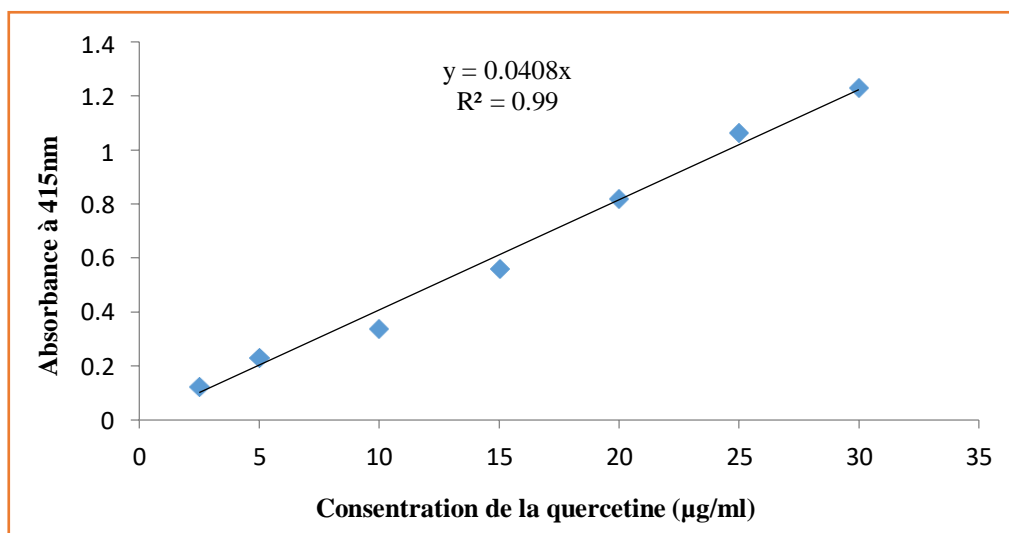
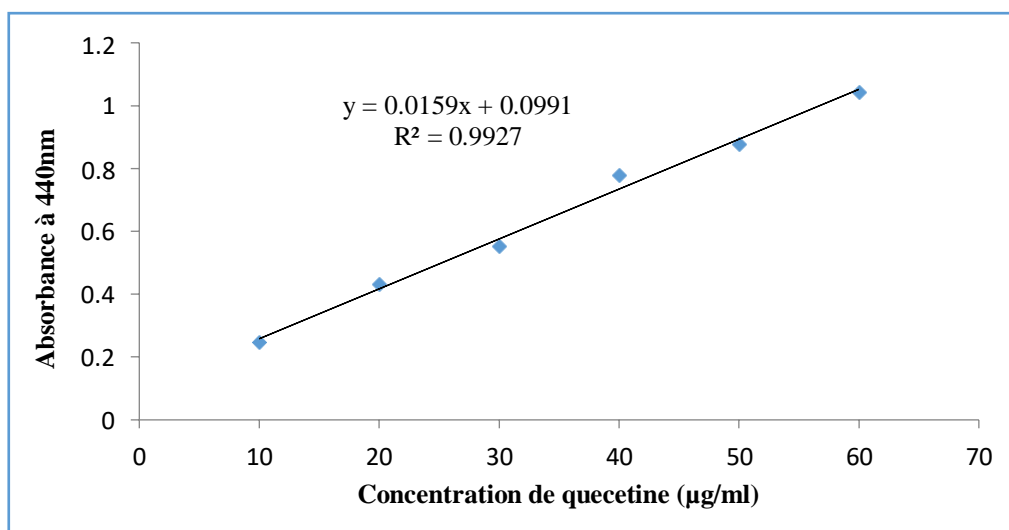
- Mélangeant une solution de 7 mM d'ABTS avec une solution de 2.5 mM du persulfate de potassium ($\text{K}_2\text{O}_8\text{S}_2$). La solution ABTS^{•+} a ensuite été stockée à l'abri de la lumière et à température ambiante pendant 16 heures, puis diluée avec de l'eau distillée pour obtenir une DO de 0.700 ± 0.02 à 734 nm.

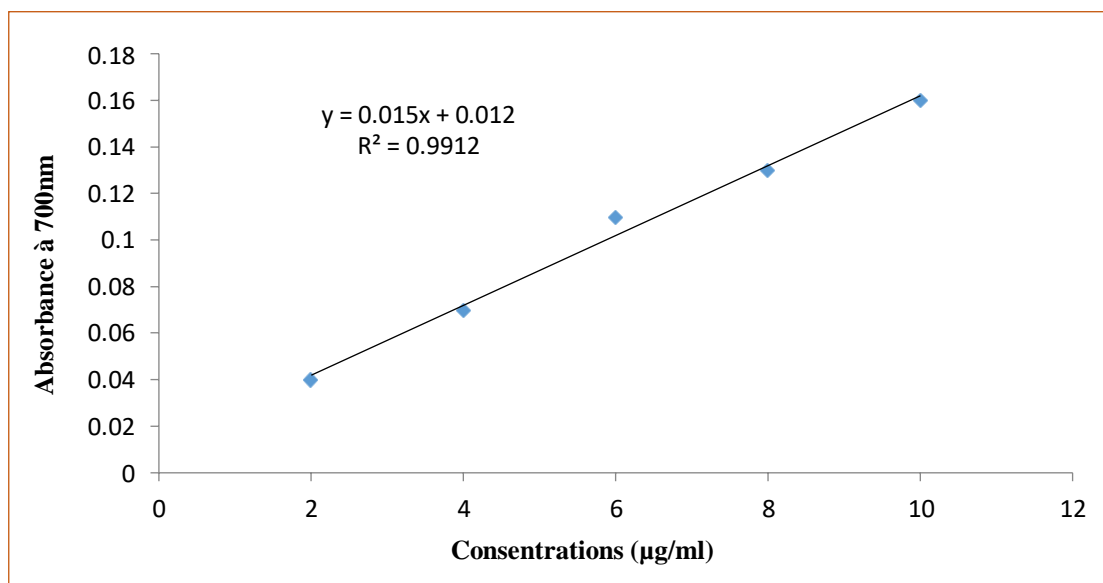
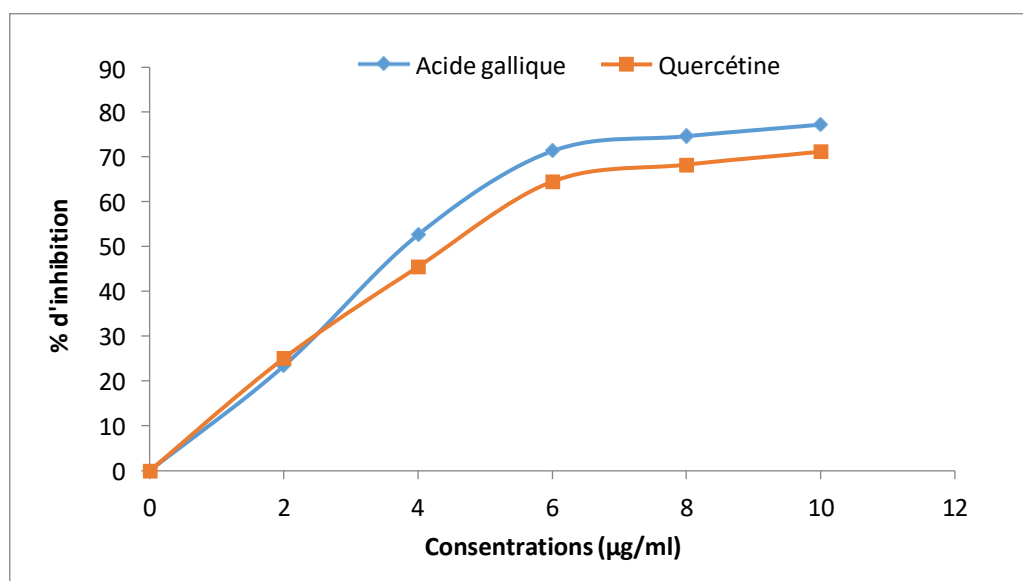
Solution de DPPH

- Mélanger dans un Bécher 2.4 mg de DPPH avec 100 ml d'éthanol. Le mélange est maintenu sous agitation continue pendant une heure après enrobage par le papier Aluminium.

Solution tampon phosphate à pH=6,6

- Solution de di-hydrogénophosphate de potassium NaH_2PO_4 : 2.4 g/100 ml d'eau distillé.
- Solution de di-sodium hydrogénophosphate : Na_2HPO_4 : 2.84 g/100 ml d'eau distillé.
- Mélanger 50 ml Na_2HPO_4 avec 50 ml NaH_2PO_4 , jusqu'à PH 6,6.

Annexe III.1 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols.**Annexe III.2 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes.****Annexe III.3 : Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonols.**

Annexe III.4 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique pour le pouvoir réducteur.**Annexe III.5 :** Activité de piégeage de DPPH de l'acide gallique et de la quercétine.

Résumé

Les plantes médicinales sont largement utilisées pour traiter une variété de pathologies. Cette étude compare les composés phénoliques et évalue la capacité antioxydante, anti-inflammatoire et antibactérienne des feuilles de *Myrtus communis*, *pistacia lentiscus* et *Rhamus alternus* de la région de Bouira. Leurs composés phénoliques ont été extraits par extraction assistée par ultrasons et macération. La capacité antioxydante des extraits obtenus a été évaluée en utilisant les tests DPPH⁻, ABTS⁺ et le pouvoir réducteur (FRAP). L'extraction assistée par ultrasons a donné de meilleurs rendements que l'extraction par macération. Les données d'évaluation quantitative des différentes classes de composés phénoliques ont montré que l'extrait de *P. lentiscus* obtenu par ultrasons était plus riche. En outre, l'extrait ultrasonique de *M. communis* a affiché une activité inhibitrice très significative de 50 % vis-à-vis du radical DPPH, avec des IC₅₀ de l'ordre de 15,26 ± 1,08 µg/ml. Les extraits de *P. lentiscus* et de *M. communis* ont montré une grande capacité contre l'ABTS⁺, avec des IC₅₀ très proches de celles des extraits standard. D'autre part, dans le test FRAP, les extraits d'ultrasons avaient un pouvoir réducteur significativement plus élevé que les extraits de macération. Cependant, l'activité anti-inflammatoire a révélé que nos extraits inhibaient la dénaturation des protéines de l'albumine de manière dose-dépendante. Par contre, nos extraits n'ont eu aucun effet sur les souches bactériennes étudiées sauf sur *pseudomonas* par *P. lentiscus*. Au vu de ces résultats, le choix de la méthode d'extraction et de la plante sont des facteurs qui peuvent affecter de manière significative le dosage et l'évaluation des activités biologiques, ainsi que la nature des molécules récupérées à partir de la matrice végétale.

Mots-clés : Activités antioxydantes, activités anti-inflammatoire, *Myrtus communis*, *Pistacia lentiscus*, *Rhamnus alternus*, composés phénolique, activité antibactérienne.

Abstract

Medicinal plants are widely used to treat a variety of pathologies. This study compares the phenolic compounds and evaluates the antioxidant, anti-inflammatory and antibacterial capacities of *Myrtus communis*, *pistacia lentiscus* and *Rhamnus alternus* leaves from the Bouira region. Their phenolic compounds were extracted by ultrasound-assisted extraction and maceration. The antioxidant capacity of the extracts obtained was assessed by DPPH⁻, ABTS⁺ and reducing power (FRAP) tests. Ultrasonic extraction gave better yields than maceration extraction. Quantitative evaluation data for the various classes of phenolic compounds showed that the *P. lentiscus* extract obtained by ultrasound was richer. In addition, the ultrasonic extract of *M. communis* showed a highly significant 50% inhibitory activity towards the DPPH radical, with IC₅₀s of the order of 15.26 ± 1.08 µg/ml. *P. lentiscus* and *M. communis* extracts were highly effective against ABTS⁺, with IC₅₀s very close to those of standard extracts. On the other hand, in the FRAP assay, ultrasound extracts had a significantly higher reducing power than maceration extracts. However, the anti-inflammatory activity revealed that our extracts inhibited albumin protein denaturation in a dose-dependent manner. On the other hand, our extracts had no effect on the bacterial strains studied, except on *pseudomonas* by *P. lentiscus*. In view of these results, the choice of extraction method and plant are factors that can significantly affect the assay and evaluation of biological activities, as well as the nature of the molecules recovered from the plant matrix.

Key-words: Antioxidant activities, anti-inflammatory activities, *Myrtus communis*, *Pistacia lentiscus*, *Rhamnus alternus*, phenolic compounds, antibacterial activity.

المخلص

تستخدم النباتات الطبية على نطاق واسع لعلاج مجموعة متنوعة من الأمراض. تُارن هذه الدراسة المركبات الفينولية وتقيم القدرة المضادة للأكسدة والمضادة للالتهابات والمضادة للجراثيم للوراق *Myrtus communis* و *pistacia lentiscus* و *Rhamus alternus* من منطقة البويرة. تم استخلاص مركباتها الفينولية عن طريق الاستخلاص بالترددات فوق الصوتية. تم تقييم القدرة المضادة للأكسدة للمستخلصات التي تم الحصول عليها باستخدام اختبارات DPPH⁻ و ABTS⁺ واختبارات الطاقة المختزلة (FRAP). أعطت الاستخلاص بالموجات فوق الصوتية بمنتجات أعلى من الموجات فوق الصوتية عوائد أفضل من الاستخلاص بالتردد. أظهرت بيانات التقييم الكمي لنواتج مختلطة من المركبات الفينولية أن مستخلص *P. lentiscus* الذي تم الحصول عليه بواسطة الموجات فوق الصوتية كان أكثر ثراءً. بالإضافة إلى ذلك، أظهر المستخلص بالموجات فوق الصوتية لـ *M. communis* نشاطاً مثبطاً من 50% ضد جذور DPPH، مع قيمة IC₅₀ من 15.26 ± 1.08 ميكروغرام / مل. أظهرت مستخلصات *P. lentiscus* و *M. communis* قدرة عالية ضد ABTS⁺، مع وجود IC₅₀s قريبة جداً من تلك الموجودة في المستخلصات القياسية. من ناحية أخرى، في اختبار FRAP، كان للمستخلصات بالموجات فوق الصوتية قدرة مختزلة أعلى بكثير من مستخلصات التمرغ. ومع ذلك، كشف النشاط المضاد للالتهابات أن مستخلصاتنا تمنع تسخين بروتين الألبيومين بطريقة تعتمد على الجرعة. من ناحية أخرى، لم يكن لمستخلصاتنا أي تأثير على السلسلة البكتيرية المدروسة إلا على *pseudomonas* بواسطة *P. lentiscus*. في ضوء هذه النتائج، يُعد اختيار طريقة الاستخراج والنبات من العوامل التي يمكن أن تؤثر بشكل كبير على الجرعة وتقييم الأنشطة البيولوجية، فضلاً عن طبيعة الجزيئات المسترجعة من مصفوفة النبات.

50 ٪ ضد جذور DPPH، مع قيمة IC₅₀ من 15.26 ± 1.08 ميكروغرام / مل. أظهرت مستخلصات *P. lentiscus* و *M. communis* قدرة عالية ضد ABTS⁺، مع وجود IC₅₀s قريبة جداً من تلك الموجودة في المستخلصات القياسية. من ناحية أخرى، في اختبار FRAP، كان للمستخلصات بالموجات فوق الصوتية قدرة مختزلة أعلى بكثير من مستخلصات التمرغ. ومع ذلك، كشف النشاط المضاد للالتهابات أن مستخلصاتنا تمنع تسخين بروتين الألبيومين بطريقة تعتمد على الجرعة. من ناحية أخرى، لم يكن لمستخلصاتنا أي تأثير على السلسلة البكتيرية المدروسة إلا على *pseudomonas* بواسطة *P. lentiscus*. في ضوء هذه النتائج، يُعد اختيار طريقة الاستخراج والنبات من العوامل التي يمكن أن تؤثر بشكل كبير على الجرعة وتقييم الأنشطة البيولوجية، فضلاً عن طبيعة الجزيئات المسترجعة من مصفوفة النبات.

الكلمات المفتاحية: الأنشطة المضادة للأكسدة، الأنشطة المضادة للالتهابات، نبات الليم، *Pistacia lentiscus*، *Rhamus alternus*، المركبات الفينولية، النشاط المضاد للجراثيم.