



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Ibn Khaldoun -Tiaret-

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département d'Ecologie et Environnement et Biotechnologie

Thèse de Doctorat 3^{ème} Cycle (L.M.D)

THESE

Pour obtenir Doctorat LMD

Domaine: Sciences de la Nature et de la Vie

Filière: Ecologie et Environnement

Spécialité: Ecologie et Environnement

Thème

Extraction et identification des composés chimiques des huiles essentielles et extraits d'*Arbutus unedo* L., *Acacia farnesiana* L. et *Pistacia lentiscus* L. dans l'Ouest Algérien

Présenté par:

Mr. NOUAR Ilyes El Hocine

Date de soutenance: 06/11/2025

Approuvé par:

Président:	M. MAGHNI Benchohra	Professeur	Université de Tiaret
Directeur de Thèse:	M. MAATOUG Mhamed	Professeur	Université de Tiaret
Co-Directeur:	M. SAFA Omar	MCA	Université de Tiaret
Examinateurs:	Mme. CHAFAA Meriem	MCA	Université de Tiaret
	M. TALEB Amine	MCA	Université de Tissemsilt
	Mme. BOUKIRAT Dyhia	MCA	Université de Tissemsilt

Année universitaire : 2025-2026

Remerciements

*Avant toute chose, Merci **ALLAH** tout puissant qui créait homme pour fouiller dans les secrets de la nature.*

Ce travail obtenu n'aurait pas pu aboutir sans la précieuse collaboration de toutes les personnes qui m'ont apporté leur aide tout au long de ce travail, je tiens ici à les remercier.

*Tout d'abord, je voudrais exprimer toute ma gratitude et mes sincères remerciements à mon encadrant **Pr. Maatoug Mhamed** pour m'avoir fait l'honneur de diriger ce travail et de continuer à m'initier à la recherche avec exigence et générosité, ainsi que mon codirecteur de thèse **Dr. Safa Omar** pour sa disponibilité et le soutien permanent.*

*Je tiens à remercier également **Pr. Ait Hammou Mohamed, Dr. Abdeldjebbar Fatima Zohra, Dr. Bouriah Nacéra et Dr. Chelghoum Hichem** pour le soutien, la gentillesse, ses encouragements et ses précieux conseils quant à la réalisation de ce travail.*

*Mes remerciements vont également au président de jury **Pr. Maghni Benchohra** et aux examinateurs de ce travail **Dr. Chafaa Meriem, Dr. Taleb Amine et Dr. Boukirat Dyhia**, merci de me faire profiter de votre expertise dans l'évaluation de ce manuscrit.*

*Remerciement et profonde gratitude vont au, **Mme Chadli Souhila, Mme Bennabi Lamia, Mme Bouazza Khaldia, Mme Soudani Leila, M. Bouacha Islem, M. Dahmani Walid et M. Bendjedou Abdelkader.***

*J'exprime ma sincère gratitude à **Pr. EYÜP BAĞCI**, chef de la recherche en laboratoire de chimie, Université FIRAT ELAZIG, Turquie, pour sa disponibilité et son assistance, malgré ses nombreuses obligations il a gentiment accepté de m'accueillir dans son laboratoire.*

Je ne serai jamais venue à bout de ce travail sans le soutien de mes parents et mes frères Wawi, Mokhtar, Sabrina et Soundose.

Les remerciements ne seraient rien sans une mention particulière pour mes amies Majid, Omar, Abdessamed, Fatteh, Korek, Youcef, Abdelhak, Tayeb, Taher et Abdo merci pour leurs aides, les conseils et les moments qu'on a passés ensemble.

Je tiens à remercier tous les membres des Laboratoires de Faculté Sciences de la Nature et de la Vie- Université de Ibn Khaldoun Tiaret.

Je ne terminerai pas sans avoir exprimé des remerciements envers toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail. J'espère n'avoir oublié personne, et si c'est le cas que j'en sois pardonnée.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

*Aux êtres les plus chers que j'ai au monde, **mes parents**, qui ont contribué de
très près à mon éducation et à ma formation*

A mes frères et mes sœurs, pour leurs aides et leur soutien.

*Particulièrement, A tous mes enseignants, merci pour l'aide, l'encouragement et
les conseils.*

Enfin, A tous mes amies et mes collègues.

RÉSUMÉ

Arbutus unedo, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* sont des espèces connues pour leur importance écologique et économique dans toute son aire de répartition, notamment en Algérie, également connues comme plantes médicinales riches en substances naturelles méritant d'être étudiées. L'objectif de cette étude est de caractériser et de valoriser les propriétés chimiques et biologiques de ces trois plantes médicinales, récoltées de différents biotopes d'Ouest algérien.

L'huile essentielle de *P. lentiscus*, extraite par hydrodistillation, a été analysée afin de caractériser sa composition chimique à l'aide de la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS). En revanche, *A. unedo* et *A. farnesiana* ne produisent que des traces non récupérables en raison de leur faible rendement. Les fractions organiques végétales de la poudre des trois plantes ont été identifiées par spectroscopie infrarouge à transformée de fourier (FTIR). Les différents extraits méthanoliques préparés par macération ont été utilisé pour les différents tests. Le criblage phytochimique a été réalisé par une identification qualitative des molécules phytochimiques, permettant ainsi de détecter la présence ou l'absence de métabolites secondaires. Par ailleurs, la quantification des composés phénoliques totaux (TPC) et des flavonoïdes totaux (TFC) a été effectuée selon les protocoles de Folin-Ciocalteu et AlCl₃, respectivement. Différentes concentrations utilisées pour évaluer l'activité antioxydante par la méthode DPPH et ABTS⁺, la concentration inhibitrice à 50 % (IC50) a été déterminée à partir de la courbe d'étalonnage. En outre, nos extraits ont été évalué pour l'activité antimicrobienne en utilisant la méthode de diffusion en puits et de la détermination de la concentration inhibitrice minimale (CMI) en utilisant la méthode de microdilution contre (*Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231 et *Candida albicans* ATCC 10237).

L'huile essentielle de *P. lentiscus* est riche en composés volatils, l'analyse a permis d'identifier trente-neuf composés, le limonène (17,70%) et l' α -pinène (15,80%) étant les principaux composants détectés. Les résultats obtenus du FTIR révèlent une forte présence de groupes fonctionnels caractéristiques, notamment les hydroxyles, les amides, les nitro et les aromatiques, soulignant ainsi des propriétés chimiques communes entre les trois échantillons étudiés. Le criblage phytochimique démontrent la richesse des extraits méthanoliques en métabolites secondaires, TPC et TFC sont respectivement de 177,44 \pm 1,06 ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$) et 97,41 \pm 0,91 ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$) pour *A. unedo*, 181,72 \pm 0,83 ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$) et 97,83 \pm 1,11 ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$) pour *A. farnesiana*, 173,79 \pm 0,15 ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$) et 58,73 \pm 0,08 ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$) pour *P. lentiscus*. L'activité antioxydante a montré un pouvoir important pour le DPPH et un pouvoir modéré pour ABTS⁺ pour tous les extraits méthanoliques de trois plantes. Une activité antibactérienne et antifongique significative a été observée à toutes les concentrations de 25 mg/mL, 50 mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL, les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration de 12,5 mg/mL, observée pour *A. unedo* et *A. farnesiana* contre *S. aureus* ATCC 6538 et *C. albicans* ATCC 10231 et pour *P. lentiscus* contre *E. coli* ATCC 8739, *E. coli* ATCC 25922, *B. cereus* ATCC 14579 et *C. albicans* ATCC 10237. D'après les résultats de CMB et CMF, les extraits méthanoliques des plantes étudiées ont été considéré comme bactéricide et fongicide.

Dans l'ensemble, ces résultats suggèrent que *A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus* sont des sources prometteuses de métabolites secondaires, notamment des composés phénoliques, des flavonoïdes et des terpènes, connus pour leurs propriétés antioxydantes et antimicrobiennes. Ces données préliminaires ouvrent la voie à des investigations phytochimiques et pharmacologiques plus approfondies afin de mieux caractériser les mécanismes d'action et les applications potentielles de ces espèces végétales.

Mots-clés : *Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana*, *Pistacia lentiscus*, GC-MS, FTIR, métabolites secondaires, activité antioxydante, activité antimicrobienne, Ouest algérien.

ABSTRACT

Arbutus unedo, *Acacia farnesiana* and *Pistacia lentiscus* are species known for their ecological and economic importance throughout their range, especially in Algeria, also known as medicinal plants rich in natural substances that deserve to be studied. The objective of this study is to characterize and evaluate the chemical and biological properties of these three medicinal plants, collected from different biotopes in western Algeria.

The essential oil of *P. lentiscus*, extracted by hydrodistillation, was analyzed to characterize its chemical composition using Gas Chromatography coupled with Mass Spectrometry (GC-MS). In contrast, *A. unedo* and *A. farnesiana* produce only non-recoverable traces due to their low yield. The organic plant fractions of the powder of the three plants were identified by Fourier Transform Infrared Spectroscopy (FTIR). The different methanolic extracts prepared by maceration were used for the various tests. Phytochemical screening was carried out through qualitative identification of phytochemical compounds, thereby enabling the detection of the presence or absence of secondary metabolites. Furthermore, the quantification of total phenolic and flavonoids contents (TPC and TFC) was performed according to the Folin-Ciocalteu and AlCl₃ protocols, respectively. Different concentrations used to evaluate antioxidant activity by DPPH and ABTS⁺ method, the 50% inhibitory concentration (IC₅₀) was determined from the calibration curve. In addition, our extracts have been evaluated for antimicrobial activity using the well diffusion method and determination of the minimum inhibitory concentration (MIC) using the microdilution method against (*Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231 and *Candida albicans* ATCC 10237).

The essential oil of *P. lentiscus* is rich in volatile compounds; analysis identified thirty-nine components, with limonene (17,70%) and α-pinene (15,80%) being the main constituents detected. The FTIR results revealed a strong presence of characteristic functional groups, including hydroxyl, amide, nitro, and aromatic groups, thereby highlighting common chemical properties among the three samples studied. Phytochemical screening demonstrates the richness of methanolic extracts in secondary metabolites, TPC and TFC are respectively 177,44 ±1,06 (µg GAE/mg extract) and 97,41 ±0,91 (µg QE/mg extract) for *A. unedo*, 181,72 ±0,83 (µg GAE/mg extract) and 97,83 ±1,11 (µg EQ/mg extract) for *A. farnesiana*, 173,79 ±0,15 (µg GAE/mg extract) and 58,73 ±0,08 (µg EQ/mg extract) for *P. lentiscus*. Antioxidant activity showed high power for DPPH and moderate power for ABTS⁺ for all methanolic extracts of three plants. Significant antibacterial and antifungal activity was observed at all concentrations of 25 mg/mL, 50 mg/mL, 100 mg/mL and 200 mg/mL, MIC values revealed the lowest concentration of 12,5 mg/mL, observed for *A. unedo* and *A. farnesiana* against *S. aureus* ATCC 6538 and *C. albicans* ATCC 10231 and for *P. lentiscus* against *E. coli* ATCC 8739, *E. coli* ATCC 25922, *B. cereus* ATCC 14579 and *C. albicans* ATCC 10237. Based on the results of CMB and CMF, the methanolic extracts from the plants studied were considered to be bactericidal and fungicidal.

Overall, these results suggest that *A. unedo*, *A. farnesiana* and *P. lentiscus* are promising sources of secondary metabolites, including phenolic compounds, flavonoids and terpenes, known for their antioxidant and antimicrobial properties. These preliminary data pave the way for further phytochemical and pharmacological investigations to better characterize the mechanisms of action and potential applications of these plant species.

Keywords: *Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana*, *Pistacia lentiscus*, GC-MS, FTIR, secondary metabolites, antioxidant activity, antimicrobial activity, Western Algeria.

ملخص

تعتبر نباتات *Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana*, *Pistacia lentiscus* من الأنواع النباتية ذات الأهمية البيئية والاقتصادية في مناطق انتشارها، لا سيما في الجزائر. كما تُعرف هذه الأنواع بكونها نباتات طيبة غنية بالمركبات الطبيعية، مما يجعلها جديرة بالدراسة والاهتمام. تهدف هذه الدراسة إلى تحديد وتنمية الخصائص الكيميائية والبيولوجية لهذه النباتات الطبيعية الثلاث، التي جُمعت من مناطق حيوية مختلفة في غرب الجزائر.

تم تحليل الزيت النباتي المستخلص من نبات *P. lentiscus*، بواسطة التقطر المائي، وتم توصيف تركيبه الكيميائي باستخدام تقنية كروماتوغرافية الغاز المرتبطة بطياف الكتلة (GC-MS). في المقابل، لم ينتج نبات *A. farnesiana* و *A. unedo* من إنتاج كميات كافية من الزيت الأساسي لاستخلاصها، بسبب انخفاض مردوديتها. كما تم تحديد المجموعات الوظيفية في مسحوق النباتات الثلاث باستخدام التحليل الطيفي بالأشعة تحت الحمراء بتحويل فورييه (FTIR). استُخدمت مستخلصات ميثانولية محضّرة بطريقة النقع لإجراء مختلف الاختبارات. وقد شمل الفحص الكيميائي النباتي تحديد نوعي للجزيئات النباتية، مما مكّن من الكشف عن وجود أو غياب المستقبلات الثانوية. كما تم تحديد كمية المركبات الفينولية الكلية (TPC) والفلاغونويات الكلية (TFC) باستخدام بروتونوكولي AlCl_3 على التوالي. استُخدمت تراكيز مختلفة لتقييم النشاط المضاد للأكسدة باستخدام طريقتين ABTS^+ و DPPH ، وتم تحديد التركيز المثبط بنسبة 50% (IC_{50}) اعتماداً على منحنى المعايرة. تم تقييم المستخلصات من حيث النشاط المضاد للميكروبات باستخدام طريقة الانتشار الجيد، وتحديد التركيز المثبط الأدنى (CMI) بطريقة التوسيع الدقيق ضد عدة سلالات :

(*Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231, *Candida albicans* ATCC 10237).

يُعد الزيت العطري لنبات *P. lentiscus* غني بالمركبات المتطايرة، حيث أظهرت التحاليل تحديد تسعه وثلاثين مركباً، وكان كل من *limonène* (17.70%) و $\alpha\text{-pinène}$ (15.80%) من بين المركبات الرئيسية المكتشفة. كما كشفت نتائج تحليل FTIR عن وجود قوي لمجموعات وظيفية مميزة، من بينها الهيدروكسيل، الأميدات، مجموعات النيترو والمركبات العطرية، مما يبرز الخصائص الكيميائية المشتركة بين العينات الثلاث المدروسة. أظهر الفحص الكيميائي النباتي أن المستخلصات الميثانولية غنية بالمستقبلات الثانوية، حيث بلغت القيم الإجمالية للبوليفينولات (TPC) والفلاغونويات (TFC) على التوالي $177,44 \pm 1,06$ (ميکروجرام مكافئ من حمض الجاليك لكل مليغرام من المستخلص) و $97,41 \pm 0,91$ (ميکروجرام مكافئ من كيرسيتين لكل مليغرام من المستخلص) بالنسبة لنبات *A. unedo*, $181,72 \pm 0,83$ (ميکروجرام مكافئ من حمض الجاليك لكل مليغرام من المستخلص) و $97,83 \pm 1,11$ (ميکروجرام مكافئ من كيرسيتين لكل مليغرام من المستخلص) بالنسبة لنبات *A. farnesiana* $173,79 \pm 0,15$ ، $58,73 \pm 0,08$ (ميکروجرام مكافئ من كيرسيتين لكل مليغرام من المستخلص) بالنسبة لنبات *P. lentiscus*. وقد أظهرت النشاطات المضادة للأكسدة فعالية كبيرة ضد DPPH وفعالية متوسطة ضد ABTS^+ لجميع المستخلصات الميثانولية للنباتات الثلاث تمت ملاحظة نشاط مضاد للبكتيريا ومضاد للفطريات بشكل ملحوظ عند جميع التراكيز: 25 ملغ/مل، 50 ملغ/مل، 100 ملغ/مل و 200 ملغ/مل. وقد كشفت قيم التركيز المثبط الأدنى (CMI) عن أقل تركيز فعال وهو 12.5 ملغ/مل، والذي تم تسجيله لنبتتي *A. unedo* ضد *A. farnesiana* و *C. albicans* ATCC 6538 و *S. aureus* ATCC 10231, *B. cereus* ATCC 10231, *E. coli* ATCC 25922, *E. coli* ATCC 8739 ضد *P. lentiscus*. واستناداً إلى نتائج التركيز القاتل الأدنى للبكتيريا (CMB) والفطريات (CMF)، اعتُبرت المستخلصات الميثانولية للنباتات المدروسة ذات تأثير قاتل للبكتيريا والفطريات.

ومعوماً، تشير هذه النتائج إلى أن نباتات الثلاثة تُعد مصدراً واعدة للمستقبلات الثانوية، خصوصاً المركبات الفينولية والفلاغونويات والتربين، المعروفة بخصائصها المضادة للأكسدة والمضادة للميكروبات. وتفتح هذه البيانات الأولية المجال لمزيد من الدراسات الكيميائية النباتية والدوائية المتعمقة لتوسيف آليات العمل والتطبيقات المحتملة لهذه الأنواع.

الكلمات المفتاحية: تركيز المثبط الأدنى، نشاط مضاد للميكروبات، غرب الجزائر.

TABLES DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS

DEDICACE

RESUME

TABLES DES MATIERES

LISTE DES TABLEAUX.....	i
LISTE DES FIGURES.....	ii
LISTE DES ANNEXES.....	iv
LISTE DES ABREVIATIONS	v
INTRODUCTION.....	01

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre I : *Les plantes médicinales*

I.1. Médecine traditionnelle africaine.....	05
I.2. Les plantes médicinales.....	06
I.2.1. Importance des plantes médicinales.....	07
I.2.2. Valeur nutritionnelle et proximale des plantes médicinales.....	07
I.2.2.1. Structure et catégories des composés phénoliques.....	08
I.2.2.2. Classification des polyphénols.....	09
A. Polyphénols simples.....	09
• Acides phénoliques	09
• Les acides hydroxybenzoïques (C6-C1).....	09
• Les acides hydroxycinnamiques (C6-C3).....	10
• Les flavonoïdes.....	10
B. Polyphénols complexes (tanins).....	11
• Tanins hydrolysables.....	11
• Tannins condensés.....	11
C. Les terpénoïdes.....	12
D. Les alcaloïdes.....	13
I.2.2.3. Synthèse et rôle des métabolites secondaires végétaux.....	14
I.3. Différentes techniques d'extraction et d'analyse des plantes.....	15
I.3.1. Techniques d'extraction des composés actifs des plantes.....	15
I.3.1.1. Techniques classiques et/ou conventionnelles.....	16

A. Macération.....	16
B. Infusion.....	17
C. Digestion.....	17
D. Décoction.....	17
E. Lixiviation (élation).....	18
F. Distillation à la vapeur et hydrodistillation.....	18
G. Extraction par Soxhlet.....	18
I.3.1.2. Techniques innovantes (non conventionnelles).....	19
A. Extraction assistée par micro-ondes (MAE).....	19
B. Extraction assistée par ultrasons (UAE) ou extraction par sonication.....	20
I.3.2. Isolement et purification des produits naturels.....	21
I.3.3. Instrumentation et outils pour les études métabolomiques.....	21
I.3.3.1. Analyse GC-MS.....	22
I.3.3.2. Spectroscopie IR à transformée de FOURIER.....	23
I.4. Les activités biologiques.....	23
I.4.1. Activité antioxydante des composés phénoliques.....	24
I.4.1.1. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante.....	24
A. Activité anti-radicalaire au DPPH.....	24
B. Activité du piégeage du cation radical ABTS ⁺	25
C. Méthode du CUPRAC.....	26
I.4.2. Activité anti-inflammatoire.....	27
I.4.3. Activités inhibitrices des enzymes (Activité anti-cholinestérasique (anti-Alzheimer)).....	27
I.4.4. Activité antimicrobienne.....	28
Chapitre II : Description des plantes étudiées	
II.1. L'arbousier : <i>Arbutus unedo</i> L.....	30
II.1.1. Taxonomie Botanique.....	30
II.1.2. Répartition géographique.....	32
II.1.2.1. Répartition mondiale.....	32
II.1.2.2. Répartition en Algérie.....	32
II.1.3. Composition phytochimique.....	33
II.2. Le Pistachier lentisque : <i>Pistacia lentiscus</i> L.....	34
II.2.1. Taxonomie Botanique.....	35

II.2.2. Répartition géographique	36
II.2.2.1. Répartition mondiale.....	36
II.2.2.2. Répartition en Algérie.....	37
1. Régions Côtières.....	37
2. Les Zones Montagneuses.....	37
3. Forêts Claires et Maquis.....	37
4. Autres Régions.....	38
II.2.3. Les caractéristiques de pistachier lentisque.....	38
II.2.4. Les composants chimiques de l'huile essentielle.....	39
II.3. <i>Acacia farnesiana</i> L. Willd.....	39
II.3.1. Taxonomie botanique.....	39
II.3.2. Répartition géographique.....	40
II.3.2.1. Répartition mondiale.....	40
II.3.2.2. Répartition en Algérie.....	41
II.3.3. Propriétés médicinales.....	41
1. Anti-inflammatoire	41
2. Cicatrisant.....	42
3. Antimicrobien.....	42
4. Antioxydant.....	42
5. Astringent.....	42
6. Parfumerie.....	42

PARTIE EXPERIMENTALE

Chapitre I : Matériels et méthodes

I.1. Objectifs de l'étude.....	43
I.4. Cadre expérimental.....	43
I.3. Protocole expérimental.....	44
I.4. Matériel végétal.....	45
I.4.1. Les critères de choix des plantes étudiées.....	45
I.4.2. Caractéristiques des zones de récolte.....	45
I.5. Extraction et caractérisation des huiles essentielles.....	47
I.5.1. Extraction de l'huile essentielle par hydrodistillation.....	47
I.5.2. Analyse des volatiles par GC–MS.....	48
I.5.3. Identification des composants d'huiles essentielles.....	48

I.6. Analyse fonctionnelle par FTIR.....	49
I.7. Préparation des extraits méthanoliques.....	49
I.8. Etude phytochimique.....	50
I.8.1. Screening phytochimique (Etude qualitative).....	50
a) Composés phénoliques.....	51
b) Flavonoïdes.....	51
c) Tanins.....	51
d) Quinones.....	51
e) Anthraquinones.....	51
f) Terpenoïdes.....	52
g) Saponosides.....	52
h) Composés réducteurs.....	52
i) Les alcaloïdes.....	52
j) Oses et holosides.....	52
I.8.2. Étude quantitative.....	52
a) Détermination de la teneur totale en phénol.....	53
b) Détermination de la teneur totale en flavonoïde.....	53
I.9. Evaluation des activités biologiques.....	53
I.9.1. Activité antioxydante.....	53
a) Détermination de l'activité DPPH.....	53
b) Détermination de l'activité ABTS ⁺	54
I.9.2. Activité antimicrobienne.....	55
a) Les souches bactériennes testées.....	55
b) Détermination de l'activité antimicrobienne.....	56
c) Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI), de la concentration minimale bactéricide (CMB) et de la concentration minimale fongicide (CMF).....	57
I.10. Analyse statistique.....	57

Chapitre II : Résultats et discussions

II.1. Rendement et caractéristiques des extraits de plantes.....	58
II.2. Composition chimique de l'huile essentielle.....	60
II.3. Analyse FTIR.....	63
II.4. Etude phytochimique.....	67

II.4.1. Screening phytochimique.....	67
II.4.2. Teneur en polyphénols et flavonoïdes totaux.....	69
II.5. Les activités biologiques.....	71
II.5.1. Activité antioxydante.....	71
II.5.2. Activité antimicrobienne.....	74
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	82
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	86
ANNEXES	

LISTE DES TABLEAUX

Tableau n°1 : Répartition des alcaloïdes dans le règne végétal.....	14
Tableau n°2 : Paramètres physicochimiques du fruit aux trois stades de maturation d' <i>A. unedo</i>	33
Tableau n°3 : Evolution du rendement d'extraction et teneur en polyphénols totaux durant la maturation d' <i>A. unedo</i>	33
Tableau n°4 : Composition chimique des différentes parties d' <i>Arbutus unedo</i> L.....	34
Tableau n°5 : Composition chimique d' <i>Acacia farnesiana</i>	42
Tableau n°6 : Caractéristiques géographiques et bioclimatiques des zones de récolte des 3 plantes étudiées.....	46
Tableau n°7 : Souches testées lors de la détermination de l'activité antimicrobienne.....	55
Tableau n°8 : Rendements et caractéristiques des différentes plantes étudiées	58
Tableau n°9 : Composition chimique de l'huile essentielle des feuilles de <i>P. lentiscus</i>	61
Tableau n°10 : Pic de spectre FTIR d' <i>Arbutus unedo</i>	63
Tableau n°11 : Pic de spectre FTIR d' <i>Acacia farnesiana</i>	65
Tableau n°12 : Pic de spectre FTIR de <i>P. lentiscus</i>	66
Tableau n°13 : Screening phytochimique des extraits méthanoliques de trois plantes étudiées.....	67
Tableau n°14 : Teneur en polyphénols totaux (TPC), Teneur en flavonoïdes totaux (TFC) des extraits méthanoliques de trois plantes étudiées.....	70
Tableau n°15 : Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique d' <i>A. unedo</i>	75
Tableau n°16 : CMI, CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique d' <i>A. unedo</i> ...	76
Tableau n°17 : Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique d' <i>A. farnesiana</i> ...	77
Tableau n°18 : CMI, CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique d' <i>A. farnesiana</i>	78
Tableau n°19 : Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique de <i>P. lentiscus</i>	79
Tableau n°20 : CMI, CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique de <i>P. lentiscus</i>	79
Tableau n°21 : Activité antimicrobienne des antibiotiques contre les souches testées.	80

LISTE DES FIGURES

Figure n°1 : Structure de base d'un phénol.....	08
Figure n°2 : Structures chimiques des acides hydroxybenzoïques.....	09
Figure n°3 : Structures chimiques des acides hydroxycinnamiques.....	10
Figure n°4 : Squelette de base des flavonoïdes.....	10
Figure n°5 : Structure chimique d'un tanin hydrolysable (Pentagalloyle glucose).....	11
Figure n°6 : Structure chimique d'un tanin condensé.....	12
Figure n°7 : Structure des multiples formes de terpènes.....	13
Figure n°8 : Noyaux de bases d'alcaloïdes vrais et leurs principaux acides aminés dont ils proviennent.....	14
Figure n°9 : Représentation schématique de l'équipement d'extraction assistée par micro-ondes.....	20
Figure n°10 : Représentation schématique d'un équipement d'extraction assistée par ultrasons.....	21
Figure n°11 : Réduction de DPPH par un antioxydant.....	25
Figure n°12 : Formation et piégeage du radical ABTS ⁺ par un antioxydant.....	26
Figure n°13 : Réduction du complexe chromogène de Cu+2-Nc.....	27
Figure n°14 : Mécanisme chimique de la méthode d'Ellman's.....	28
Figure n°15 : Les différentes parties de l'arbousier.....	31
Figure n°16 : Répartition mondiale d' <i>Arbutus unedo</i>	32
Figure n°17 : Fruit, feuilles et Fleurs de <i>Pistacia lentiscus</i> L.....	36
Figure n°18 : Répartition mondiale de <i>Pistacia lentiscus</i> L.....	37
Figure n°19 : Feuilles et Fleurs de <i>Acacia farnesina</i> (L.) Willd.....	40
Figure n°20 : Répartition mondiale de <i>Vachellia farnesiana</i> (L.) Wight & Arn.....	41
Figure n°21 : Protocole expérimental.....	44
Figure n°22 : Positionnement des zones de récolte des 3 plantes étudiées.....	47
Figure n°23 : Appareil chromatographie en phase gazeuse - spectrométrie de masse..	48
Figure n°24 : Appareil Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier.....	49
Figure n°25 : Préparation des extraits méthanoliques des plantes étudiées.....	50
Figure n°26 : Réaction d'inhibition du radical DPPH avec un phénol.....	54
Figure n°27 : Huile essentielle de <i>P. lentiscus</i>	58
Figure n°28 : Aspect physique des extraits méthanoliques.....	59
Figure n°29 : Chromatogramme GC-MS de l'huile essentielle de <i>P. lentiscus</i>	62

Figure n°30 : Spectre FTIR représentatif de la poudre d' <i>A. unedo</i>	64
Figure n°31 : Spectre FTIR représentatif de la poudre d' <i>A. farnesiana</i>	65
Figure n°32 : Spectre FTIR représentatif de la poudre de <i>P. lentiscus</i>	66
Figure n°33 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.....	69
Figure n°34 : Courbe d'étalonnage de la quercétine.....	69
Figure n°35 : Activité antioxydante d'extrait méthanolique d' <i>A. unedo</i>	71
Figure n°36 : Activité antioxydante d'extrait méthanolique d' <i>A. farnesiana</i>	72
Figure n°37 : Activité antioxydante d'extrait méthanolique de <i>P. lentiscus</i>	72
Figure n°38 : Activité antioxydante DPPH (IC ₅₀ , µg/mL) des extraits méthanoliques d' <i>A. unedo</i> , <i>A. farnesiana</i> , <i>P. lentiscus</i> et du standard acide ascorbique.....	73
Figure n°39 : Activité antioxydante ABTS ⁺ (IC ₅₀ , µg/mL) des extraits méthanoliques d' <i>A. unedo</i> , <i>A. farnesiana</i> , <i>P. lentiscus</i> et du standard BHA.....	73

LISTE DES ANNEXES

Annexe I :	Screening phytochimique des extraits méthanoliques d' <i>Arbutus unedo, Acacia farnesiana et Pistacia lentiscus</i>	I
Annexe II :	Activité antimicrobienne des extraits méthanoliques d' <i>Arbutus unedo, Acacia farnesiana et Pistacia lentiscus</i>	II
Annexe III :	Activité antibactérienne des antibiotiques.....	IV
Annexe IV :	Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits méthanoliques d' <i>Arbutus unedo, Acacia farnesiana et Pistacia lentiscus</i>	V
Annexe V :	Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et de la concentration minimale fongicide (CMF)des extraits méthanoliques d' <i>Arbutus unedo, Acacia farnesiana et Pistacia lentiscus</i>	VII

LISTE DES ABREVIATIONS

± SD	Standard d'erreur
<i>A. farnesiana</i>	<i>Acacia farnesiana</i>
<i>A. unedo</i>	<i>Arbutus unedo</i>
ABTS⁺	2,2'-Azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique) acide
AlCl₃	Chlorure d'aluminium
AMC	Amoxicillin
ATCC	American Type Culture Collection
<i>B. cereus</i>	<i>Bacillus cereus</i>
BHA	Butylated hydroxyl anisole (2-tert-Butyl-4-hydroxyanisole and 3-tert-butyl-4-hydroxyanisole)
C	Carbone
<i>C. albicans</i>	<i>Candida albicans</i>
CMB	Concentration minimale bactéricide
CMF	Concentration minimale fongicide
CMI	Concentration minimale inhibitrice
CN	Céphalexine
Cu²⁺	Ions de cuivre
CZ	Céfazoline
DMSO	Diméthylsulfoxyde
DPPH	2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl, radical libre
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
FeCl₃	Chlorure de fer
FOX	Céfoxitine
FTIR	Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier
GAE	Equivalent acide gallique
GC	Chromatographie en Phase Gazeuse
GC-MS	Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse
GHz	Gigahertz
H₂SO₄	Acide sulfurique
HCl	Chlorure d'hydrogène
HgCl₂	Chlorure de mercure

HPLC	High-Performance Liquid Chromatography (Chromatographie Liquide Haute Performance)
HS-SPME	Headspace Solid-Phase Microextraction (Extraction Microéchantillon Solide-Phase en Tête d'Espace)
I₂	Diiode
IC₅₀	Concentration providing 50 percent inhibition activity
IC50	Concentration Inhibitrice à 50 %
ICP-OES	Inductively Coupled Plasma Optical Emission Spectrometry (Spectrométrie d'Émission Optique avec Plasma à Couplage Inductif)
K₂S₂O₈	Persulfate de potassium
KBr	Bromure de potassium
kHz	Kilohertz
KI	Iodure de potassium
KOH	Hydroxyde de potassium
LC-MS	Chromatographie Liquide – Spectrométrie de Masse
LRI	Indices de rétention linéaire
m/z	masse/charge
MAE	Extraction assistée par micro-ondes
Mg	Magnésium
MH	Agar Mueller-Hinton
MHz	MegaHertz
 mM	Millimole
MS	Spectrométrie de Masse
Na₂CO₃	Carbonate de sodium
Na₂SO₄	Sulfate de sodium anhydre
NaOH	Hydroxyde de sodium
Nc	Néocuproéne
nm	Nanomètre
P. lentiscus	<i>Pistacia lentiscus</i>
PI	Pourcentage d'inhibition
QE	Equivalent quercétine
R²	Coefficient de correlation

RMN	Résonance Magnétique Nucléaire
<i>S. aureus</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
SDA	Agar Sabouraud Dextrose
SIM	Mode de surveillance d'ions
TFC	Teneur en flavonoïdes totaux
TPC	Teneur en polyphenols totaux
UAE	Extraction assistée par ultrasons
UV	Ultraviolet
v/v	Volume par volume
α	Alfa
δ	Vibration de déformation (Bending)
µg GAE/mg d'extrait	Microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait
µg QE/mg d'extrait	Microgramme équivalent quercétine par milligramme d'extrait
v	Vibration d'élongation (stretching)
v_{as}	Vibration antisymétrique d'élongation (asymmetric)
v_s	Vibration élongation symétrique (symmetric)

Introduction

Introduction

Les plantes ont toujours été des éléments présents dans l'environnement quotidien de l'être humain. Il est indéniable que le règne végétal recèle une multitude de ressources et de substances actives aux vertus thérapeutiques avérées, dont les éléments les plus importants sont les alcaloïdes, les flavonoïdes, les vitamines, les tanins, les huiles essentielles, les acides organiques, les résines, les acides gras, les saponines et les polysaccharides (**Rawani et al., 2011**). Ces composés, puisés dans la nature, fournissent à l'être humain non seulement une source de subsistance, mais également des agents biologiques qui contribuent à son équilibre physiologique et à la préservation de son intégrité physique, souvent mise à mal par des affections d'origine multifactorielle (**Baba Aissa, 2000**).

La valorisation de ces substances naturelles passe préalablement par une étape de caractérisation de leur composition chimique, permettant de les caractériser d'en contrôler la qualité et de mettre en évidence une éventuelle spécificité. Cependant, l'identification et la quantification des constituants d'un mélange naturel demeurent toujours une opération délicate nécessitant l'utilisation de techniques complémentaires. De ce fait, la démarche analytique utilisée doit présenter une grande fiabilité et nécessite l'association de plusieurs techniques complémentaires (**Bouzabata, 2015**).

Les huiles essentielles de différentes espèces végétales sont connues pour leurs diverses activités biologiques et peuvent être utilisées pour la conservation des aliments et d'autres applications pharmacologiques (**Tiwari et al., 2009**). Ce regain d'intérêt s'est traduit par plusieurs décennies récentes dans les propriétés antimicrobiens et antioxydantes de diverses huiles essentielles et de divers extraits, à l'aide d'une vaste gamme de techniques *in vitro* et *in vivo* (**Burt 2004 ; Holley et Patel 2005**).

L'Algérie possède une diversité végétale remarquable, estimée à près de 4000 taxons (**Miara et al., 2018**), en raison de sa grande superficie et la variation de ses conditions climatiques, allant du climat méditerranéen humide au nord jusqu'au climat saharien aride au sud. Toutefois, la flore médicinale algérienne reste encore insuffisamment valorisée, malgré son importance ethnobotanique. En effet, de nombreuses espèces utilisées traditionnellement n'ont fait l'objet que de peu d'études scientifiques approfondies, ce qui limite la reconnaissance de leur potentiel thérapeutique (**Baba Aissa 2000 ; Hamel et al., 2018**).

De ces nombreuses plantes médicinales, notre étude s'est portée essentiellement sur *Arbutus unedo* L. (*Ericaceae*), *Pistacia lentiscus* L. (*Anacardiaceae*) et *Acacia farnesiana* L. Willd. (*Fabaceae*), trois espèces typiques de la flore méditerranéenne algérienne, connues pour leurs usages traditionnels et leur potentiel médicinal.

Arbutus unedo L., appelée communément arbousier, est largement répandue dans les zones montagneuses du nord de l'Algérie, notamment dans les forêts méditerranéennes humides et subhumides (**Quézel et Santa, 1963**). Utilisée depuis longtemps dans la médecine traditionnelle, cette plante est employée pour ses propriétés diurétiques, anti-inflammatoires et antiseptiques. Les feuilles, les fruits et parfois l'écorce sont utilisés sous forme de décoctions ou d'infusions pour traiter diverses affections, notamment les troubles urinaires, digestifs, la diarrhée, les douleurs rénales et les infections cutanées (**Boudjelal et al., 2013**). Les fruits, appréciés pour leur goût sucré, sont également réputés pour leur richesse en antioxydants (**Amrani et al., 2009**). Sur le plan scientifique, *A. unedo* est reconnue pour sa teneur élevée en composés bioactifs tels que les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins. Plusieurs études ont mis en évidence une activité antioxydante marquée, attribuée notamment à la présence de catéchines, d'acide gallique et d'autres flavonoïdes (**Barros et al., 2010 ; Oliveira et al., 2011**).

Pistacia lentiscus L., connu sous différents noms dans différentes régions d'Algérie. Cette plante est particulièrement représentative des milieux les plus chauds du climat méditerranéen (**Smail-Saadoun, 2005**). Il est connu depuis l'antiquité pour ses propriétés médicinales (**Bougerara-Merzougui, 2015**). De nombreuses études sur les huiles essentielles ont été réalisées sur des feuilles de *P. lentiscus* d'origines différentes (**Fernández et al., 2000 ; Zrira et al., 2003**). La partie aérienne est traditionnellement utilisée comme stimulant en raison de ses propriétés diurétiques et pour le traitement de l'hypertension, de la toux, des maux de gorge, de l'eczéma, des douleurs abdominales, des calculs rénaux et de la jaunisse (**Palevitch et Yaniv, 2000**).

Acacia farnesiana L. Willd. connue sous plusieurs noms vernaculaires en Algérie, notamment "Ghaïlat" ou "Mimosa" selon les régions, est largement répandue dans les zones arides et semi-arides du pays, où elle s'adapte particulièrement bien aux conditions climatiques chaudes et sèches (**Smail-Saadoun, 2005**). Cette espèce est connue depuis longtemps pour ses vertus thérapeutiques, tant dans les médecines traditionnelles du Maghreb que dans celles d'autres régions du monde. Plusieurs travaux scientifiques ont mis en évidence la richesse chimique d'*A. farnesiana*, notamment en composés volatils, tanins, flavonoïdes et polyphénols. Des études sur les huiles essentielles extraites de ses fleurs ont révélé une composition dominée par des composés tels que le farnésol, le linalol et le β -caryophyllène, qui présentent une activité

biologique notable, notamment antimicrobienne et antioxydante (**Lin et al., 2008 ; Evangelia et al., 2017**). En dépit de ces propriétés, cette espèce demeure sous-étudiée en Algérie, et sa valorisation scientifique et économique reste encore limitée.

Dans ce contexte, le présent travail vise à contribuer simultanément à l'enrichissement des connaissances sur les plantes médicinales, à l'identification de composés bioactifs susceptibles de servir de base au développement de nouveaux agents thérapeutiques d'origine naturelle, ainsi qu'à la valorisation des ressources végétales algériennes.

L'objectif principal est d'extraire et de caractériser les composés bioactifs présents dans les plantes étudiées. Pour cela, deux types d'extraits ont été obtenus : des extraits volatils (huiles essentielles) et non volatils (à base de méthanol). L'identification des composés présents dans les différentes fractions a été effectuée à l'aide de techniques analytiques appropriées, notamment la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) pour les huiles et la spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR) pour la poudre fine. Un criblage phytochimique complet a été réalisé afin de détecter les principales familles de métabolites secondaires ainsi que la détermination des polyphénols et flavonoïde totaux. Enfin, les extraits obtenus ont été évalués pour leurs activités biologiques *in vitro*, en particulier leurs propriétés antioxydantes, déterminées à l'aide des méthodes DPPH et ABTS⁺, et leurs propriétés antimicrobiennes, étudiées par la méthode de diffusion sur disque ainsi que par la détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) et de la concentration minimale bactéricide (CMB).

La structure de notre thèse sera la suivante :

Une première partie consacrée à la synthèse bibliographique est divisée en deux chapitres :

- Le premier chapitre décrit les plantes médicinales, les connaissances sur la phytothérapie et la médecine traditionnelle par les plantes, en particulier les principes actifs, ainsi que les différentes techniques d'extraction et d'analyse ;
- Le deuxième chapitre est consacré à la description botanique, à la classification taxonomique, ainsi qu'à la présentation des principales propriétés phytochimiques et biologiques des plantes étudiées (*A. unedo*, *A. farnesiana*, *P. lentiscus*).

La deuxième partie décrit le travail expérimental et est divisée en deux chapitres :

- Le premier chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisées dans cette étude ;
- Le deuxième chapitre est consacré aux résultats obtenus, à leur interprétation et à leur discussion. Cette dernière partie comprend également une conclusion en mettant les résultats essentiels.

Enfin, une conclusion générale résume l'ensemble de l'étude en mettant en évidence les résultats intéressants et en recommandant des perspectives d'avenir et offrant le suivie de cet axe de recherche.

Partie

Bibliographique

Chapitre I

Les plantes médicinales

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (**OMS, 2010**), la médecine traditionnelle se définit comme l'ensemble de toutes les connaissances pratiques explicables ou non pour diagnostiquer ou éliminer un déséquilibre physique ou mental en s'appuyant exclusivement sur l'expérience vécue et l'observation, transmises de génération à d'autres (**Bourgaud et al., 2001**).

Les plantes sont capables de produire une grande diversité de produits ne participant pas à leur métabolisme de base, mais représentant plutôt des produits du métabolisme secondaire (**Palazon et Alcalde, 2025**). De nos jours, nous comprenons donc de plus en plus que les activités des plantes médicinales sont souvent liées aux métabolites secondaires qui sont largement utilisées en thérapeutique, comme des agents préventifs : anti-inflammatoires, antimicrobiens, antiseptiques, mais essentiellement antioxydants qui défendent contre le stress oxydatif (**Kar, 2007**).

I.1. Médecine traditionnelle africaine

La médecine traditionnelle africaine est ancienne et peut-être la plus diversifiée de tous les systèmes médicaux. L'Afrique est considérée comme le berceau de l'humanité, avec une riche diversité biologique et culturelle et des différences régionales marquées dans les pratiques de guérison. Malheureusement, même aujourd'hui, les systèmes de médecine sont mal documentés. La documentation des utilisations médicinales des plantes africaines devient de plus en plus urgente en raison de la perte rapide des habitats naturels de ces plantes due aux activités humaines. Le continent africain connaît l'un des taux de déforestation les plus élevés au monde (**Green et Sussman, 1990**).

La médecine traditionnelle africaine, dans ses multiples expressions, se caractérise par une approche holistique qui englobe à la fois les dimensions corporelles et psychiques. Le praticien en médecine traditionnelle, également appelé « guérisseur », est généralement le premier à diagnostiquer et à traiter les causes d'ordre psychologique d'une maladie (**Iserin, 2001**).

Dans la plupart des cas, ce spécialiste prescrit ensuite des médicaments pour soulager les symptômes. Parmi la riche biodiversité végétale du continent africain, certaines espèces ont acquis une notoriété particulière en tant que plantes médicinales.

Celles-ci comprennent notamment l'*Acacia senegal*, également connue sous le nom de gomme arabe, l'*Agathosma betulina*, plus communément appelée buchu, l'*Aloe ferox*, aussi désignée sous le nom d'aloès du Cap, l'*Aloe vera*, originaire du nord-est du continent, l'*Artemisia afra*, communément appelée absinthe africaine, et l'*Aspalanthus linearis*, connu sous le nom de thé rooibos. Dans le cadre de cette étude, nous avons sélectionné une série de plantes aux propriétés thérapeutiques avérées, parmi lesquelles on peut citer l'encens (*Boswellia sacra*), le khat (*Catha edulis*), la myrrhe (*Commiphora myrrha*), la griffe du diable (*Harpagophytum procumbens*), l'hibiscus (*Hibiscus sabdariffa*), la pomme de terre africaine (*Hypoxis hemerocallidea*) et (*Prunus africana*) la cerise africaine (**Neuwinger, 2000** ; **Newman et al., 2000**).

I.2. Les plantes médicinales

Les plantes médicinales sont un patrimoine biologique précieux pour l'humanité, notamment pour les populations défavorisées des pays en développement, qui en dépendent pour l'essentiel de leur système de santé primaire. Ces pratiques s'appuient sur l'utilisation de diverses espèces végétales, tant ligneuses qu'herbacées, à des fins thérapeutiques, les plantes médicinales constituent un élément essentiel de la pratique médicale traditionnelle, en l'absence de systèmes de santé modernes (**Tabuti et al., 2003**). L'utilisation des plantes dans la vie quotidienne est une pratique ancestrale qui s'inscrit dans l'histoire de l'humanité. Il est indéniable que le règne végétal recèle une multitude de ressources et de substances actives aux vertus thérapeutiques avérées. Ces composés, puisés dans la nature, fournissent à l'être humain non seulement une source de subsistance, mais également des agents biologiques qui contribuent à son équilibre physiologique et à la préservation de son intégrité physique, souvent mise à mal par des affections d'origine multifactorielle (**Baba Aissa, 2000**).

L'Algérie, caractérisée par une vaste étendue et un climat varié, se distingue par une biodiversité végétale remarquable. Ces plantes, utilisées depuis des siècles dans la pharmacopée traditionnelle, sont un gisement de substances actives pour le traitement de diverses pathologies. Par ailleurs, l'Algérie, en raison de son histoire et de sa position géostratégique, a été le berceau de diverses cultures. Il est important de souligner que les connaissances approfondies en phytothérapie, qui trouvent actuellement application dans le cadre de la médecine traditionnelle algérienne, puisent leur origine dans le patrimoine médical de la civilisation musulmane, transmis de génération en génération (**Chériti et al., 1995**).

L'utilisation des plantes médicinales en Algérie est en nette diminution, en raison d'un secteur sanitaire en continual développement. Elle reste néanmoins fortement implantée dans les zones reculées comme le Hoggar où les touaregs transmettent le secret de cette médication traditionnelle de père en fils (**Reguieg, 2011**).

I.2.1. Importance des plantes médicinales

Le domaine de la santé manifeste une préoccupation grandissante face à la montée de la résistance des bactéries aux antibiotiques actuellement disponibles. Il s'avère par conséquent essentiel de concevoir de nouvelles approches qui permettraient l'identification de nouveaux agents thérapeutiques par l'exploration de nouveaux agents dérivés des plantes (**Monteiro et al., 2012**). Les composés bioactifs des plantes sont des substances chimiques produites par ces organismes qui exercent des effets pharmacologiques ou toxicologiques sur tout autre organisme. Bien que les nutriments puissent présenter des effets pharmacologiques ou toxicologiques lorsqu'ils sont consommés à des doses élevées (par exemple, les vitamines et les minéraux), les nutriments présents dans les plantes ne sont généralement pas inclus dans le terme « composé végétal bioactif ». Les composés bioactifs typiques des plantes sont produits en tant que métabolites secondaires. Selon cette perspective, la définition des composés bioactifs des plantes pourrait être envisagée comme les métabolites secondaires des plantes qui présentent des effets pharmacologiques ou toxicologiques chez l'homme et les animaux (**Aksel, 2010**).

I.2.2. Valeur nutritionnelle et proximale des plantes médicinales

Il est établi que l'environnement naturel fournit à l'ensemble des organismes un capital végétal abondant. Ce dernier présente des avantages thérapeutiques. Les normes importantes de certaines herbes ont été imprimées, mais un grand nombre d'entre elles restent inconnues. Il s'avère par conséquent impératif de déterminer leurs usages et de conduire des études médicinales et biologiques afin d'établir leurs propriétés curatives (**Mushtaq et al., 2009**). L'évaluation de l'importance nutritionnelle fondamentale des plantes s'effectue par l'analyse de leur composition en protéines, hydrates de carbone, graisses et huiles, minéraux, vitamines et eau. Ces éléments nutritifs sont reconnus comme étant essentiels au développement et à la croissance des organismes vivants (**Waziri et Akinniyi, 2011 ; Waziri et Saleh, 2015**).

Le principe actif d'une plante est la substance responsable des effets thérapeutiques et pharmacologiques qui appartient aux différentes classes des composés chimiques tels que les alcaloïdes, les terpènes, les tanins, les flavonoïdes, les acides phénoliques, des huiles essentielles ...etc. Chaque principe actif a des propriétés spécifiques qui peuvent être utilisées pour traiter différentes maladies. Par exemple la quinine, un alcaloïde présent dans l'écorce de quinquina est utilisé pour traiter le paludisme (**Chast, 2020**).

La qualité et la quantité de protéines présentes dans les graines sont des aspects fondamentaux qui doivent être pris en compte lors de l'élaboration de l'assortiment des plantes pour garantir leur valeur nutritive, leur classification taxonomique et leur cours de développement (**Shinwari et al., 2002** ; **Nisar et al., 2009**). En plus de son importance pharmacologique et phytochimique, chaque plante possède une composition nutritive spécifique. Ces nutriments sont essentiels au fonctionnement physique et biologique de l'organisme. Ces nutriments, incluant les glucides, les lipides et les protéines, jouent un rôle crucial dans l'alimentation des plantes ainsi que dans les besoins énergétiques et les processus de maintien de la vie humaine (**Adnan et al., 2010**).

Plus de 8000 molécules produites dans les plantes sont identifiées et qui constituent trois grandes classes : les composés phénoliques, les terpénoïdes, et les alcaloïdes (**Wink, 2003**).

I.2.2.1. Structure et catégories des composés phénoliques

Les composés phénoliques ou polyphénols constituent une famille de molécules organiques largement présente dans le règne végétal, ce sont des métabolites secondaires, caractérisés par la présence d'un cycle aromatique portant des groupements hydroxyles libres ou engagés avec un glucide (**Figure 1**). L'élément fondamental qui les caractérise est la présence d'au moins un noyau benzénique (aromatique), auquel est directement lié au moins un groupe hydroxyle, libre ou engagé dans une autre fonction : éther, ester ou hétéroside en raison de leur réactivité et toxicité en vue de la plante elle-même (**Boizot et Charpentier, 2006**).

Les principaux polyphénols sont les acides phénoliques, les flavonoïdes, les tanins et les coumarines (**Bruneton, 1999**).

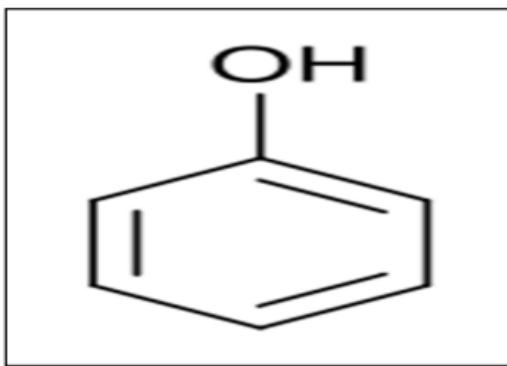


Figure n°1 : Structure de base d'un phénol (Laguerra et al., 2007)

I.2.2.2. Classification des polyphénols

La classification des polyphénols est basée essentiellement sur la structure, le nombre de noyaux aromatiques et les éléments structuraux qui lient ces noyaux. On peut distinguer deux catégories : les composés phénoliques simples et les composés phénoliques complexes

A) Polyphénols simples

- Acides phénoliques

Ce sont des composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Ils sont représentés par deux sous-classes : les dérivés de l'acide hydroxybenzoïque et de l'acide hydroxycinnamique.

- Les acides hydroxybenzoïques (C₆-C₁)

Dérivés de l'acide benzoïque, ils ont une formule de base de type C₆-C₁ (**Figure 2**). Ils sont fréquemment rencontrés sous forme d'esters ou de glucosides et peuvent également être intégrés dans des structures complexes comme certains tanins (Sarni-Manchadro et Cheynier, 2006).

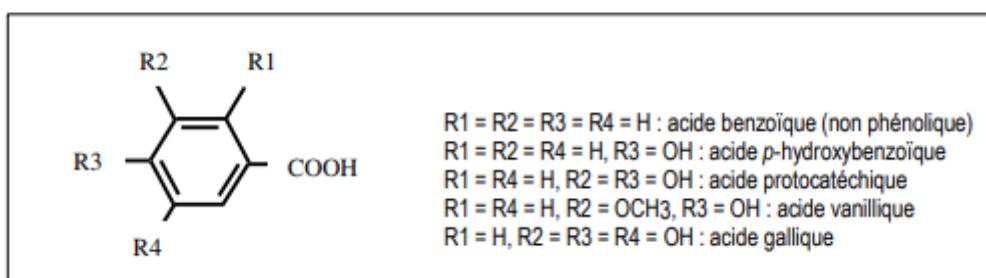


Figure n°2 : Structures chimiques des acides hydroxybenzoïques (Bruneton, 2008)

- Les acides hydroxycinnamiques (C₆-C₃)

Ces composés phénoliques comprennent une structure en commun constituée d'un noyau aromatique (**Figure 3**), d'un ou de plusieurs substituants hydroxyles et une chaîne carbonée constituée de trois carbones avec un groupe carboxyle (**Sarni-Manchadro et Cheynier, 2006**).

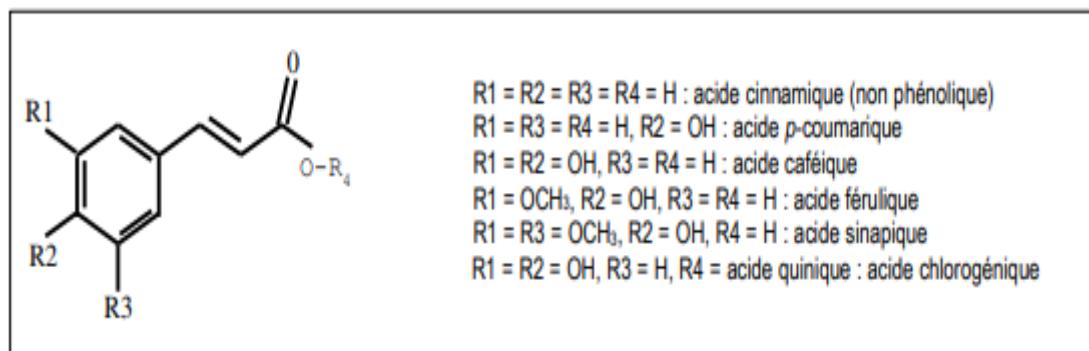


Figure n°3 : Structures chimiques des acides hydroxycinnamiques (**Chira et al., 2008**)

- Les flavonoïdes

Les flavonoïdes forment une sous classe des polyphénols ; ils représentent une source importante d'antioxydants dans notre alimentation. Plus de 6500 flavonoïdes ont été identifiés (**Harborne et Williams, 2000**).

Les flavonoïdes ont tous une origine biosynthétique commune et par conséquent, possèdent tous un même squelette de base de quinze atomes de carbones constitué de deux unités aromatiques (**Figure 4**), deux cycles en C₆ (A et B) reliés par une chaîne en C₃ (**Pietta, 2000**).

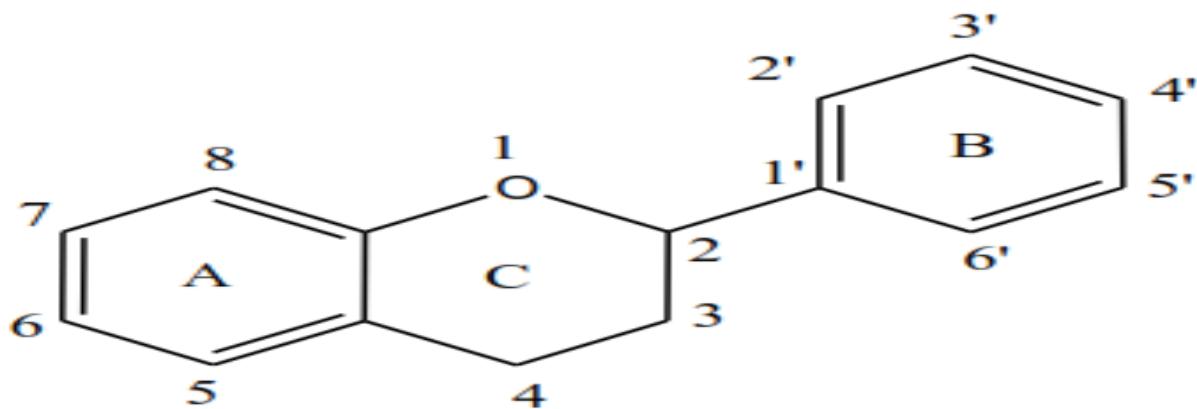


Figure n°4 : Squelette de base des flavonoïdes (**Pietta, 2000**)

Il existe plusieurs classes de flavonoïdes, dont les principales sont les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones et les anthocyanidines. La structure de base de ces différents flavonoïdes peut subir de nombreuses substitutions, les groupements hydroxyles étant généralement en positions 4, 5 et 7. Ces substances existent généralement sous forme de glycosides (**Khan, 2010**).

B) Polyphénols complexes (tanins)

Historiquement, le terme « tanin » regroupe des composés polyphénoliques caractérisés par leurs propriétés de combinaison aux protéines, d'où leur capacité à tanner le cuir. Sur le plan structural, les tanins sont divisés en deux groupes, tanins hydrolysables et tanins condensés

- **Tanins hydrolysables**

Ce sont des hétéropolymères ayant un noyau central constitué d'un polyol (**Figure 5**). Il s'agit souvent d'un D-glucose sur lequel les groupements hydroxyles sont, en partie ou en totalité, estérifiés avec l'acide gallique (cas des gallotanins) ou un dimère de l'acide gallique qui est l'acide hexahydroxydiphénique (cas des ellagitanins). Leur hydrolyse en milieu acide et alcalin ou sous l'action d'enzymes (comme la tannase) libère des glucides et des acides phénoliques (**Conard et al., 1998**).

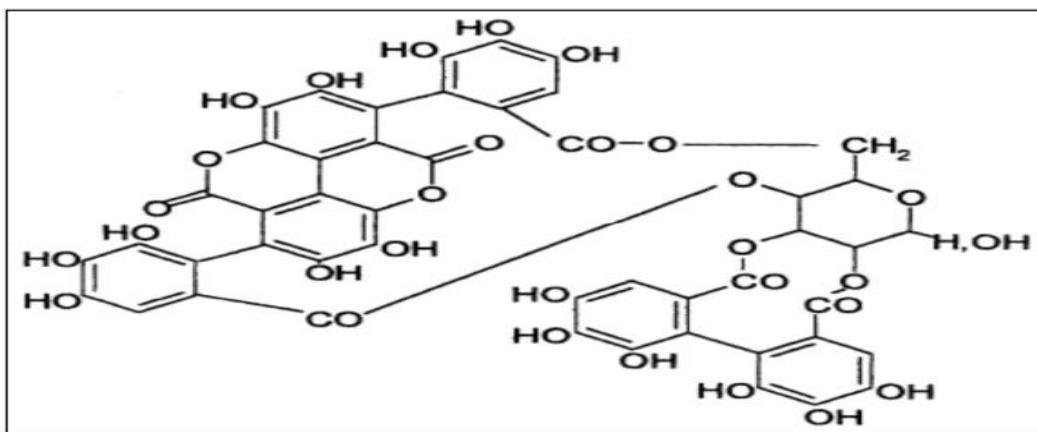


Figure n°5 : Structure chimique d'un tanin hydrolysable (**Raja et al., 2014**)

- **Tannins condensés**

Les tannins condensés ou les proanthocyanidines sont des polymères constitués d'unités flavane (**Figure 6**), reliées par des liaisons entre les carbones C4 et C8 ou C4 et C6 (**Conard et al., 1998**).

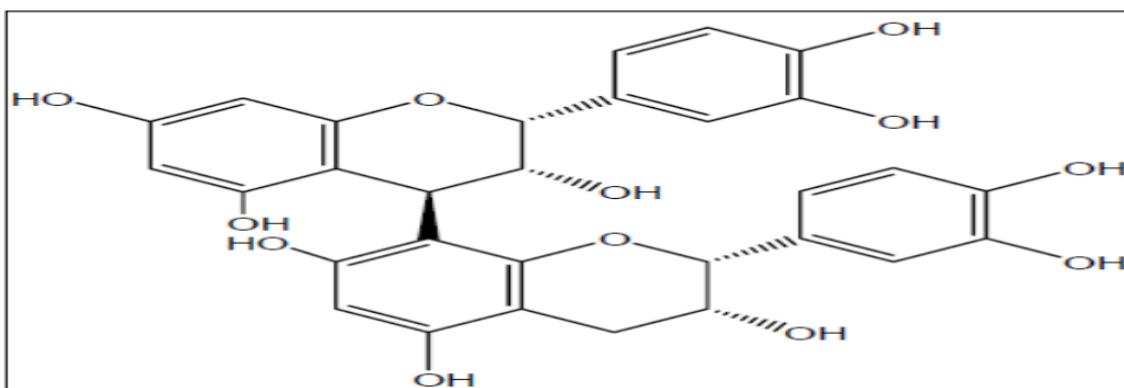


Figure n°6 : Structure chimique d'un tanin condensé (**Raja et al., 2014**)

C) Les terpénoïdes

Les terpénoïdes constituent la plus ancienne famille de produits naturels. Les termes terpénoïdes, terpènes et isoprénoïdes sont souvent utilisés de manière interchangeable et proviennent de la térébenthine, une huile essentielle obtenue par distillation de la résine de conifères (**Phillips et Croteau, 1999**). Le mot terpène désigne les hydrocarbures insaturés dérivés de l'isoprène, tandis que les terpénoïdes constituent la famille de produits naturels la plus diversifiée sur le plan structurel, stéréochimique et fonctionnel, avec plus de 55 000 molécules identifiées à ce jour dans toutes les formes de vie (**Christianson, 2008**). Leurs structures (**Figure 7**) vont de simples chaînes linéaires d'hydrocarbures à des arrangements complexes d'anneaux de carbone (**Connolly et Hill, 1991**). Si certains terpénoïdes remplissent des fonctions métaboliques primaires essentielles à la croissance et à la reproduction chez de nombreux organismes, la majorité d'entre eux fonctionnent comme des métabolites secondaires et contribuent à l'adaptation des espèces à leur niche écologique (**Harborne, 1991 ; Benabdelkader, 2012**).

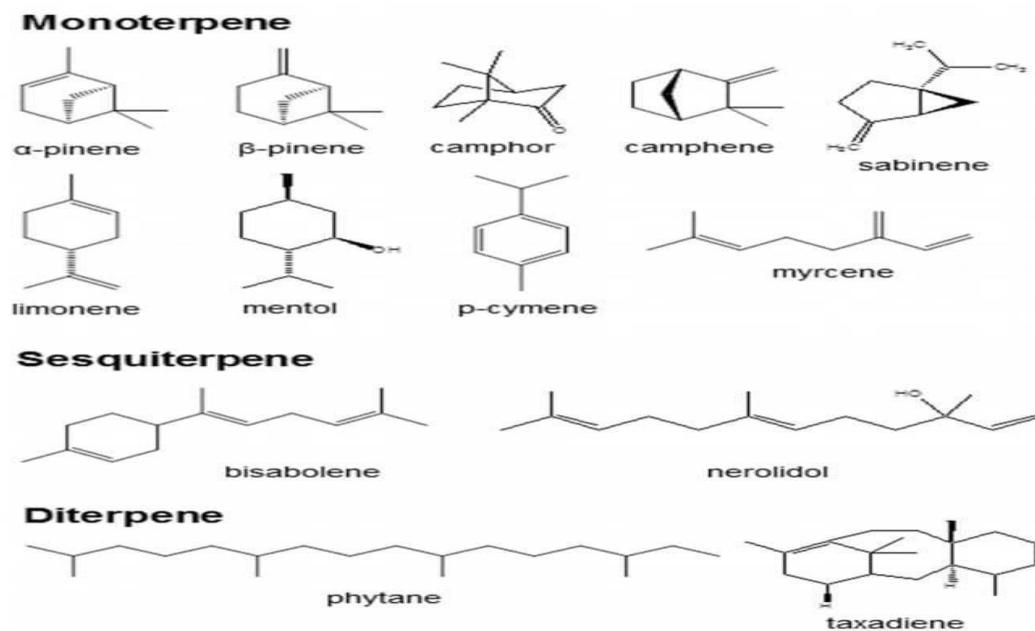


Figure n°7 : Structure des multiples formes de terpènes (Cho et al., 2017)

D) Les alcaloïdes

Winterstein et Tier ont défini les alcaloïdes comme étant des composés à azote hétérocyclique, synthétisés à partir d'acides aminés ou de leurs dérivés immédiats, à distribution restreinte ; possédant une toxicité plus au moins grande, agissant principalement sur le SNC (Aniszewski, 2015).

Ces substances renferment toujours du carbone, de l'hydrogène, de l'azote, et le plus souvent de l'oxygène (Kalla, 2012). Leur nom se termine typiquement par "ine". La **Figure 8** illustrée ci-dessous présente un exemple d'alcaloïde.

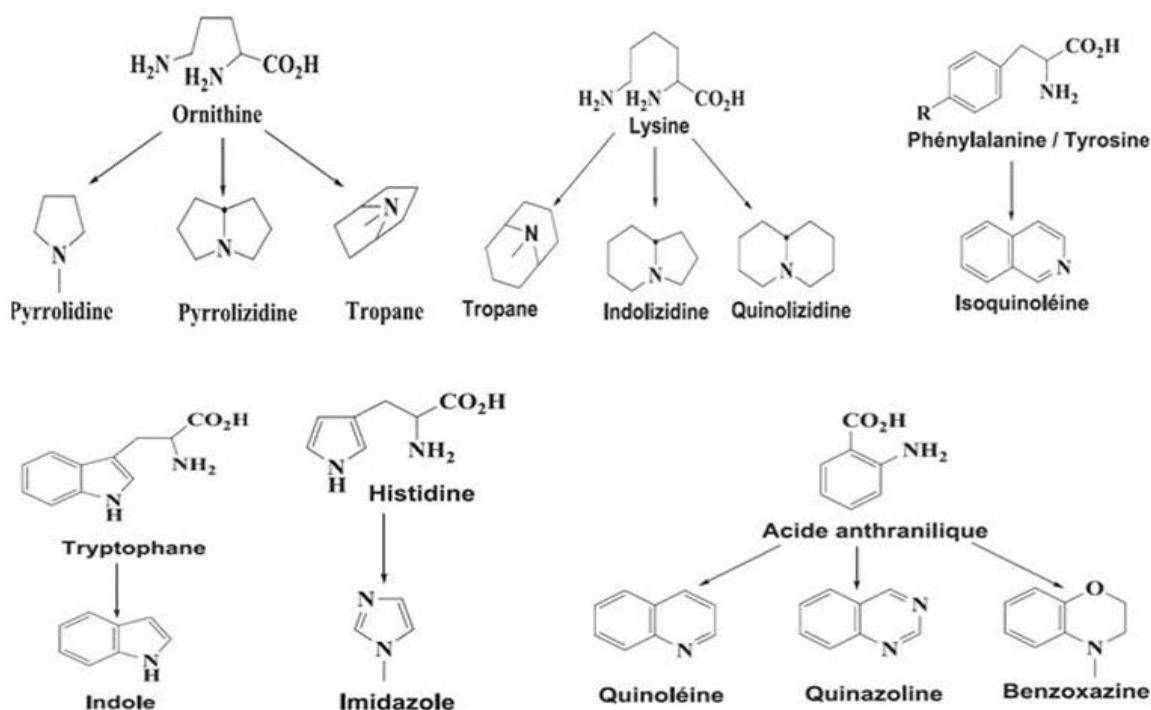


Figure n°8 : Noyaux de bases d'alcaloïdes vrais et leurs principaux acides aminés dont ils proviennent (Aniszewski, 2007)

Tableau n°1 : Répartition des alcaloïdes dans le règne végétal (Kar, 2007)

6%	Bactéries	Pyocyanine de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>
16%	Monocotylédones	Amaryllidaceae Colchicaceae
78%	Dicotylédones	Annonaceae, Apocynaceae, Lauraceae, Loganiaceae, Magnoliaceae, Menispermaceae, Ranunculaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae, Asteraceae, etc.

I.2.2.3. Synthèse et rôle des métabolites secondaires végétaux

Chez les plantes, les processus métaboliques produisent de nombreux types de composés organiques ou métabolites. Ces métabolites sont regroupés en métabolites primaires et secondaires. Les métabolites primaires, comme la chlorophylle, les acides aminés, les nucléotides, les glucides simples ou les lipides membranaires, jouent un rôle reconnu dans la photosynthèse, la respiration, le transport des solutés, la translocation, l'assimilation des nutriments et la différenciation. Les métabolites secondaires se distinguent également des métabolites primaires par leur distribution restreinte dans le règne végétal. En d'autres termes,

certains métabolites secondaires ne sont souvent présents que dans une seule espèce végétale ou dans un groupe d'espèces apparentées sur le plan taxonomique, alors que les métabolites primaires de base sont présents dans tout le règne végétal (**Taiz et Zeiger, 2006**). Au cours des dernières décennies, des preuves expérimentales et circonstancielles ont clairement montré que de nombreux métabolites secondaires ont effectivement des fonctions vitales pour la santé de la plante qui les produit. Les principaux rôles sont les suivants :

- Défense contre les herbivores (insectes, vertébrés) ;
- Défense contre les champignons et les bactéries ;
- Défense contre les virus ;
- Défense contre les autres plantes en concurrence pour la lumière, l'eau et les nutriments;
- Composés de signalisation pour attirer les animaux pollinisateurs et ceux qui dispersent les graines ;
- Signaux pour la communication entre les plantes et les micro-organismes symbiotiques (par exemple, à fixant l'azote ou les champignons mycorhiziens) ;
- Protection contre la lumière UV ou d'autres stress physiques Rhizobi (**Wink et al., 1999**).

Ils ont également constitué une ressource inestimable qui a été utilisée pour trouver de nouvelles molécules médicamenteuses (**Gurib-Fakim, 2006**).

I.3. Différentes techniques d'extraction et d'analyse des plantes

I.3.1. Techniques d'extraction des composés actifs des plantes

En pharmacie, l'extraction désigne la séparation des composés médicaux actifs des plantes à l'aide de solvants sélectifs selon des procédures standardisées. L'objectif des procédures d'extraction normalisées pour les médicaments bruts (parties de plantes médicinales) est d'obtenir les composés souhaités sur le plan thérapeutique et d'éliminer les substances indésirables par traitement avec un solvant sélectif. Le solvant attire les molécules solubles et laisse derrière lui les matières insolubles (**Das, 2010**). Il existe de nombreux protocoles pour extraire les molécules bioactives des plantes médicinales, tels que la macération, l'infusion, la percolation, la digestion, l'extraction continue à chaud (Soxhlet), l'extraction assistée par micro-ondes, l'ébullition et l'extraction par ultrasons (sonication) (**Chuo et al., 2022**).

Le choix des procédures et des solvants pour l'extraction des composants spécifiques des plantes dépend de la nature des molécules recherchées. Les variations des méthodes d'extraction dépendent généralement de certains facteurs, tels que la durée de la période d'extraction, le solvant utilisé, la température, la taille des particules des tissus végétaux ou le rapport solvant/échantillon. La réussite de l'identification des composés biologiquement actifs à partir du matériel végétal dépend en grande partie du type de solvant utilisé dans la procédure d'extraction. Les caractéristiques du solvant doivent être soigneusement prises en compte lors de la sélection du protocole d'extraction. Les solvants doivent être facilement éliminés de l'extrait ; il est donc préférable d'utiliser des solvants très volatils. D'autres facteurs, tels que les propriétés physiques et chimiques des composés concernés, doivent également être pris en considération, car ils peuvent influer sur la procédure d'extraction. La normalisation des procédures d'extraction contribue de manière significative à la qualité finale du médicament à base de plantes (**Handa, 2008**).

Les étapes standard de l'extraction de matériel végétal commencent par la réduction de la taille du matériel végétal séché, le but de cette étape étant de briser la paroi cellulaire afin d'augmenter la surface exposée au solvant. L'étape suivante est le traitement avec le solvant souhaité, suivi de la filtration de l'extrait. L'étape finale est la concentration et le séchage pour éliminer le solvant et obtenir l'extrait brut séché. Cette étape peut être réalisée par évaporation du solvant sous pression réduite, suivie d'une lyophilisation ou de l'utilisation d'un four à basse température (**Tiwari et al., 2011**).

I.3.1.1. Techniques classiques et/ou conventionnelles

Les méthodes d'extraction couramment employées (depuis longtemps) sont principalement basées sur l'extraction liquide-solide. Elles sont généralement faciles à mettre en œuvre et font appel à la chaleur et/ou à des solvants de différentes polarités.

A. Macération

Ce processus consiste à faire tremper le matériel végétal (grossier ou en poudre) dans un récipient fermé et bouché dans un solvant que l'on laisse reposer à température ambiante pendant 2 à 3 jours en remuant fréquemment pour obtenir des extraits de plantes. Un extracteur scellé est utilisé pour éviter l'évaporation du solvant à la pression atmosphérique. Le processus vise à ramollir et à briser les parois cellulaires de la plante afin de libérer les phytoconstituants

solubles. Le mélange est ensuite pressé ou filtré par filtration ou décantation après un temps déterminé (**Azwanida, 2015 ; Handa et al., 2008**).

B. Infusion

L'infusion est un procédé chimique simple utilisé pour extraire des matières végétales volatiles qui se dissolvent facilement ou libèrent aisément leurs principes actifs dans des solvants organiques. L'infusion et la décoction reposent sur le même principe que la macération ; dans les deux cas, le matériel végétal est trempé dans de l'eau bouillie ou froide, puis mis à macérer dans le liquide. Le temps de macération pour l'infusion est cependant plus court. Le liquide peut ensuite être séparé et concentré sous vide à l'aide d'un évaporateur rotatif. L'infusion trouve son application dans la préparation du thé et la consommation prescrite dans l'asthénie psychophysique, la diarrhée, la bronchite, l'asthme, ...etc (**Hussain et al., 2019**).

C. Digestion

Il s'agit d'un type de macération dans lequel une chaleur douce est appliquée pendant le processus d'extraction par macération. La température n'altère pas les principes actifs de la matière végétale, ce qui permet d'utiliser plus efficacement le menstruum (solvant ou mélange de solvants utilisé pour l'extraction). Elle est utilisée lorsque la température modérément élevée ne pose pas de problème et que l'efficacité du solvant du menstruum s'en trouve accrue (**Pandey et Tripathi, 2014**).

Les températures les plus utilisées se situent entre 35 et 40°C, bien qu'elles puissent atteindre 50°C au maximum. La partie de la plante à extraire est placée dans un récipient avec le liquide préchauffé aux températures indiquées, est maintenue pendant une période qui peut varier entre une demi-heure et 24 heures, en agitant régulièrement le récipient. Ce procédé est utilisé pour le matériel végétal ou les parties de plantes qui contiennent des substances peu solubles ou des composés polyphénoliques (**Hussain et al., 2019**).

D. Décoction

Le procédé actuel consiste à faire bouillir le matériel végétal dans de l'eau pour obtenir des extraits de plantes. La chaleur est transférée par convection et conduction, et le choix des solvants déterminera le type de composé extrait du matériel végétal. L'échantillon est bouilli dans un volume d'eau déterminé pendant une durée définie (15 à 60 minutes). Il est ensuite

refroidi, filtré et additionné d'une quantité d'eau suffisante à travers le médicament pour obtenir le volume désiré. Cette méthode convient à l'extraction de composés thermostables (qui ne changent pas avec la température) et hydrosolubles, de matières végétales dures et permet généralement d'obtenir plus de composés oléosolubles que la macération (**Azwanida, 2015**).

E. Lixiviation (élution)

Le terme « lixiviation » (du latin lixivium, « lessive ») désigne le processus d'extraction chimique. Ce procédé est réalisé à l'aide d'un solvant froid ou bouilli, frais et neuf, garantissant des résultats optimaux. Le processus d'extraction des composants utilise l'eau comme solvant (**Azwanida, 2015**).

F. Distillation à la vapeur et hydrodistillation

Les méthodes de distillation à la vapeur et d'hydrodistillation sont généralement utilisées pour extraire les composés volatils, y compris l'huile essentielle, insoluble dans l'eau, de diverses plantes aromatiques et médicinales. Ces méthodes consistent à faire bouillir les matières végétales dans de l'eau pour obtenir des huiles essentielles après condensation de la vapeur. La distillation à la vapeur se produit à une température inférieure au point d'ébullition des ingrédients. Cette méthode est utile pour les composés bioactifs thermosensibles, par exemple les composés aromatiques naturels.

La chaleur entraîne la rupture des pores de l'échantillon et permet ensuite la libération du composé cible à partir d'une matrice. La loi de Raoult stipule qu'en mélangeant deux liquides non miscibles, le point d'ébullition est réduit. Par conséquent, dans le mélange de composés volatils dont le point d'ébullition se situe entre 150 et 300 °C et d'eau dont le point d'ébullition est d'environ 100 °C (à la pression atmosphérique), l'évaporation du mélange se rapprochera de celle de l'eau (**Rassem et al., 2016 ; Omeroglu et al., 2019**).

G. Extraction par Soxhlet

La procédure généralement analytique pour des huiles ou des graisses des produits alimentaires comporte deux étapes : extraction (extraction de Soxhlet avec de l'hexane comme solvant) et analyse (chromatographie en phase gazeuse avec la détection d'ionisation de la flamme ou couplée à la spectrométrie de masse). Alors que la dernière étape est terminée après

30 min à 1 h, l'extraction prend au moins plusieurs heures. Il est souvent fait par le Soxhlet Procédé d'extraction (**Matthieu Virot et al., 2007**).

La technique d'extraction de Soxhlet a été inventée en (1879) par **Franz Von Soxhlet** à l'origine utilisé pour la détermination de la graisse du lait puis elle a été généralisée pour l'extraction en chimie agricole avant de devenir l'outil le plus utilisé pour l'extraction de solide-liquide dans beaucoup de domaines comme l'environnement, les produits alimentaires et également pharmaceutique. De nos jours, l'appareillage de Soxhlet est toujours courant dans les laboratoires et a été la méthode de norme et de référence pour l'extraction de solide liquide dans la plupart des cas. De nombreux travaux ont été réalisés pour améliorer l'extraction Soxhlet. En 1974, Randall a développé une meilleure extraction de Soxhlet dispositif, qui a proposé une extraction en trois étapes, à savoir : l'ébullition, rinçage et l'élimination du solvant.

La méthode de Randall était plus rapide que la méthode classique de Soxhlet parce que l'échantillon à extraire a été immergé dans le solvant chaud. Il induit une amélioration dans le transfert de masse, un plus grand taux de solubilité et de diffusion, et une meilleure cinétique de la désorption et de la solubilisation (**Matthieu Virot et al., 2007**).

I.3.1.2. Techniques innovantes (non conventionnelles)

Des progrès constants ont été réalisés ces dernières années dans le développement des techniques d'extraction, également appelées techniques avancées, dont les plus récentes ont été mises au point.

A. Extraction assistée par micro-ondes (MAE)

Les micro-ondes font partie du spectre électromagnétique de la lumière avec une gamme de 300 mHz à 300 GHz, et les longueurs d'onde de ces ondes vont de 1 cm^{-1} à 1 m^{-1} . Ces ondes sont faites, il s'agit de deux champs oscillants perpendiculaires, utilisés comme vecteurs d'énergie et d'information (**Mandal et al., 2007**).

Dans ce processus d'extraction, l'utilisation de l'énergie des micro-ondes permet un chauffage plus rapide. L'exposition de chaque molécule au champ de micro-ondes a pour effets directs la réduction des gradients thermiques, la génération de volume due à la chaleur, la réduction de la taille de l'équipement, en raison des taux de traitement plus élevés, et donc

l'augmentation de la productivité, grâce à une meilleure utilisation du même volume de traitement de l'équipement (Alupului et al., 2012).

La MAE est une procédure d'extraction par solvant écologique réalisable car elle utilise de l'eau ou de l'alcool à une température élevée et dans des conditions de pression contrôlées (**Figure 9**).

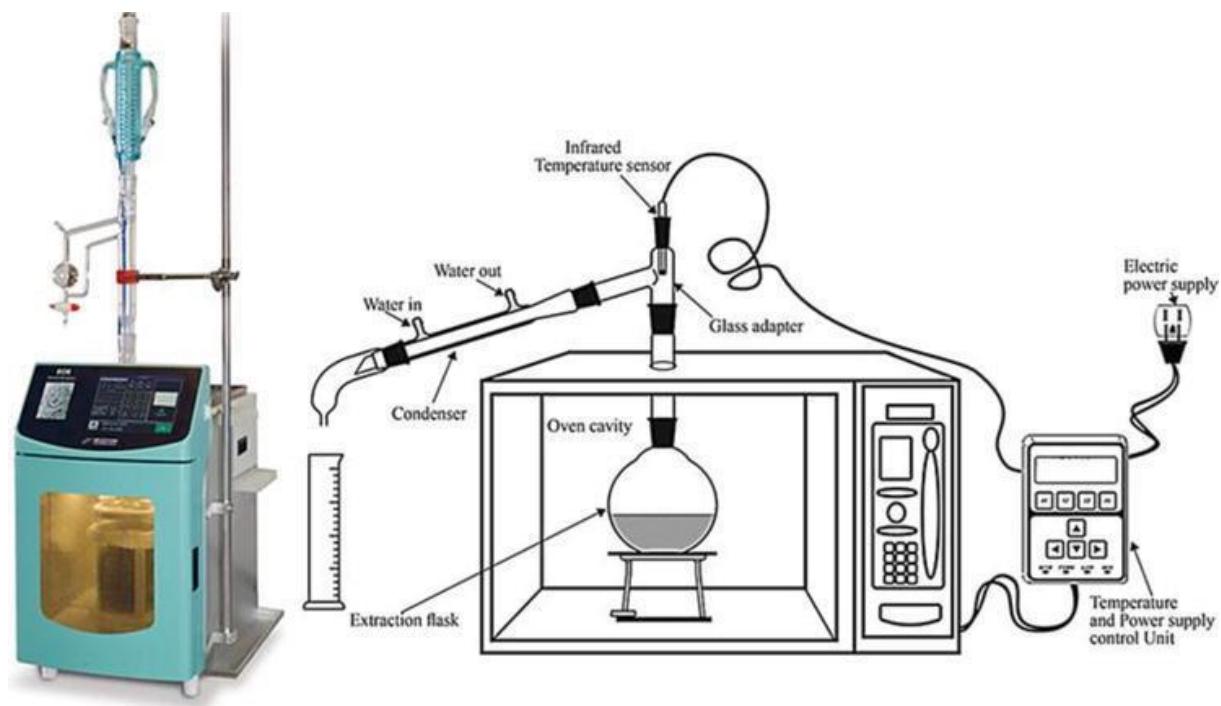


Figure n°9 : Représentation schématique de l'équipement d'extraction assistée par micro-ondes (Castro-López et al., 2016)

B. Extraction assistée par ultrasons (UAE) ou extraction par sonication

Cette méthode d'extraction consiste à utiliser des ultrasons à des fréquences allant de 20 à 2000 kHz, ce qui augmente la perméabilité des parois cellulaires et produit une cavitation. Bien que cela soit utile dans certains cas, son application à grande échelle est limitée en raison de son coût élevé. L'inconvénient le plus notable de la procédure est l'effet délétère occasionnel mais connu de l'énergie des ultrasons sur les composants actifs des plantes médicinales par la formation de radicaux libres et, par conséquent, des changements indésirables sur les molécules de médicaments (Handa, 2006). La représentation schématique de l'équipement est donnée ci-dessous (**Figure 10**).

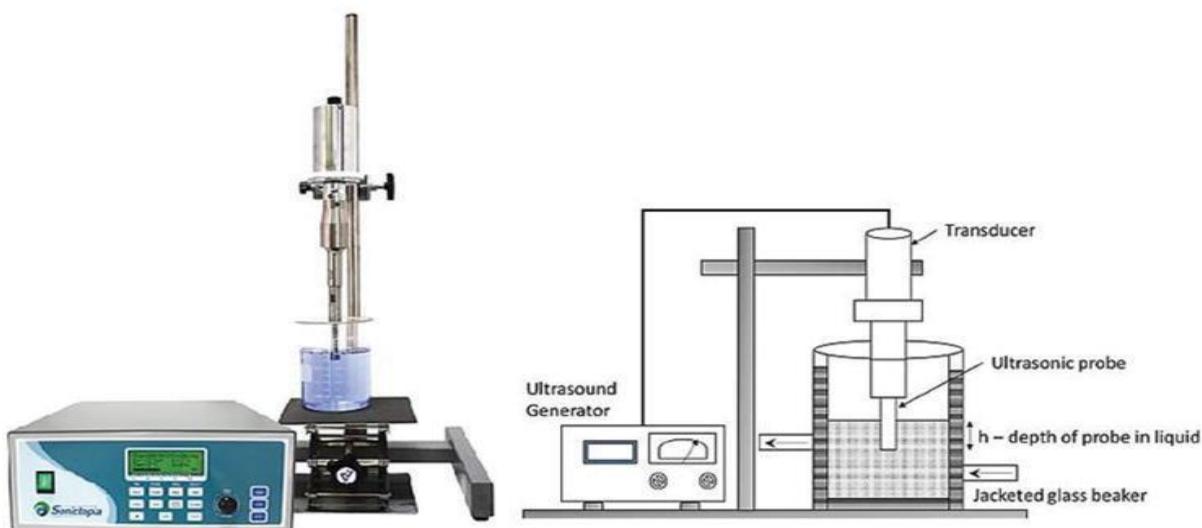


Figure n°10 : Représentation schématique d'un équipement d'extraction assistée par ultrasons
(Castro-López et al., 2016)

I.3.2. Isolement et purification des produits naturels

Les composés bioactifs présents dans les plantes peuvent être classés selon différents critères ; il peut s'agir de leur fonction clinique, de leurs effets pharmacologiques ou toxicologiques et de ce qui est pertinent pour le clinicien, le pharmacien ou le toxicologue. Il peut s'agir d'une catégorisation botanique basée sur les familles et les genres des plantes produisant les composés bioactifs. Il pourrait être utile de les classer en fonction des voies biochimiques et des classes chimiques. Les principaux groupes chimiques de composés bioactifs dans les plantes sont les flavonoïdes, les glycosides, les tanins, les résines, les lignanes et les alcaloïdes (**Ramawat et al., 2009**).

I.3.3. Instrumentation et outils pour les études métabolomiques

L'étape finale de l'extraction des produits naturels consiste à identifier, sans équivoque, la molécule responsable d'un effet pharmacologique donné. Il est possible de déterminer la composition chimique grâce à des techniques avancées. Les plateformes métabolomiques se divisent fondamentalement en quelques techniques multiples : (HPLC), (HS-SPME), (RMN), (GC-MS), (LC-MS), (ICP-OES), qui sont les outils les plus souvent utilisés pour examiner la constitution moléculaire d'un échantillon. Ces instruments analytiques ont été conçus pour fournir des données rapides, détaillées, notables, quantitatives et reproductibles. Il est important de noter que chaque instrument présente des avantages. Ces instruments ont également leurs

limites et aucun instrument ou méthode n'est capable de repérer tous les métabolites présents dans l'échantillon. C'est pourquoi des efforts ont également été déployés pour combiner ces différents instruments (LC- RMN-MS) afin d'obtenir un profilage idéal des métabolites et de progresser dans l'élucidation des structures (**Liu et Locasale, 2017**).

I.3.3.1. Analyse GC-MS

La spectrométrie de masse par chromatographie en phase gazeuse (GC-MS) est un outil instrumental qui sépare un mélange de métabolites (composante GC) et identifie les métabolites séparés au niveau moléculaire (composante MS).

L'analyse GC-MS commence par la volatilisation de l'échantillon dans le chromatographe en phase gazeuse. Par conséquent, cette volatilisation entraîne la vaporisation de l'échantillon analysé (phase gazeuse), suivie de la séparation de ses différents composants à travers une colonne capillaire remplie d'une phase stationnaire (solide) (**Rifai et al., 2018**).

L'échantillon est poussé par un gaz porteur inactif comme l'argon, l'hélium ou l'azote, les segments résultants seront ionisés par des électrons ou d'autres sources d'ionisation chimique dans le spectromètre de masse et accélérés à travers l'analyseur de masse de l'instrument. À ce stade, les ions sont séparés en fonction de leur rapport masse/charge (m/z). La détection et l'analyse des ions, ainsi que les spectres de métabolites représentés par les pics en fonction de la distribution de leurs rapports m/z, constituent l'étape finale de cette analyse. Dans les spectres de masse finaux, la quantité du métabolite analysé est représentée par la hauteur des pics, et l'apparition de plusieurs pics différents signifie que l'échantillon utilisé est un échantillon complexe (**Garcia et Barbas, 2011 ; Gilbert et al., 2013**).

La GC-MS est largement utilisée pour l'analyse chimique, et en particulier pour la découverte de médicaments. L'association de la MS et de la CG-MS peut être appliquée à la fois en mode de balayage complet de la MS ou en mode de surveillance d'ions sélectionnés (SIM), soit pour couvrir une large gamme de rapports m/z, soit pour recueillir des données pour des masses spécifiques d'intérêt, respectivement. Cette méthode permet d'obtenir un isolement chromatographique à haut rendement et d'excellentes limites de quantification, et nécessite l'utilisation de bibliothèques de spectres de masse assistées par ordinateur pour la détection des métabolites (**Rodrigues et al., 2017**).

I.3.3.2. Spectroscopie IR à transformée de FOURIER

Le spectromètre infrarouge permet de mesurer les absorbances d'énergie des liaisons chimiques et les composants présents dans les produits analysés et de les corréler à leurs concentrations, puisque l'intensité de l'absorption est directement proportionnelle à la concentration de la molécule considérée. La longueur d'onde d'absorption va dépendre de la liaison elle-même. Mais aussi de l'environnement moléculaire dans lequel elle se trouve. Ainsi, une molécule donnée va présenter plusieurs longueurs d'onde d'absorption caractéristiques dans le spectre infrarouge.

La spectrométrie infrarouge est une technique couramment utilisée dans les laboratoires d'analyses pour la caractérisation physico-chimique de matériaux organiques.

Cette technique permet de reconstituer la nature chimique d'un produit par identification de certaines bandes d'absorption présentes sur un spectre ; chaque bande d'absorption correspond à un mode de vibration d'une liaison chimique entre deux atomes, et si une liaison chimique est caractéristique d'un constituant, elle peut être considérée comme un traceur de celui-ci. En pratique, les interprétations s'appuient essentiellement sur des bibliothèques de spectres qui sont particulièrement bien fournis et actualisées dans le domaine des produits organiques. Mais dès qu'il s'agit d'élucider la structure d'une espèce minérale (**Baron, 1968**).

I.4. Les activités biologiques

La bioactivité est la capacité d'un composé ou d'une série de composés à harmoniser les fonctions biochimiques et physiologiques de la matière vivante. Dans le domaine des produits naturels, la réponse biologique de ces mélanges multi composés peut être attribuée à un ensemble de composés en même temps, avec différents mécanismes d'action ou avec des effets synergiques et/ou antagonistes (**Segneanu et al., 2017**). Ainsi, la complexité du mélange de plusieurs composés dans les extraits de plantes constitue un défi de taille pour l'évaluation des composés bioactifs. Le profilage de la bioactivité d'un mélange de composés vise à évaluer la sélectivité des constituants bioactifs dans le cadre d'approches basées sur les cibles.

Il est généralement orienté vers la recherche de bioactivités pour une cible particulière, le plus souvent une cible médicamenteuse, et il est couramment utilisé dans différents programmes de criblage qui visent à identifier les fonctionnalités chimiques des composés ainsi

qu'à évaluer la possibilité de les isoler à partir de différentes sources d'échantillons (**Torras-Claveria et al., 2010**).

Le criblage par essai biologique est le moyen de mettre en évidence le composé le plus actif dans l'extrait complexe obtenu à partir de ces plantes médicinales, dans le but de rechercher de nouveaux médicaments candidats pour surmonter les problèmes de santé (**Salehi et al., 2019**).

I.4.1. Activité antioxydante des composés phénoliques

Aujourd'hui, la recherche se concentre sur l'extraction d'antioxydants naturels qui seraient moins toxiques et plus efficaces que les antioxydants synthétiques généralement utilisés pour lutter contre le « stress oxydant », dont l'effet est a priori important.

À cet égard, les flavonoïdes et autres polyphénols ont attiré l'attention en raison de leur non-toxicité et de leur potentiel de mise en œuvre dans les régimes alimentaires chez l'homme (**Belščak-Cvitanović et al., 2018**). Les polyphénols naturellement présents dans les aliments ou formés au cours des processus, sont considérés comme des éliminateurs de radicaux libres. Les propriétés antioxydantes des polyphénols varient en fonction de leur structure chimique. Les positions et les degrés d'hydroxylation jouent un rôle important dans l'activité antioxydante des polyphénols (**Shahidi, 2003**).

I.4.1.1. Méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante

De nombreuses méthodes *in vitro* et *in vivo* peuvent être utilisées pour évaluer le pouvoir antioxydant et anti radicalaire. Ces techniques sont différentes par les réactifs utilisés, les conditions d'application, leurs protocoles ainsi que le mécanisme d'action par lequel l'extrait testé se manifestent dans le milieu. Parmi les tests simples les plus fréquemment utilisé pour l'évaluation de l'activité antioxydante *in vitro* par le biais d'une méthode spectrophotométrique, nous citons :

A. Activité anti-radicalaire au DPPH

C'est l'une des plus anciennes méthodes de mesure de l'activité antioxydants d'un échantillon qui a été développée par **Blois (1958)** en employant un radicale libre stable 1,1 - diphenyle - 2 – picrylhydrazyle. Le test DPPH est basé sur la théorie selon laquelle le donneur

d'hydrogène est un antioxydant. Le radical DPPH[·], de coloration violette et qui présente une bande d'absorption caractéristique à 517 nm, accepte l'hydrogène libéré par l'antioxydant pour former le DPPH. L'effet de l'antioxydant est proportionnel à la disparition du radical DPPH[·] et à la décoloration de la solution du violet au jaune (**Figure 11**). L'activité antiradicalaire s'exprime par le pourcentage d'inhibition (PI) de l'absorbance à 517 nm (**Moon et Shibamoto, 2009**).

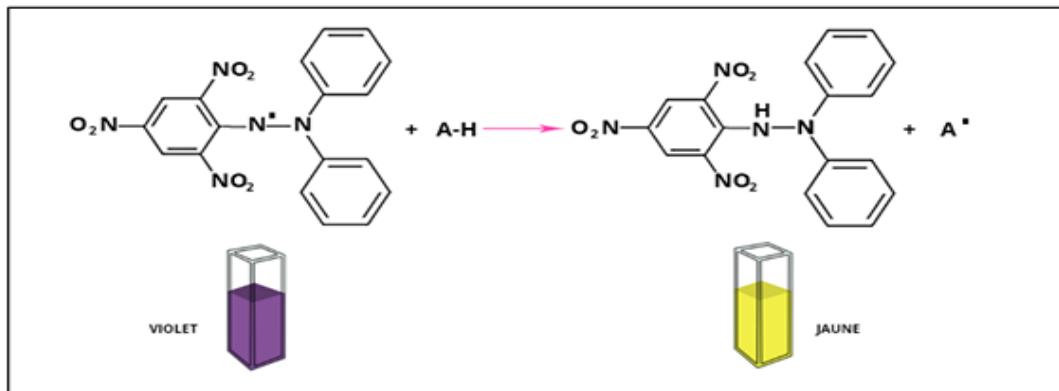


Figure n°11 : Réduction de DPPH par un antioxydant (**Agbor, 2014**)

B. Activité du piégeage du cation radical ABTS^{·+}

L'ABTS incolore est d'abord oxydé avec du persulfate de potassium (K₂S₂O₈) pour former le radical cationique ABTS^{·+} de coloration bleu – vert. L'ajout d'antioxydant réduit le radical ABTS^{·+} en ABTS[·] (**Figure 12**). L'activité antioxydante est déterminée par la couleur de la solution et exprimée en pourcentage d'inhibition (PI) de l'absorbance à 734 nm, la longueur d'onde à laquelle le radical ABTS[·] présente une bande d'absorption caractéristique (**Osman et al., 2006 ; Moon et Shibamoto, 2009**).

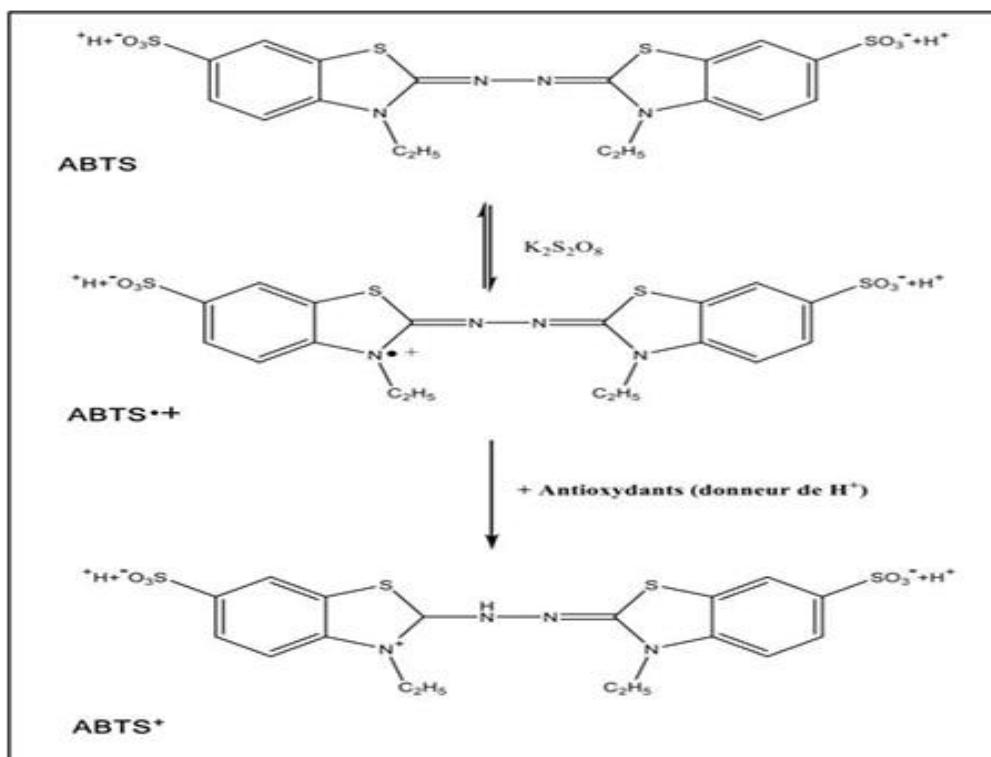


Figure n°12 : Formation et piégeage du radical ABTS⁺ par un antioxydant (Miller et al., 1996)

C. Méthode du CUPRAC

La méthode CUPRAC (Cupric ion reducing antioxidant capacity) est basée sur le suivie de la diminution de l'absorbance accrue du complexe Néocuproéne (NC), cuivre (Cu^{+2}) $\text{Nc}_2\text{-Cu}^{+2}$. En effet, en présence d'un agent antioxydant, le complexe cuivre-neocuproéne est réduit et cette réaction est quantifiée spectrophotométriquement à une longueur d'onde de 450 nm. Le principe de ce test se base sur la conversion des hydroxyles phénoliques en quinones à travers la réduction du complexe $\text{Cu}^{+2}\text{-Nc}$, produisant ainsi un complexe chromogène de $\text{Cu}^{+2}\text{-Nc}$ (Figure 13) qui absorbe à 450 nm (Apak et al., 2004).

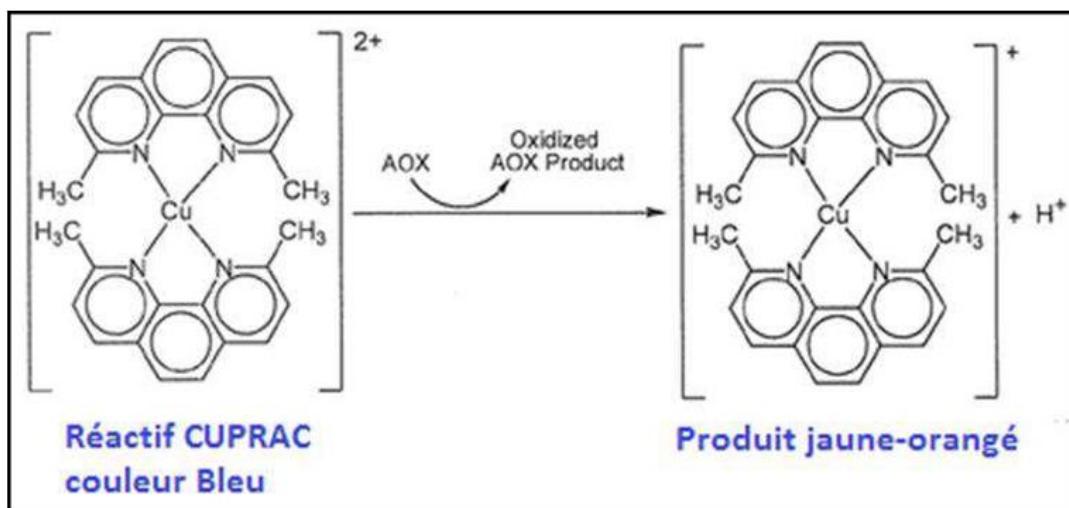


Figure n°13 : Réduction du complexe chromogène de Cu⁺²-Nc (**Özyürek et al., 2011**)

I.4.2. Activité anti-inflammatoire

L'inflammation et ses pathologies associées constituent de plus en plus un problème majeur de santé tant par la majorité de personnes qui en souffrent qu'aussi par les différentes formes sous lesquelles elles se manifestent. Leur traitement est souvent basé sur l'apport des anti inflammatoires, non stéroïdiens (AINS) et des glucocorticoïdes (AIS : anti-inflammatoires stéroïdiens).

Ces molécules présentent des effets secondaires néfastes à l'organisme surtout en cas d'utilisation à longue durée, particulièrement dans le traitement des inflammations chroniques (**Chiolero et al., 2000**). La prise des anti-inflammatoires présente souvent des risques gastrointestinaux (ulcère gastroduodénal, perforation, sténose), des risques rénaux tels que l'insuffisance rénale aiguë et parfois des complications cardiaques (**Soubrier et al., 2013**).

I.4.3. Activités inhibitrices des enzymes (Activité anti-cholinestérasique (anti-Alzheimer))

La maladie d'Alzheimer est la forme de démence qui affecte plus de 35 millions de personnes dans le monde, et ce nombre est estimé pour atteindre 65,7 millions d'ici 2030 (**Singhal et al., 2012**). Dans la Maladie d'Alzheimer, les cellules nerveuses se détériorent progressivement, surtout celles produisant de l'acétylcholine, substance importante pour la

mémoire. On a montré qu'il existe une baisse de la concentration d'acétylcholine dans le cerveau de patients atteints de maladie d'Alzheimer.

Les anticholinestérasiques diminuent l'activité de l'acétylcholinestérase, enzyme détruisant l'acétylcholine. Leur action favorise donc l'élévation de la concentration d'acétylcholine dans le cerveau. L'activité Acetylcholinesterase et butyrylcholinesterase est déterminée par la méthode d'Ellman (**Figure 14**) (Ellman et al., 1961).

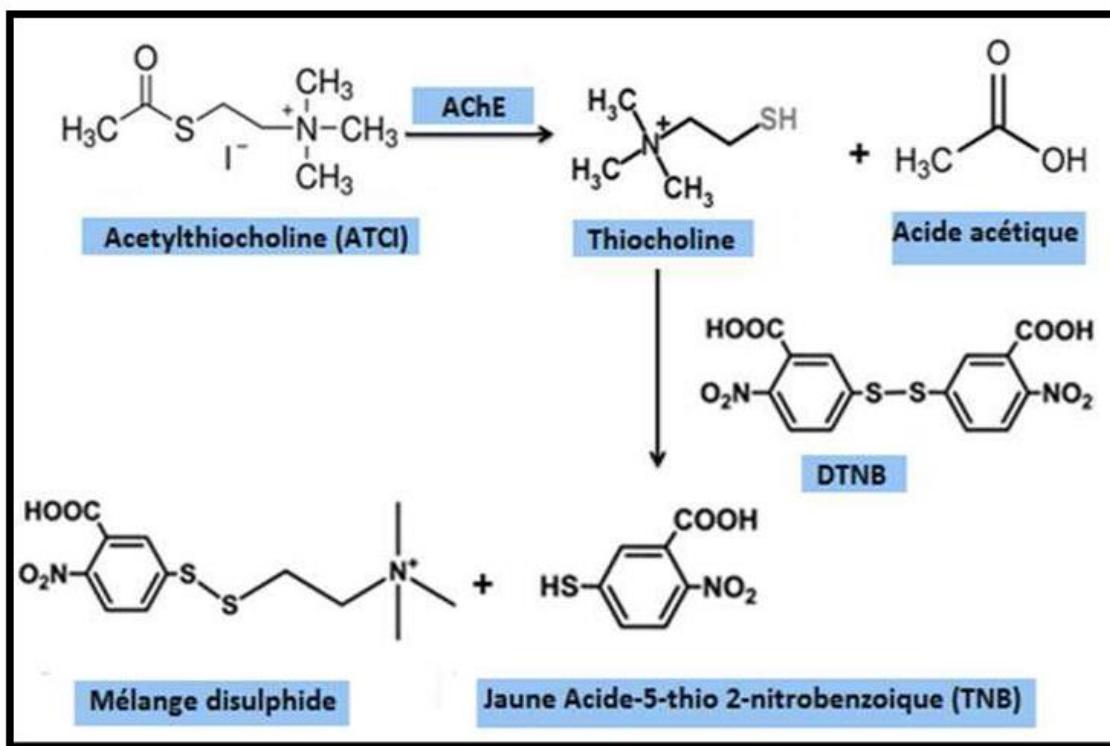


Figure n°14 : Mécanisme chimique de la méthode d'Ellman's (Ali-Shtayeh et al., 2014)

I.4.4. Activité antimicrobienne

Le mécanisme de l'effet antimicrobien est sans doute très complexe, et peut impliquer de multiples modes d'actions tels que l'inhibition des enzymes extracellulaires microbien, la séquestration de substrat nécessaire à la croissance microbien ou la chélation de métaux tels que le fer, l'inhibition du métabolisme microbien (Milane, 2004), la dégradation de la paroi cellulaire, la perturbation de la membrane cytoplasmique (ce qui cause une fuite des composants cellulaires), l'influence sur la synthèse de l'ADN et de l'ARN , des protéines et des lipides. Ces mécanismes ne sont pas des cibles séparées, certains peuvent être la conséquence d'un autre

mécanisme. Le mode d'action des agents antimicrobiens dépend également du type de micro-organismes et de l'arrangement de la membrane externe (**Pieboji, 2007 ; Zhang et al., 2009**).

Les infections microbiennes sont causées par différents micro-organismes et sont responsables des maladies les plus mortelles et des épidémies les plus fréquentes dans le monde. La thérapie anti-infectieuse repose principalement sur l'utilisation d'antibiotiques qui inhibent sélectivement certaines voies métaboliques des microbes (bactéries, champignons, protozoaires) à de très faibles doses, généralement sans effets toxiques pour les organismes supérieurs. Au sens strict, les antibiotiques sont des produits élaborés par des micro-organismes (moisissures : Penicillium et Aspergillus ou bactéries : genres Streptomyces et Bacillus), mais ils comprennent généralement des dérivés semi-synthétiques et entièrement synthétiques (**Nauciel, 2000**).

L'activité des antimicrobiens in vitro est déterminée par leur concentration ; ils peuvent provoquer leur destruction (effet microbiocide) ou empêcher leur multiplication (effet microbiostatique) en agissant à une ou plusieurs étapes métaboliques essentielles à la vie de la bactérie. Chacun des antibiotiques a son propre spectre d'action : certains à spectre restreint ne sont efficaces que contre un groupe limité de micro-organismes, d'autres ne s'attaquent qu'aux bactéries gram-négatives, d'autres encore aux bactéries gram-négatives uniquement.

Chapitre II

*Description des plantes
étudiées*

Dans cette partie, nous allons parler sur le matérielles végétale utilisé dans notre travail. La nomenclature retenue suit celle de l'index synonymique de la flore de l'Afrique du nord (**Dobignard et Chatelin, 2010**) et sa version en ligne (**APD, 2025**) confirmé et/ou modifier par la base de données (**POWO, 2025**) du jardin botanique de KEW.

II.1. L'arbousier : *Arbutus unedo* L.

L'arbousier, est une plante médicinale largement utilisée dans la médecine traditionnelle pour ses propriétés thérapeutiques. Les composés phénoliques et les flavonoïdes présents dans cette plante contribuent à ses effets bénéfiques, notamment ses propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires (**Silva et al., 2005**). Les extraits de feuilles et de fruits de l'arbousier ont montré des activités biologiques significatives, incluant la réduction du stress oxydatif et la modulation des réponses immunitaires (**Hakkim et al., 2007**).

L'arbousier est un arbuste à feuilles persistantes, appartenant à la famille des *Ericaceae*. Il peut atteindre une hauteur de 5 à 10 mètres, et ses fruits, appelés arbouses, sont comestibles. Les feuilles de cette plante sont grandes, ovales-lancéolées, dentées en scie, pétiolées, coriaces, glabres et luisantes vertes et brillantes, tandis que les fleurs blanchâtres, vertes au sommet, en grappes rameuses courtes et larges en forme de cloche (**Figure 15**) (**Curtis et al., 1983**).

La période de floraison et de fructification s'étend de la saison automnale à la saison hivernale, plus précisément entre les mois d'Octobre et de Janvier.

II.1.1. Taxonomie Botanique

En termes de taxonomie botanique, *A. unedo* L. appartient à la famille des *Ericaceae*, et plus précisément à la sous-famille des *Arbutoideae*. Cette espèce, connue communément sous le nom d'arbousier, Arbre à fraises, Lendj, Sansou, a conservé son classement dans le genre *Arbutus* depuis sa description initiale par Linné. Contrairement à d'autres groupes ayant fait l'objet de révisions taxonomiques importantes, la position systématique de *A. unedo* L., est restée relativement stable, en raison de caractéristiques morphologiques et moléculaires qui confirment sa place au sein de l'ordre des *Ericales* (**Kron et al., 2002**). Des analyses phylogénétiques basées sur des séquences d'ADN nucléaire et chloroplastique ont en effet soutenu la monophylie du genre *Arbutus* et sa proximité avec d'autres membres de la sous-famille *Arbutoideae* (**Hileman et al., 2001 ; Anderberg et Rydin, 2009**).

L'arbousier est classifié comme suit :

- **Règne** : Plantae
- **Sous-règne** : Tracheobionta
- **Division** : Magnoliophyta
- **Classe** : Magnoliopsida
- **Sous-classe** : Dilleniidae
- **Ordre** : Ericales
- **Famille** : *Ericaceae*
- **Sous-famille** : *Arbutoideae*
- **Genre** : *Arbutus*
- **Espèce** : *Arbutus unedo* L.



Feuilles



Fleurs



Fruit

Figure n°15 : Les différentes parties de l'arbousier (cliché Nouar, 2023)

II.1.2. Répartition géographique

II.1.2.1. Répartition mondiale

A. unedo est présente dans tout le bassin méditerranéen (**Figure 16**), incluant notamment : l'Albanie, l'Algérie, les Baléares, la Bulgarie, la Corse, Chypre, les îles de la mer Égée orientale, la France, la Grèce, l'Italie, Kriti, le Liban-Syrie, le Maroc, le nord-ouest de la péninsule balkanique, le Portugal, la Sicile, l'Espagne, la Tunisie et la Turquie (**Powo, 2024**).

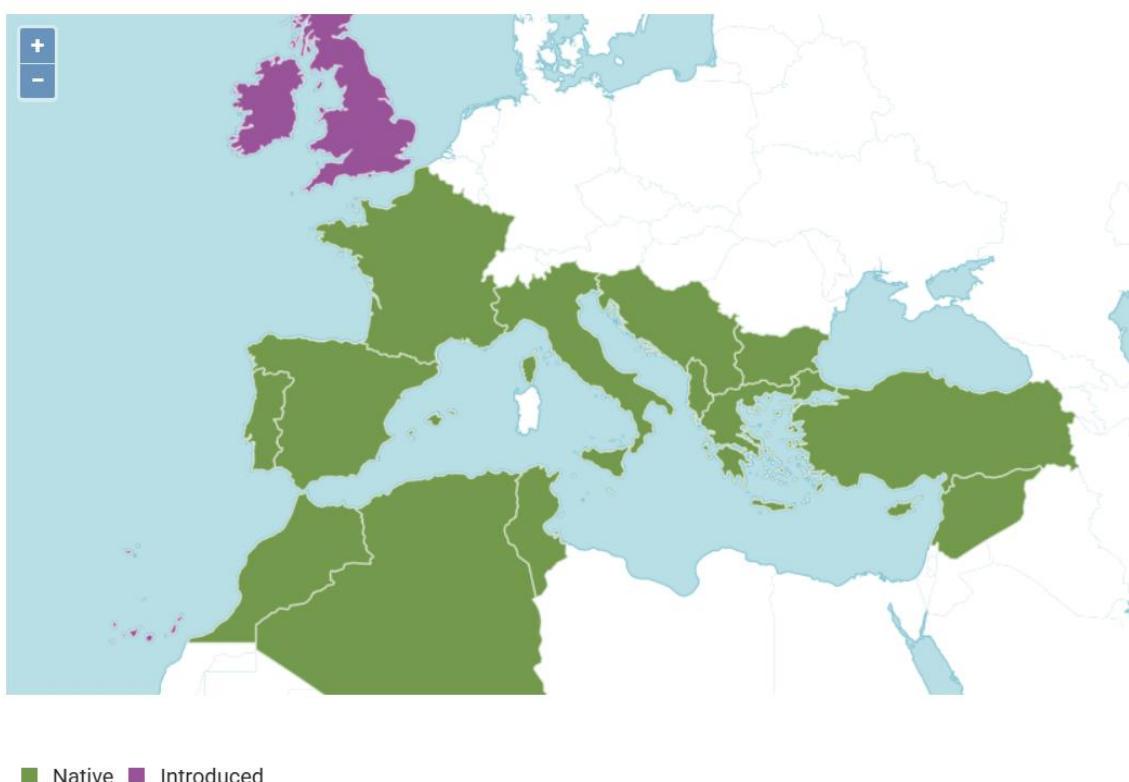


Figure n°16 : Répartition mondiale d'*A. unedo* (**Powo, 2024**)

II.1.2.2. Répartition en Algérie

En Algérie, l'arbousier est principalement trouvé dans les régions montagneuses et méditerranéennes (**Davis, 1965**). On le rencontre fréquemment dans les zones montagneuses de l'Atlas tellien (**Boudy, 1952**), elle est très répandue en Kabylie et sur les pentes rocheuses des Aurès.

En raison de sa tolérance à la sécheresse et sa capacité de régénération particulièrement après un incendie. Cette plante pousse naturellement dans les forêts claires, les maquis, préférant les sols bien drainés et les expositions ensoleillées (**Santo et al., 2012**).

II.1.3. Composition phytochimique

Le goût aigre-doux de ces fruits peut être expliqué par la forte teneur en sucre (42%) additionnée d'une teneur relativement importante en acide (8,62%) (**Tableau 2**). D'autre part, le goût astringent du fruit immature peut s'expliquer par la forte teneur en tanins, qui au cours de la maturité (**Tableau 3**), au même titre que les phénols totaux, diminuent fortement (**Alarcão-E-Silva et al., 2001**).

Tableau n°2 : Paramètres physicochimiques du fruit aux trois stades de maturation

Paramètres	Stades de maturation		
	FV	FJ	FR
Humidité (%)	66,93 ± 0,83 ^(a)	64,33 ± 2,38 ^(a)	59,73 ± 1,20 ^(b)
Matière sèche (%)	33,06 ± 0,83 ^(a)	35,66 ± 2,38 ^(a)	40,26 ± 1,20 ^(b)
Matière organique (%)	99,73 ± 0,07 ^(a)	99,26 ± 0,30 ^(a)	98,46 ± 0,23 ^(b)
Teneur en cendre (%)	0,26 ± 0,01 ^(a)	0,73 ± 0,30 ^(a)	1,53 ± 0,23 ^(b)
Acidité titrable (%)	0,5 ± 0,01 ^(a)	0,62 ± 0,00 ^(b)	0,74 ± 0,02 ^(c)
pH	3,77±0,01 ^(c)	3,35 ± 0,005 ^(b)	3,29 ±0,005 ^(a)
SST (°Brix)	19,10 ± 0,02 ^(a)	21,83 ± 0,35 ^(b)	27,00 ± 1,80 ^(c)
Vitamine C (mg / 100 g)	550± 0,06 ^(c)	420± 0,02 ^(b)	290± 0,02 ^(a)
Azote total (%)	0,84 ± 0,04 ^(a)	0,98 ± 0,01 ^(b)	1,04 ±0,00 ^(c)
Protéines brutes (g/100 g)	5,25 ± 0,1 ^(a)	6,12 ± 0,06 ^(b)	6,51 ± 0,19 ^(c)
Lipides (%)	0,2 ±0,07 ^(a)	1,9 ±0,35 ^(c)	1,2 ±0,08 ^(b)
Sucres totaux (g /100g)	16,62 ± 0,92 ^(a)	17,47 ± 1,15 ^(a)	20,14 ± 0,28 ^(b)
Pectines (%)	0,16 ± 0,01 ^(b)	0,15 ± 0,01 ^(a,b)	0,13 ± 0,03 ^(a)
Fibres totales (%)	12,04 ±0,5 ^(c)	8,00 ± 0,23 ^(b)	4,41 ±0,11 ^(a)

a, b, c : groupes hétérogènes par test HSD

FV : fruit vert ; FJ : fruit jaune ; FR : fruit rouge

Tableau n°3 : Evolution du rendement d'extraction et teneur en polyphénols totaux durant la maturation (**Boussaa et al., 2021**)

	Stades de maturation		
	FV	FJ	FR
Rendement d'extraction (%)	38,38 ± 1,34 ^(b)	50,13 ± 0,84 ^(a)	49,06 ± 2,12 ^(a)
Phénol totaux (mg EAG /gE)	10,18 ± 0,56 ^(c)	36,04 ± 0,56 ^(b)	72,93 ± 0,36 ^(a)
Flavonoïdes (mg EQ/ gE)	8,78 ± 0,83 ^(c)	23,01 ± 3,15 ^(b)	29,12 ± 0,69 ^(a)
Tanins condensés (mg EC/ gE)	17,77 ± 1,17 ^(a)	14,33 ± 0,33 ^(b)	11,88 ± 1,26 ^(b)

a, b, c : groupes hétérogènes par test HSD

A. unedo possède des métabolites secondaires, par opposition aux métabolites primaires constitués de protéines glucides et lipides. Ces composées secondaires appartiennent à des groupes chimiques variés (**Tableau 4**). Les analyses phytochimiques faites par plusieurs auteurs (Ait Youcef, 2006 ; Males et al., 2006 ; Ali-Delille, 2013 ; Migel et al., 2014 ; Doukani et Tabak, 2015) montrent que la composition chimique des différentes parties d'Arbousier est très variée.

Tableau n°4 : Composition chimique des différentes parties d'*A. unedo* L.

Partie de la plante	Composés phénoliques	Sucres	Autre
Feuille	<ul style="list-style-type: none"> • Flavonoïdes • Tannins • Quercitine • Catéchine • Arbutin • Arbutoflavonol A • Arbutuflavonol B 	<ul style="list-style-type: none"> • Arbutoside • Unédoside 	<ul style="list-style-type: none"> • Acide arsuline • L'hydroquinone libre
Fruit	<ul style="list-style-type: none"> • Les dérivés de galloyl • Tannins • Flavonols • Anthocyanes 	<ul style="list-style-type: none"> • Sucre totaux • Fructose • Glucose • Saccharose • Maltose 	<ul style="list-style-type: none"> • Eau • Fibres alimentaires • Composés solides • Acides organiques • Protéines • Niacine • Acide ascorbique • β-carotène • Potassium K⁺.
Racine	<ul style="list-style-type: none"> • Anthocyanes • Flavonoïdes • Flavonols • Arbutin 		<ul style="list-style-type: none"> • Composés mutagènes

II.2. Le Pistachier lentisque : *Pistacia lentiscus* L.

Le Pistachier lentisque est un arbuste à feuilles persistantes appartenant à la famille des *Anacardiaceae*. Il peut atteindre une hauteur de 2 à 6 mètres.

Les feuilles composées paripennées, ayant un nombre pair de folioles, à 4-10 elliptique, coriaces, luisantes en dessus, Les fruits de cette plante sont de petites drupes rougeâtres qui deviennent noirs à maturité (**Figure 17**).

La résine de *P. lentiscus*, connue sous le nom de "mastic" ou "ladanum" à odeur résineuse forte et désagréable, est utilisée en médecine traditionnelle pour ses propriétés thérapeutiques pour traiter des affections buccales et des troubles gastro-intestinaux. Des études modernes ont confirmé l'efficacité de la résine de mastic en tant qu'agent antimicrobien et anticancéreux, ce qui renforce son utilisation (**Moussally et al., 2009**).

La période de floraison s'étend d'Avril à Mai. La période de fructification s'étend de la fin du mois d'Octobre au mois de Novembre.

II.2.1. Taxonomie Botanique

En termes de taxonomie botanique, *P. lentiscus* L., communément appelé lentisque, appartient à la famille des *Anacardiaceae*, qui comprend également des espèces bien connues comme le pistachier (*Pistacia vera*). Cette espèce est classée dans le genre *Pistacia*, un groupe bien défini au sein de cette famille. Des études phylogénétiques basées sur des données moléculaires ont confirmé la monophylie du genre *Pistacia* et la position stable de *P. lentiscus* en tant qu'espèce distincte, notamment grâce à ses caractéristiques génétiques et morphologiques uniques (**Zohary, 1952 ; Al-Saghir et Porter, 2003**). Malgré une large distribution dans les régions méditerranéennes, *P. lentiscus* ne montre pas de variation taxonomique significative qui justifierait une révision de son statut spécifique à ce jour.

P. lentiscus L. est classifiée comme suit :

- **Règne :** Plantae
- **Sous-règne :** Tracheobionta
- **Division :** Magnoliophyta
- **Classe :** Magnoliopsida
- **Sous-classe :** Rosidae
- **Ordre :** Sapindales
- **Famille :** Anacardiaceae
- **Genre :** Pistacia
- **Espèce :** Pistacia lentiscus L.

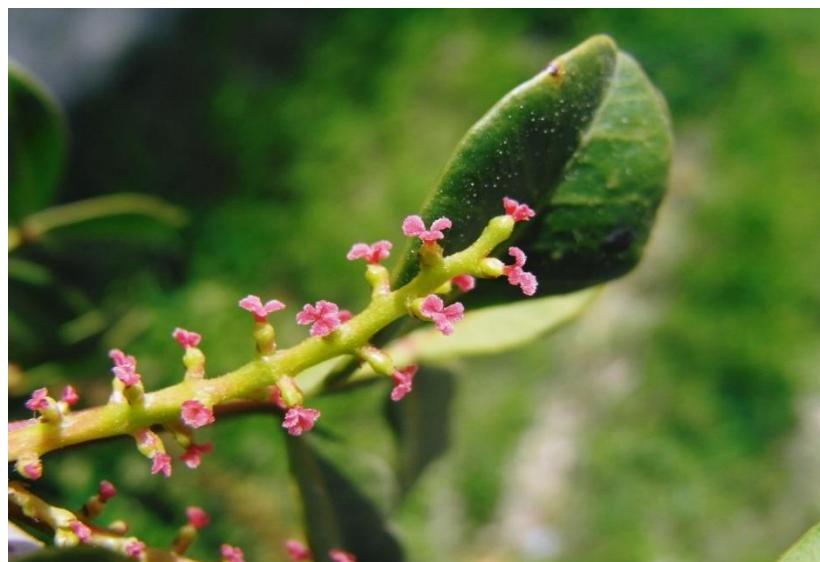


Figure n°17 : Fruit, feuilles et Fleurs de *P. lentiscus* L. (cliché Nouar, 2023)

II.2.2. Répartition géographique

II.2.2.1. Répartition mondiale

P. lentiscus est présente dans un large éventail de régions méditerranéennes et avoisinantes (**Figure 18**), incluant notamment : Ibanie, Algérie, Baléares, îles Canaries, Corse, Chypre, îles de la mer Égée orientale, Égypte, France, Grèce, Italie, Kriti, Liban-Syrie, Libye, Maroc, Nord-Ouest de la péninsule balkanique, Palestine, Portugal, Sardaigne, Espagne, Tunisie, Turquie, Balkans, Sicile (**Powo, 2024**).



Figure n°18 : Répartition mondiale de *P. lentiscus* L. (Powo, 2024)

II.2.2.2. Répartition en Algérie

P. lentiscus L. trouve un habitat idéal dans diverses régions de l'Algérie.

1- Régions Côtieres : est largement répandu le long des côtes algériennes. Il est particulièrement présent dans les maquis méditerranéens, où il constitue une partie importante de la végétation. Les zones côtières bénéficient d'un climat tempéré avec des précipitations modérées, favorables à la croissance de cette plante. En allant plus à l'intérieur des terres, est également trouvé dans les régions de steppe méditerranéennes. Ces régions, bien que plus sèches, offrent un environnement propice à la croissance de cette plante grâce à sa capacité d'adaptation à des conditions semi-arides.

2- Les Zones Montagneuses : Les montagnes de la Kabylie, de l'Atlas tellien, et des Aurès sont également des habitats naturels de *P. lentiscus*. Ces zones sont caractérisées par leurs sols rocaillieux et bien drainés, ainsi que par des expositions ensoleillées, ce qui convient parfaitement à cette espèce (Kerouche, 2020).

3- Forêts Claires et Maquis : La plante est couramment trouvée dans les forêts claires et les maquis, où elle croît souvent en association avec d'autres plantes méditerranéennes telles que

le chêne kermès, Genévrier oxycèdre, le myrte, Pin d'alep, Phillyrea, chêne vert, Pistachier térébinthe.

4- Autres Régions : En plus de ses principaux habitats, on trouve également *P. lentiscus* L. dans des zones plus diversifiées en termes de types de sol et de climat, en raison de sa forte vigueur et de sa capacité de propagation et repousse après coupe ou incendie. La diversité de ces habitats reflète bien l'adaptabilité à différents environnements d'Algérie.

II.2.3. Les caractéristiques de pistachier lentisque

Depuis l'antiquité, le pistachier lentisque joue un rôle clé dans la médecine traditionnelle en raison de ses nombreux composés actifs. Cette plante est particulièrement riche en terpénoïdes, qui sont connus pour leurs propriétés anti-inflammatoires et antimicrobiennes, rendant le pistachier lentisque précieux dans le traitement de diverses infections et inflammations (**Bouaziz et al., 2005**).

Le mastique et les feuilles sont les parties du pistachier les plus exploitées pour le traitement de certaines maladies telles que la bronchite, la jaunisse, maux de tête, les ballonnements, l'eczéma, les infections pulmonaires, l'asthme, les maux d'estomac et la diarrhée (**Duru et al., 2003 ; Landau et al., 2014**). Le mastique est largement utilisé dans la médecine dentaire, soigner les maux dentaires avec un simple bain de bouche en faisant une infusion de feuilles, se débarrasser ainsi de la mauvaise haleine en mâchant le mastique qui s'applique aussi sur les dents mortes pour qu'ils tombent facilement (**Guarrera et al., 2005 ; Pachi et al., 2020**).

Cela parle bien de l'importance de cette plante dans la médecine traditionnelle et dans les écosystèmes locaux, En outre, les composés phénoliques présents dans cette plante lui confèrent des propriétés antioxydantes significatives, protégeant les cellules contre les dommages oxydatifs et le vieillissement prématué. Les flavonoïdes, quant à eux, possèdent des effets bénéfiques sur le système cardiovasculaire et peuvent aider à réduire les risques de maladies cardiaques en améliorant la fonction vasculaire et en réduisant l'oxydation des lipoprotéines (**Kerouche, 2020**).

Des études ont démontré que les extraits de feuilles et de résine de *P. lentiscus* L. possédaient des activités biologiques significatives, incluant des capacités de réduire le stress oxydatif et d'inhiber la croissance de certains agents pathogènes (**Giner-Lluesma et al., 2016**).

II.2.4. Les composants chimiques de l'huile essentielle

Le travail de **Castola et al. (2000)** effectué sur 105 échantillons d'huiles essentielles des feuilles de *P. lentiscus*, révèle la présence des constituants majoritaires comme beta Myrcène, Limonène, Terpinen 4-ol, -pinène.,-phella-rène. L'étude phytochimique effectuée par (**Dob et al., 2006**) sur les huiles essentielles obtenues à partir des feuilles du lentisque des régions d'Alger, de Tizi-Ouzou et d'Oran a montré la présence de longifolène, α -pinène, β -pinène, γ -cadinène, trans- β -terpinéol, α -acomeol, γ muurolène, Sabinène et terpinén-4-ol.

II.3. *Acacia farnesiana* L. Willd.

= *Vachellia farnesiana* (L.) Wight & Arn 1834

A. farnesiana Willd, petites arbres, arbustes moins fréquents, épineux. Coupe arrondie. Feuilles composées, alternes, souvent agglomérées dans les aisselles de chaque paire d'épines, bipinnées.

Tronc ramifié avec écorce fissurée. Fleurs en têtes jaunes, axillaires, solitaires ou en groupes de 2 à 3, parfumées. Fruit, légume vert quand immature, brune foncé à maturité feuillage pérenne (toute l'année). Les fleurs peuvent apparaître à tout moment de l'année, dans différents états de développement (**Figure 19**). Cependant, des pics de floraison sont observés pendant les mois de Mars-Avril (-Mai). La fructification (apparition de gousses) se produit presque toute l'année, à différents stades de développement

Espèce à croissance rapide initiale pendant la première année. Dans certains pays comme la Colombie et Cuba, il est considéré comme une espèce à fort potentiel d'invasion, il est résistant à la sécheresse et les incendies. Résiste à une alimentation intensive et peut facilement rebrouter après une taille. Il est très commun dans les zones arides et semi-arides.

II.3.1. Taxonomie botanique

En termes de taxonomie botanique, *A. farnesiana* (L.) Willd., appartient à la sous-famille des *Mimosoideae*. Son nom scientifique complet est *V. farnesiana* (L.) Wight & Arn, indiquant qu'elle a été recalcifiée du genre *Acacia* au genre *Vachellia*, en raison de révisions taxonomiques récentes (**Kyalangalilwa et al., 2013**).

La classification taxonomique d'*A. farnesiana* (L.) Willd. :

- **Règne** : Plantae
- **Division** : Magnoliophyta
- **Classe** : Magnoliopsida
- **Ordre** : Fabales
- **Famille** : Fabaceae
- **Sous-famille** : Mimosoideae
- **Genre** : *Acacia*
- **Espèce** : *Acacia farnesiana* (L.) Willd. .



Feuilles



Fleurs

Figure n°19 : Feuilles et Fleurs de *A. farnesina* (L.) Willd. (cliché Nouar, 2024)

II.3.2. Répartition géographique

II.3.2.1. Répartition mondiale

Acacia farnesina (L.) Willd. est originaire des régions tropicales et subtropicales des Amériques, mais il s'est naturalisé dans des nombreuses parties du monde (**Figure 20**). On le trouve notamment :

- En Amérique, du sud des États-Unis (Texas, Arizona) jusqu'en Argentine (**Orwa et al., 2009**).
- En Afrique, dans les zones arides et semi-arides, où il est souvent utilisé pour ses propriétés médicinales (**Sofowora, 1996 ; Arbonnier, 2004**).

- En Asie, notamment en Inde et au Pakistan, ainsi qu'en Australie, où il s'est naturalisé dans les régions sèches (**Govaerts et al., 2021**).
- Dans le bassin méditerranéen, où il est présent en Espagne, en Italie et en Grèce (**Boulos, 1999**).

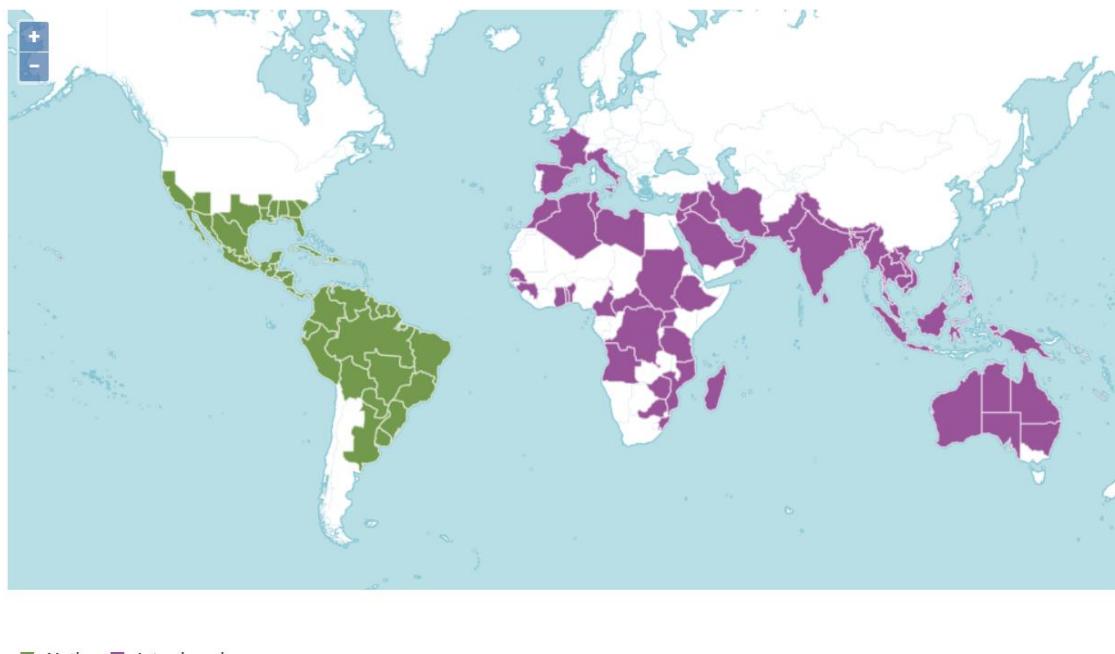


Figure n°20 : Répartition mondiale de *V. farnesiana* (L.) Wight & Arn (**Powo, 2024**)

II.3.2.2. Répartition en Algérie

A. farnesiana a été introduit en Algérie principalement à travers des programmes de reboisement et des systèmes agro-sylvo-pastoraux destinés aux régions arides et semi-arides. Ces initiatives visaient à restaurer les sols dégradés, améliorer leur fertilité et fournir une source de fourrage pour le bétail. Deux zones spécifiques : à Relizane pour empêcher l'érosion du sol de la route nationale, et à Batna (M'doukel) (Lutter contre la désertification par la fixation des dunes) (**Abdenour et al., 2021**).

II.3.3. Propriétés médicinales

V. farnesiana est reconnu pour ses multiples usages en médecine traditionnelle. Selon les études, ses propriétés incluent :

1. **Anti-inflammatoire** : Les extraits de l'écorce et des feuilles sont utilisés pour traiter les inflammations (**Sofowora, 1996**).

- 2. Cicatrisant** : Appliqué sur les plaies, il favorise la guérison (**Sofowora, 1996**).
- 3. Antimicrobien** : Il montre une activité contre certaines bactéries et champignons (**Duke, 1983**).
- 4. Antioxydant** : Riche en composés phénoliques, il aide à réduire le stress oxydatif (**Duke, 1983**).
- 5. Astringent** : Il est traditionnellement utilisé pour traiter les troubles digestifs, notamment la diarrhée (**Arbonnier, 2004**).
- 6. Parfumerie** : Les fleurs sont utilisées pour produire une huile essentielle appelée "cassie ancienne", très prisée en parfumerie (**Orwa et al., 2009**).

Utiliser Dans de nombreux endroits d'Europe, sa valeur réside dans les propriétés aromatiques des fleurs dont on extrait les essences pour pommades et parfums, selon (**Edouard et al., 1969**), ils ont relaté l'isolement et l'identification de 38 nouveaux constituants de l'essence absolue de cassie *A. farnesiana*.

En outre, il convient de souligner leur rôle olfactif majeur dans la composition du parfum distinctif de la cassie. Il est à noter que la reconstitution de ce parfum en l'absence de ces composants se révèle être une tâche ardue, conduisant à une impasse olfactive.

Au Venezuela, cette espèce présente un fort potentiel fourrager ; en plus de fournir du fourrage, elle ombrage le bétail et améliore la fertilité du sol par la fixation de l'azote

Tableau n°5 : Composition chimique d'*A. farnesiana* (**Boubekeur et al., 2017**)

Espèce	MS (%)	MM (%)	MO (%)	MAT (%)	CB (%)
<i>Acacia farnesiana</i>	92,55 ±0,18	5,63 ±0,12	94,37 ±0,27	17,24 ±0,18	8,49 ±0,95

MS : matière sèche ; MM : matières minérales ; MO : matière organique ; MAT : matières azotées totales ; CB : cellulose brute.

Partie Experimentale

Chapitre I

Matériels et méthodes

I.1. Objectifs de l'étude

L'objectif principal de cette étude est :

- Extraction des huiles essentielles à partir des trois plantes médicinales sélectionnées : *A.unedo*, *A.farnesiana* et *P.lentiscus*
- Caractérisation chimique de l'huile essentielle de *P.lentiscus* par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS).
- Analyse fonctionnelle des poudres fines des trois plantes par spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR).
- Préparation des extraits bruts méthanoliques à base des feuilles des trois plantes étudiées.
- Étude phytochimique à travers d'un screening phytochimique et le dosage des polyphénols et flavonoïdes totaux.
- Évaluation des activités biologiques, notamment antioxydantes (DPPH, ABTS⁺) et antimicrobiennes (contre souches bactériennes et fongiques).

I.2. Cadre expérimental

Ce travail expérimental a été réalisé durant la période de 2022 à 2025 au sein du plusieurs laboratoires d'accueil :

- Laboratoire de Biotechnologie, Protection des végétaux et Microbiologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie ; Laboratoire de chimie, Département de Chimie, Université IBN KHALDOUNE TIARET.
- Plateau Techniques d'Analyses Physico-Chimiques (PTAPC) -Laghouat, Centre de Recherche Scientifique et Technique en Analyses Physico – Chimiques (CRAPC).
- Laboratoire de Chimie et Nanoscience et Nanophysique, Université FIRAT ELAZIG, Turquie.

I.3. Protocole expérimental

Le protocole expérimental et les différentes étapes suivies dans cette étude sont illustrés dans la **Figure 21**.

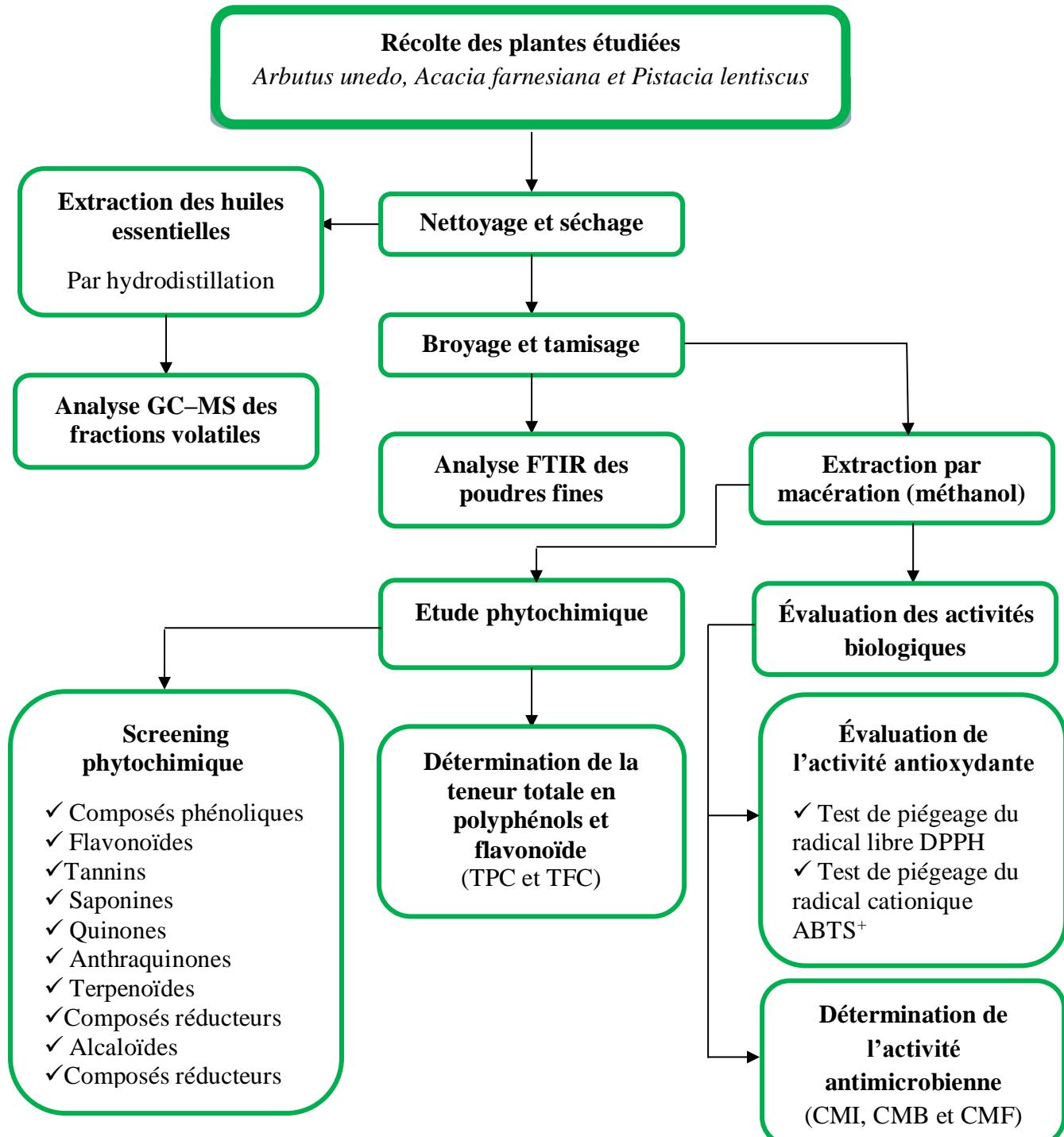


Figure n°21 : Protocole expérimental

I.4. Matériel végétal

I.4.1. Les critères de choix des plantes étudiées

Dans le cadre de cette étude sur l'intérêt médicinal des plantes, nous avons sélectionné trois espèces emblématiques : *A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus*. Le choix des plantes étudiées repose sur plusieurs critères déterminants.

Par ses rôles, dans la médecine traditionnelle méditerranéenne, justifiant leur investigation approfondie ; ces espèces sont historiquement reconnues pour leurs vertus thérapeutiques (antioxydantes, anti-inflammatoires, antimicrobiennes, etc.) et leur usage est largement documenté dans le patrimoine ethnobotanique régional. Par ailleurs, la richesse en composés secondaires spécifique à chacune de ces espèces ouvre des perspectives intéressantes pour la découverte de nouveaux agents pharmacologiques.

I.4.2. Caractéristiques des zones de récolte

Les échantillons de ces espèces ont été minutieusement récoltés à différentes phases de leur cycle végétatif, à savoir le début du cycle, la phase de floraison et la période de fructification. Cette approche temporelle permet d'appréhender la variabilité des profils phytochimiques et physiologiques qui conditionneraient l'expression des composés bioactifs d'intérêt.

Par ailleurs, la collecte des échantillons a été effectuée dans plusieurs zones représentatives de l'Ouest algérien, notamment dans les régions de Tiaret, Chlef et Mascara (**Figure 22**). Ces sites ont été choisis sur la base de critères environnementaux variés incluant la disparité des étages bioclimatiques, les types de sols présents ainsi que la dynamique de la végétation.

Le tableau ci-dessus (**Tableau 6**) synthétise les caractéristiques propres à chaque zone de récolte (altitude, type de sol, caractérisation bioclimatique, etc.), fournissant ainsi un cadre de référence indispensable pour interpréter les résultats ultérieurs. Cette démarche intégrative, alliant plusieurs périodes de collecte et une diversité de milieux naturels, vise à garantir une représentativité complète du matériel végétal et à mettre en lumière les facteurs environnementaux influençant le potentiel médicinal des espèces étudiées.

Tableau n°6 : Caractéristiques géographiques et bioclimatiques des zones de récolte des 3 espèces étudiées

Espèce	La région de récolte	Période de récolte	Partie récoltée	Etage bioclimatique	Type du sol
<i>A. unedo L.</i>	La forêt de Mekhatria, Tiaret (plateaux) X : 35°21'42"N Y : 1°14'23"E Altitude : 960 m	Septembre Octobre Janvier 2023	Feuilles Fleurs	Semi-aride à hiver frais, des étés chauds mois de sécheresse durent l'année (juin jusqu'à septembre) précipitation irrégulière entre 300 et 450 mm/ans.	Sols forestiers plus ou moins pauvres, calcaire et argileuse
<i>A. farnesiana Willd</i>	Oued El Hammem Mohamadia, Mascara X : 35°33'24"N Y : 0°03'28"E Altitude : 90 m	Mars Avril Mai 2024	Feuilles Fleurs	Les hivers sont doux précipitations 350 et 450 mm/ans une saison humide étalant octobre à avril, et les étés sont marqués par une sécheresse et ensoleillement important mai à septembre et .	Sableux bien drainés et des sols argilo-calcaires retenir davantage l'humidité et salinité.
<i>P. lentiscus L.</i>	La forêt de Ghansou, région de Taougrite, Chlef X : 36°16'28"N Y : 0°55'28"E Altitude : 780 m	Juillet Aout Septembre 2023	Feuilles	Climat méditerranéen semi-aride 300 et 450 mm /an Les étés sont chauds Les hivers sont doux à frais	Argilo-calcaires avec un bon drainage mais une faible teneur en matière organique.

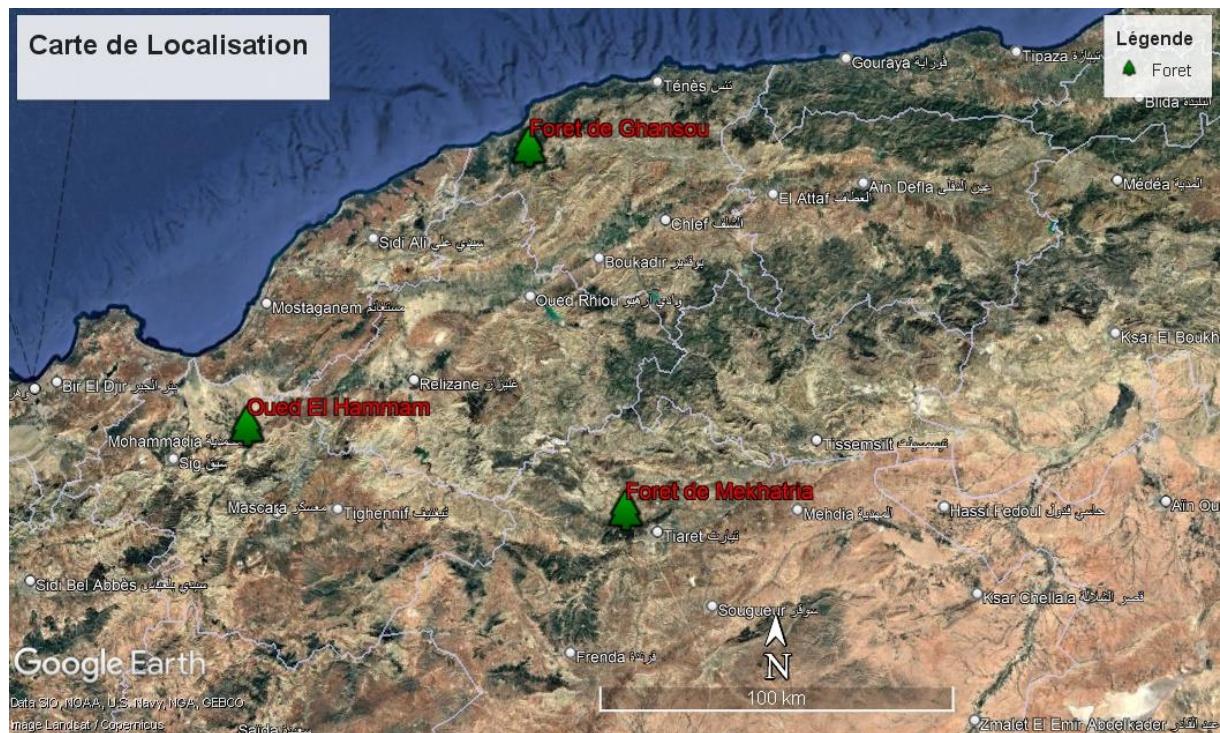


Figure n°22 : Positionnement des zones de récolte des 3 plantes étudiées

I.5. Extraction et caractérisation des huiles essentielles

I.5.1. Extraction de l'huile essentielle

Dans cette partie, nous avons utilisé la méthode d'hydrodistillation pour l'extraction des huiles essentielles. Cette technique, établie dans le domaine de l'aromathérapie et de la pharmacognosie, permet d'extraire efficacement les composés volatils tout en préservant leur intégrité, constituant ainsi une approche adaptée à l'étude des profils phytochimiques des plantes médicinales.

Après séchage pendant 7 jours à température ambiante, à l'ombre dans un endroit sec et aéré, les échantillons ont été récupérés dans des sacs propres et stockés à l'abri de la lumière et de l'humidité.

Les feuilles séchées (100 g) ont été distillées à la vapeur dans un appareil de Clevenger avec 1L d'eau désionisée pendant 3 h. L'huile essentielle extraite a été recueillie et séchée par du sulfate de sodium anhydre (Na_2SO_4) et stockée dans des flacons scellés sombres à 4 °C, Pour être préparé à l'analyse GCMS.

Le rendement d'extraction (%) est calculé par la formule ci-dessous :

$$Y(\%) = [(masse \text{ } d'\text{huile} \text{ } essentielle \div masse \text{ } du \text{matériel} \text{ végétale } utilisé)] \times 100$$

I.5.2. Analyse des volatiles par GC-MS

Les analyses d'huile essentielle ont été réalisées au Centre de recherche scientifique et technique en analyse physique et chimique (PTAPC-CRAPC)-Laghouat- Algérie par SHIMADZU GCMS- QP2020 Instruments (**Figure 23**), équipé d'une colonne capillaire RxI®- 5ms fusionnée (Phase : Crossbond® 5% diphenyl / 95% dimethyl polysiloxane) ses dimensions sont les suivantes : 30 m 0,25 mm et épaisseur de film de 0,25 µm, cette colonne a une phase similaire aux colonnes suivantes : HP-1ms, HP-1msUI, DB-1ms, DB-5ms, DB-1msUI, Ultra-1, VF-1ms, ZB-1, ZB-1ms et considéré également équivalent à l'USP G1, G2, G38 phases.

Un volume de 0,5 µL d'échantillon a été injecté en mode split (1:50). Les températures de l'injecteur et du détecteur ont été maintenues à 250 °C et 310 °C, respectivement la température de la colonne a été programmée à : 50 °C fixé pendant 2 min puis augmenté à 310 °C avec un incrément d'augmentation de 3 °C/min, puis maintenu à 310 °C pendant 2 min.



Figure n°23 : Appareil chromatographie en phase gazeuse - spectrométrie de masse (**cliché Nouar, 2024**)

I.5.3. Identification des composants d'huiles essentielles

Les indices de rétention linéaire (LRI) ont été calculés pour des composés distincts par rapport à une série homologue de n-alcanes (n-C8-C33).

Les composantes ont été identifiées en comparant leurs spectres de masse calculés (LRI) avec ceux de la littérature (**Babushok et al., 2011**), (livre d'Adams Robert P, 2017, éd.4.1) ainsi que leurs spectres de masse enregistrés par le NIST (National Institute of Standards and Technology) et les bibliothèques Wiley "NIST17.lib, W11N17MAI et FFNSC1.2.lib.

I.6. Analyse fonctionnelle par FTIR

L'analyse infrarouge des feuilles en poudre d'*A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus* a été effectuée à l'aide d'un spectromètre THERMO FTIR – 8400 (**Figure 24**). Le matériel végétal est d'abord récolté, séché à basse température pour éliminer l'humidité, puis broyé et tamisé afin d'obtenir une poudre homogène. Cette poudre est ensuite pesée (environ 1–2 mg) et mélangée à du KBr de qualité spectroscopique (rapport typique d'environ 1 :50 à 1 :100) avant d'être compressée en une pastille fine.

L'acquisition du spectre est réalisée en utilisant un spectromètre FTIR sur une plage de 4000–400 cm⁻¹, avec une résolution de 4 cm⁻¹ et en cumulant 32 à 64 scans pour améliorer le rapport signal/bruit. Les données obtenues sont prétraitées par correction de la ligne de base et lissage numérique, puis analysées pour identifier les bandes d'absorption caractéristiques des groupes fonctionnels, permettant ainsi d'identifier les composés bioactifs présents dans les plantes.



Figure n°24 : Appareil Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (**cliché Nouar, 2024**)

I.7. Préparation des extraits méthanoïques

Les feuilles de trois plantes (*A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus*) ont été réduites en poudre (10 g) et macérées avec 100 ml de méthanol (trois fois) à température ambiante pendant

24 h dans l'obscurité, avec agitation (**Figure 25**). Le mélange a ensuite été filtré sur du papier filtre n°1, les filtrats récupérés ont été évaporés et séchés dans une étuve à 40°C, ensuite été récupéré et conservé à 4°C, pour soumis aux différents tests (**Ertaş et al., 2021**).



Figure n°25 : Préparation des extraits méthanoliques des plantes étudiées

Le rendement des extraits est le rapport entre le poids de l'extrait sec et le poids de la matière végétale en poudre utilisée (**Owen et Johns, 1999**). Le calcul de rendement d'extraction est exprimé en pourcentage selon l'équation suivante :

$$R \% = \frac{M1 \times 100}{M0}$$

R : le rendement d'extraction en %

M0 : la masse de la matière végétale

M1 : la masse d'extrait brute (sec)

I.8. Etude phytochimique

I.8.1. Screening phytochimique (Etude qualitative)

Les tests phytochimiques ont pour but de détecter les différentes familles de métabolites secondaires existant dans nos extraits, en se référant à des réactions qualitatives de caractérisation, basées sur des phénomènes de précipitation ou de coloration par des réactifs spécifiques à chaque famille de composés de quelques grands groupes chimiques ou métabolites secondaires.

Une quantité de 10 g de matière végétale a été macérée dans 100 mL de méthanol et agitée pendant une heure dans l'air ambiant, le mélange a été filtré et l'extrait méthanolique a été soumis à divers essais.

Les résultats ont été évalués comme suit :

+++ : Fortement positif ; ++ : Moyennement positif ; + : Faiblement positif ; - : Négatif.

a. Composés phénoliques

Un volume de 10 ml de chlorure d'hydrogène (HCl) est ajouté à 10 ml d'extrait à analyser. Un test positif est révélé par la coloration verte en présence de polyphénols (**Trease et Evans, 1987**).

b. Flavonoïdes

La réaction de détection des flavonoïdes consiste à traiter 2.5 ml de l'extrait à analyser avec 0.5 ml d'HCl concentré et quelques copeaux de magnésium (Mg). La présence des flavonoïdes est mise en évidence si la couleur rose ou rouge se développe après 3 min (**Bruneton, 1993**).

c. Tanins

La présence des tanins est mise en évidence en ajoutant 1ml de l'extrait à analyser à 2ml d'eau et entre 2 à 3 gouttes de chlorure de fer (FeCl_3) diluée. Un test positif est révélé par l'apparition d'une coloration bleue-noire (Tanins galliques), vert ou bleu-vert (Tanins catéchique) (**Trease et Evans, 1987**).

d. Quinones

Une solution de 1 ml d'extrait à analyser à laquelle on ajoute quelques gouttes de lessive de soude (NaOH à 10%) vire au jaune, indiquant la présence de quinones (**Edeoga et al., 2005**).

e. Anthraquinones

A 1ml d'extrait à analyser, on introduit quelques gouttes d'hydroxyde de potassium KOH à 10% ; après agitation la solution vire au rouge, ce qui traduit la présence des anthraquinones (**Edeoga et al, 2005**).

F. Terpenoïdes

A 5ml d'extrait à analyser sont ajoutés 2ml de Chloroforme et 3ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) concentré. La formation de deux phases et une couleur marronne à l'interphase indique la présence de terpenoïdes (**Edeoga et al., 2005**).

g. Saponosides

La détection des saponosides est réalisée en ajoutant 1ml d'extrait à analyser à 2ml d'eau chaude, après agitation (20min) l'apparition d'une mousse persistante plus de 5 min, indique la présence de saponosides (**Trease et Evans, 1987**).

h. Composés réducteurs

La détection des composés réducteurs consiste à traiter 1mL d'extrait à analyser avec 2 mL d'eau distillée et 20 gouttes de la liqueur de Fehling, puis chauffé. Un test positif est révélé par la formation d'un précipité rouge brique (**Trease et Evans, 1987**).

i. Les alcaloïdes

Pour chaque extrait on réalise la procédure suivante : on ajoute 5 ml d'HCl 1% à 1ml de chaque extrait, le tout est chauffé au bain marie, puis on divise chaque extrait en deux volumes égaux. Un volume est traité par le réactif de Mayer, l'autre par le réactif de Wagner. La formation d'un précipité blanc ou brun révèle la présence des alcaloïdes (**Majob et al., 2003**).

- **Réactif de Mayer :** dissoudre 1.358 g de chlorure de mercure ($HgCl_2$) dans 60 ml d'eau distillée puis 5g d'iodure de potassium (KI) dans 10 ml d'eau distillée. Mélanger les deux solutions et ajuster le volume total à 100 ml.
- **Réactif de Wagner :** dans 75 ml d'eau distillée, dissoudre 2g de KI et 1.27 g de diiode I_2 . Le volume obtenu est ajusté à 100 ml avec l'eau distillée.

j. Oses et holosides

1 ml de chaque extrait et 5 ml d'éthanol donnent un aspect floconneux en présence des mucilages (**Bruneton, 1999**).

I.8.2. Étude quantitative

Des dosages des polyphénols totaux, des flavonoïdes, sont réalisés pour chaque extrait des feuilles des 3 plantes étudiées par des méthodes colorimétriques en utilisant un spectrophotomètre UV-visible (Shimadzu UV-1800).

a) Détermination de la teneur totale en phénol

Les polyphénols totaux de l'extrait des feuilles ont été déterminés par le réactif de Folin-Ciocalteu de la méthode de (**Heilerová et al., 2003**) en utilisant l'acide gallique comme composé phénolique standard. On a ajouté 0,2 ml de l'extrait et 2,5 ml du réactif dilué de Folin-Ciocalteu. Le mélange est laissé reposer pendant 2 minutes à l'obscurité. Par la suite, 2 ml de solution Na₂CO₃ (7,5 %) ont été ajoutés à l'ensemble. Le mélange entier est chauffé à 60 °C pendant 20 minutes, puis refroidi (glace) pour lire l'absorbance mesurée à 750 nm contre un blanc sans extrait au moyen d'un spectrophotomètre (UV-1600 PC). La quantification des polyphénols a été basée sur une courbe d'étalonnage linéaire réalisée par l'acide gallique à différentes concentrations dans les mêmes conditions que l'échantillon. La teneur totale en phénol a été exprimée en ug d'équivalent acide gallique (GAE).

b) Détermination de la teneur totale flavonoïde

La méthode AlCl₃ a été utilisée pour déterminer la teneur en extrait des flavonoïdes totaux (**Huang et al., 2004**) à l'aide de la quercétine comme composé flavonoïde standard. Un millilitre et demi de l'extrait a été ajouté à un volume égal d'une solution AlCl₃ à 2 %. Le mélange a été agité vigoureusement et l'absorbance lue à 430 nm, après 30 minutes d'incubation à température ambiante. Une courbe d'étalonnage réalisée par quercétine à différentes concentrations et dans les mêmes conditions de fonctionnement que les échantillons a été utilisée pour la quantification des flavonoïdes. La quantité de flavonoïde total a été exprimée en ug d'équivalent quercétine (QE).

I.9. Evaluation des activités biologiques**I.9.1. Activité antioxydante****a) Détermination de l'activité DPPH**

Le piégeage du radical DPPH se traduit par le changement de la couleur de la solution « violette » à une couleur « jaune », ce qui permet de suivre la décoloration et la diminution de l'absorbance à une longueur d'onde de 517nm (**Chaabi, 2008**).

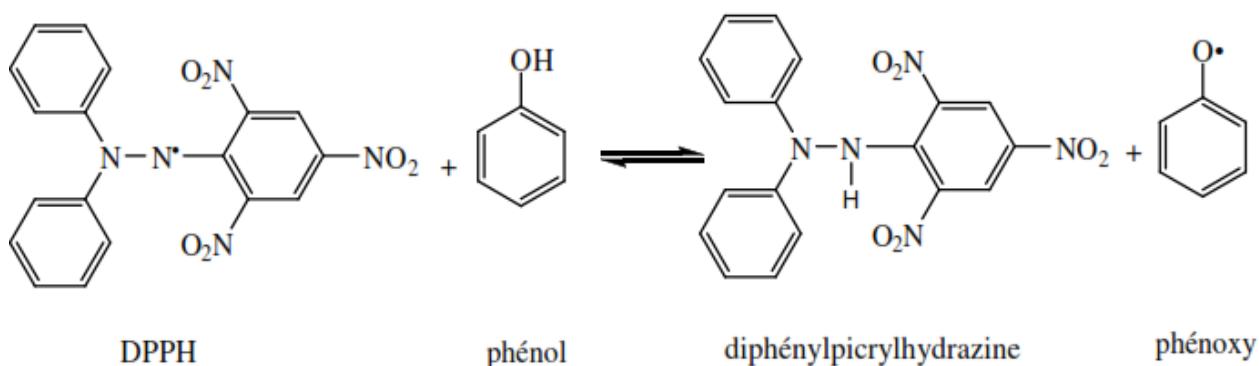


Figure n°26 : Réaction d'inhibition du radical DPPH avec un phénol (Chaabi, 2008)

L'activité de piégeage des radicaux libres de DPPH de l'extrait méthanolique a été réalisée à l'aide de la méthode développée par **Blois (1958)**, 250 ul de la solution échantillon à différentes concentrations ont été ajoutés à 1750 ul de solution méthanol de DPPH (0,1 mM), le mélange a été maintenu à température ambiante pendant 30 minutes dans l'obscurité, après quoi l'absorbance a été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre (UV-1600 PC). L'acide ascorbique a été utilisé comme composé antioxydant standard. Les essais ont été effectués en triple et les résultats sont exprimés sous forme de valeurs moyennes écart-type. L'activité antiradicalaire a été calculée selon la formule suivante : Activité de déparasitage des radicaux libres

$$\text{DPPH (\%)} = [(A_{\text{control}} - A_{\text{sample}}) / A_{\text{control}}] \times 100$$

Où $A_{control}$ est l'absorbance de la solution DPPH

et A_{sample} est l'absorbance de la solution DPPH après addition de l'échantillon.

b) Détermination de l'activité ABTS⁺

Pour déterminer l'activité de piégeage du radical ABTS⁺ des échantillons des plantes, une solution sera préparée en mélangeant 7 mM d'ABTS⁺ avec 2,45 mM de persulfate de potassium ($K_2S_2O_8$). Cette solution sera conservée à température ambiante dans l'obscurité pendant 16 heures. La solution de cations radicaux ABTS⁺ formée à la suite de l'oxydation de l'ABTS⁺ et du persulfate de potassium doit être diluée avec de l'éthanol de manière à ce que son absorbance à la longueur d'onde de 734 nm soit de 0.70.

2 ml de la solution de cation radical ABTS⁺, Un cation radical de densité ajustée sera prélevé et 100 µL de solution d'extrait seront ajoutés et maintenus dans l'obscurité pendant 15

minutes. Les absorbances des échantillons préparés seront mesurées et enregistrées à une longueur d'onde de 734 nm. Le BHA (2-tertiobutyl-4-hydroxyanisole et de 3-tertiobutyl-4-hydroxyanisole) a été utilisé comme antioxydant positif. Pour chaque échantillon, les mesures ont été effectuées en triple et les résultats sont exprimés sous forme de valeurs moyennes écart-type. La quantité de radicaux ABTS⁺ que les extraits détruisent dans l'environnement est calculée à l'aide de la formule ci-dessous (**Pellegrini et al., 2003**).

$$\% \text{ d'activité de destruction des ABTS+} = [(A_0 - A_1) \div A_0] \times 100$$

A0 est l'absorbance du contrôle

A1 est l'absorbance des échantillons

I.9.2. Activité antimicrobienne

a) Les souches bactériennes testées

L'étude de l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques d'*A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus* a été réalisée sur six souches de référence de l'American Type Culture Collection (ATCC) (**Tableau 7**) : (*Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231 et *Candida albicans* ATCC 10237) qui ont été fournies par le laboratoire Microbiologie, Faculté SNV, Université IBN KHALDOUN Tiaret.

Tableau n°7 : Souches testées lors de la détermination de l'activité antimicrobienne (**Bouriah, 2023**)

	Souches	Références	Habitat préférentiel	Pathogénicité
Gram⁺	<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 6538	Peau, cheveux, poussière, muqueuses d'air, cavité nasale, aliments contaminés Nasopharynx Périnée	Infections de la peau, blessures brûlures, abcès, ostéite, ostéomyélite Endocardite Septicémie Infections pulmonaires infections d'origine alimentaire; infections nosocomiales
	<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 14579	Aliments du sol et éponges marines	Responsable de maladies d'origine alimentaire, provoquant des nausées graves, des vomissements et de la

				diarrhée, des infections cutanées
Gram-	<i>Escherichia coli</i>	ATCC 8739	Matières fécales Aliments contaminés Eaux usées	Infections urinaires Blessures Septicémie Infections respiratoires les infections alimentaires, nosocomial Gastro-entérite
		ATCC 25922		
Levures	<i>Candida albicans</i>	ATCC 10231	Muqueuse digestive, respiratoire et génitale, tube digestif	Septicémie, Candidose, infections viscérales, candidose superficielle, infections cutanées
		ATCC 10237		

b) Détermination de l'activité antimicrobienne

L'activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique d'*A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus* a été testée sur les différentes souches en utilisant la méthode de diffusion en puits selon une modification de la méthode décrite par (**Vardar-Ünlü et al., 2003**).

Remettre en suspension les cellules dans du sérum physiologique (2×10^8 cellules/mL pour les bactéries (0,5 Mc Farland) et 10^6 cellules/mL pour *Candida*) et placer avec un coton-tige stérile sur une boîte de Pétri contenant de l'agar Mueller-Hinton (MH) pour les bactéries et de l'agar Sabouraud Dextrose (SDA) pour *C. albicans*. Faire des puits d'environ 6 mm de diamètre dans l'agar, chaque puits reçoit 50 µL de l'extrait (nous avons préparé une gamme de concentrations de 25 mg/mL, 50 mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL dissous dans du diméthylsulfoxyde (DMSO)). Incuber les boîtes de Petri pour bactéries à 35 ± 1 °C pendant 24 h et *C. albicans* à 37 °C pendant 24 h. Chaque expérience a été répétée trois fois dans les mêmes conditions expérimentales.

L'activité antimicrobienne a été déterminée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition en millimètres (mm). Les témoins positifs comprenaient l'amoxicilline (AMC) 30 µg, la céphalexine (CN) 10 µg, la céfazoline (CZ) 30 µg et la céfoxitine (FOX) 30 µg. En effet, la sensibilité d'un germe vis-à-vis nos extraits, exprimé en mm et interprété en quatre niveaux d'activités selon (**Ponce et al., 2003**) comme suit :

- (-) souche résistante $D < 8$ mm.
- (+) souche sensible $9 \text{ mm} \leq D \leq 14 \text{ mm}$.
- (++) souche très sensible $15 \leq D \leq 19 \text{ mm}$.
- (+++) souche extrêmement sensible $D \geq 20 \text{ mm}$.

c) Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI), de la concentration minimale bactéricide (CMB) et de la concentration minimale fongicide (CMF)

La concentration minimale inhibitrice (CMI) a été évaluée par la méthode de microdilution du bouillon selon Mueller-Hinton (**Okusa et al., 2007**) en utilisant les plaques à 96 puits. La CMI a été définie comme étant la concentration la plus faible d'extacts méthanoliques qui ne montraient aucune croissance bactérienne visible après le temps d'incubation (aucun changement de couleur (clair) de TTC).

La concentration minimale bactéricide (CMB) et la concentration minimale fongicide (CMF) ont été considérées comme la plus faible concentration d'extrait méthanolique qui a tué 99,9 % des micro-organismes en culture sur la plaque d'agar après la période d'incubation. La CMB et la CMF ont été déterminées par placage direct du contenu des puits dont les concentrations étaient supérieures à la valeur de la CIM. Les valeurs CMB et CMF ont été déterminées lorsqu'il n'y avait pas de croissance des colonies à partir du contenu directement plaqué des puits.

Les rapports CMB/CMI et CMF/CMI ont également été calculés pour montrer la nature de l'effet antibactérien des extraits méthanoliques. Lorsque le rapport était inférieur ou égal à 4, l'extrait méthanolique était considéré comme bactéricide ou fongicide et lorsque le rapport était supérieur à 4, il était considéré comme un extrait méthanolique bactériostatique ou fongistatique (**Levison, 2004**).

I.10. Analyse statistique

Les résultats de trois essais indépendants des activités biologiques de la teneur totale en polyphénols et en flavonoïdes ont été soumises à une analyse statistique par Microsoft Excel 2019, calculant la moyenne \pm standard d'erreur ($X \pm SD$).

Chapitre II

Résultats et discussions

II.1. Rendement et caractéristiques des huiles essentielles et extraits de plantes

Les rendements d'extraction obtenus et les caractéristiques des extraits pour les différentes plantes étudiées sont représentés dans le **Tableau 8**. Les huiles essentielles obtenus à partir des feuilles séchées par hydrodistillation donnant un rendement de 0,1 % pour *P. lentiscus* (**Figure 27**) et 0 % pour *A. unedo* et *A. farnesiana*. Les extraits méthanoliques obtenus par macération révèlent un extrait pâteux vert foncé pour *A. unedo* (19,9%), extract cristal marron pour *A. farnesiana* (28,01%) et extract pâteux vert foncé pour *P. lentiscus* (37,8%) (**Figure 28**).

Tableau n°8 : Rendements et caractéristiques des différentes plantes étudiées

	Extraits de plantes	Rendement (%)	Couleur	Caractéristiques
Huiles essentielles	<i>A. unedo</i>	0	/	/
	<i>A. farnesiana</i>	0	/	/
	<i>P. lentiscus</i>	0,1	Jaune pâle	Forte odeur
Extraits méthanoliques	<i>A. unedo</i>	19,9	Vert foncé	Pâteux
	<i>A. farnesiana</i>	28,01	Marron	Cristal
	<i>P. lentiscus</i>	37,8	Vert foncé	Pâteux



Figure n°27 : Huile essentielle de *P. lentiscus*

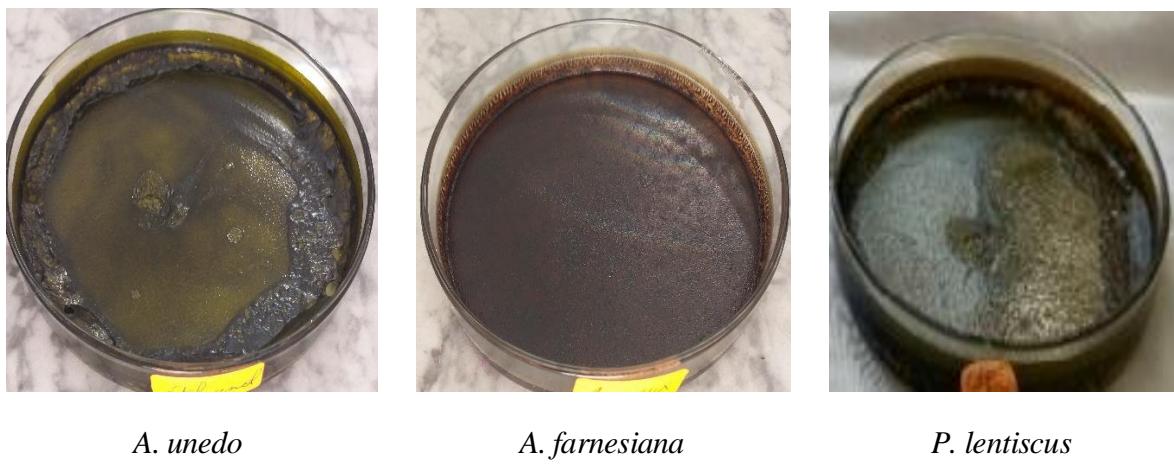


Figure n°28 : Aspect physique des extraits méthanoliques

Le rendement en huiles essentielles des deux espèces *A. unedo* et *A. farnesiana* était nul (0%), sous forme des traces non récupérables présentes.

Par ailleurs, il convient de noter que certaines espèces végétales, bien que classées comme aromatiques, peuvent contenir de très faibles quantités en huile essentielle et demeurer inférieures au seuil de détection ou de récupération. Ainsi que le choix de la méthode d'extraction joue un rôle déterminant. Malgré le fait que l'hydrodistillation soit une méthode classique et largement utilisée, elle peut ne pas être efficace pour certaines plantes à rendement très faible ou dont les composés volatils ne résistent pas à la chaleur (thermolabiles).

Contrairement à nos résultats, **Bessah et Benyoussef (2012)** ont rapporté un rendement de 0,1% d'huile essentielle des feuilles d'*A. unedo*. Bien que, d'autres travaux antérieurs ont porté sur l'analyse qualitative de l'huile essentielle de la même espèce, notamment (**Kivcak et al., 2001 ; Oliveira et al., 2011 ; Noureddine et al., 2019**), sans mentionner les quantités extraites.

Concernant *A. farnesiana*, le rendement ne soit pas précisé par le travail de **Evangelia et al. (2017)** a analysé le profil chimique de l'huile essentielle de cette espèce. Des recherches effectuées sur des espèces du même genre ont montré très faible rendement de 0,007% et 0,024% pour *Acacia cyclops* et *Acacia mollissima*, respectivement (**Jelassi et al., 2017**).

Un faible rendement de l'huile essentielle a été montré à partir des feuilles de *P. lentiscus* (0,1 %), ce résultat est conforme aux travaux antérieurs (**Castola et al., 2000 ; Dob et al., 2006**), alors que (**Benhammou et Atik Bakkara, 2009**) ont constaté que le rendement en huile était très faible de l'ordre de 0,05 % et 0,07 % dans la région de Tlemcen. Les quantités trouvées sont faibles par rapport à celles décrites dans la littérature en Maroc 0,23 % (**Aouinti et al., 2013**), en Italie 0,45 % (**Barra et al., 2007**), en Turquie 0,3 % (**Duru et al., 2003**).

Les rendements des extraits méthanoliques varient d'une plante à une autre et d'un extrait à un autre. En comparaison avec les travaux antérieurs, **Orak et al. (2011)** a révélé des rendements supérieurs à nos résultats pour l'extrait aqueux, méthanolique et éthanolique d'*A. unedo* avec des valeurs 38,93%, 41,53% et 39,58%, respectivement. Notre rendement d'extraction était supérieur à celui de l'extrait éthanolique (10,04%) et similaire à celui de l'extrait acétonique (20,57%) d'*A. unedo* d'après les résultats mentionnés par **Andrade et al. (2009)**. D'autres travaux de recherche ont montré un rendement d'extraction plus faible que les nôtres d'extrait méthanolique des gousses *A. farnesiana* avec une valeur de 18,58% (**Hernández-García et al., 2018**). En se référant aux travaux de (**Mokhfi et al., 2024**) ont révélé que les rendements pour l'extrait méthanolique et éthanolique des feuilles de *P. lentiscus* de la région de Tiaret étaient nettement supérieurs à nos résultats pour la même espèce par des valeurs de l'ordre de 48,85% et 49,52%, respectivement.

Le rendement d'extraction varie en fonction de l'espèce végétale, l'organe utilisé dans l'extraction, les conditions de séchage, la richesse de chaque espèce en métabolites et dépend aussi du type de solvant utilisé, de sa polarité et de la solubilité des composés phénolique dans les solvants d'extraction (**Do et al., 2014**); la composition de l'échantillon, la température et le temps d'extraction sont aussi des facteurs déterminants du rendement qui influent sur les concentrations totales de phénol et de flavonoïdes (**Lee et al., 2003**).

II.2. Composition chimique de l'huile essentielle

La caractérisation chimique des fractions volatiles et la teneur relative des composants détectés par GC-MS de l'huile essentielle *P. lentiscus* sont indiqués dans **Tableau 9, Figure 29**. Trente-neuf composés ont été identifiés, représentant 96,49% de la composition chimique totale. Selon l'analyse chromatographique globale de l'huile de *P. lentiscus*, il existe un mélange complexe qui est principalement composé de mono- et sesquiterpènes. Il était dominé par les hydrocarbures monoterpéniques (66,62 %) et les hydrocarbures sesquiterpéniques (16,98 %), alors que les mono- et sesquiterpéniques oxygénés n'étaient présents qu'en faible pourcentage (respectivement 4,27 et 3,44 %). Les principaux constituants détectés dans l'huile étaient le limonène (17,70 %), le α -pinène (15,80 %), le myrcène (7,97 %), le β -pinène (7,23 %) suivi du caryophyllène (5,64 %) et du γ -terpinène (5,19 %).

Tableau n°9 : Composition chimique de l'huile essentielle des feuilles de *P. lentiscus*

N.	Composé	Temps de retention	Similarité R et.	%	Index
1	Tricyclene	8.154	96	0.38	915
2	α -Pinene	8.639	99	15.80	927
3	Camphene	9.156	97	1.85	940
4	Sabinene	10.171	97	0.79	966
5	β -Pinene	10.299	97	7.23	969
6	Myrcene	10.944	98	7.97	985
7	α -Phellandrene	11.452	96	1.82	998
8	α -Terpinene	11.986	97	2.39	1010
9	ρ -Cymene	12.329	97	2.03	1018
10	Limonene	12.560	96	17.70	1023
11	E- β -Ocimene	13.417	98	1.29	1042
12	Isopentyl butanoate	13.766	99	0.65	1050
13	γ -Terpinene	13.882	97	5.19	1052
14	Terpinolene	15.215	95	2.18	1082
15	2-Nonanone	15.378	98	0.62	1085
16	2-Nonanol	15.797	82	0.26	1095
17	Isopentyl isovalerate	16.030	96	0.32	1100
18	Terpinen-4-ol	19.324	95	3.02	1171
19	α -Terpineol	19.937	97	0.98	1184
20	Carvone	22.363	96	0.27	1237
21	Isoamyl hexanoate	22.708	97	0.26	1245
22	Bornyl acetate	24.300	97	1.49	1280
23	2-Undecanone	24.661	98	1.07	1288
24	β -Elemene	28.973	92	0.45	1386
25	Caryophyllene	30.138	97	5.64	1414
26	Isoamyl Benzoate	30.802	97	0.51	1430
27	α -Humulene	31.534	97	1.06	1447
28	γ -Muurolene	32.496	97	0.65	1471
29	(-)Germacrene D	32.675	97	3.17	1475
30	Viridiflorene	33.257	91	0.38	1489
31	α -Muurolene	33.460	97	0.89	1494
32	(E,E)- α – Farnesene	33.769	95	1.03	1501
33	γ -Cadinene	34.001	96	0.39	1507
34	Δ - Cadinene	34.386	95	3.32	1517
35	Caryophyllene oxide	36.684	88	0.51	1576
36	1-epi-Cubebol	38.411	92	0.29	1622
37	τ - Cadinol	38.922	93	1.30	1636
38	Alloaromadendrene epoxide	39.077	95	0.27	1640

39	τ - Muurolol	39.381	93	1.07	1648
	Total identifié (%)			96.49	
	Teneur en huile essentielle (%, p/p)			0.1	
	Monoterpènes hydrocarbonés			66.62	
	Monoterpènes oxygénés			4.27	
	Sesquiterpènes hydrocarbonés			16.98	
	Sesquiterpènes oxygénés			3.44	
	Autres			5.18	

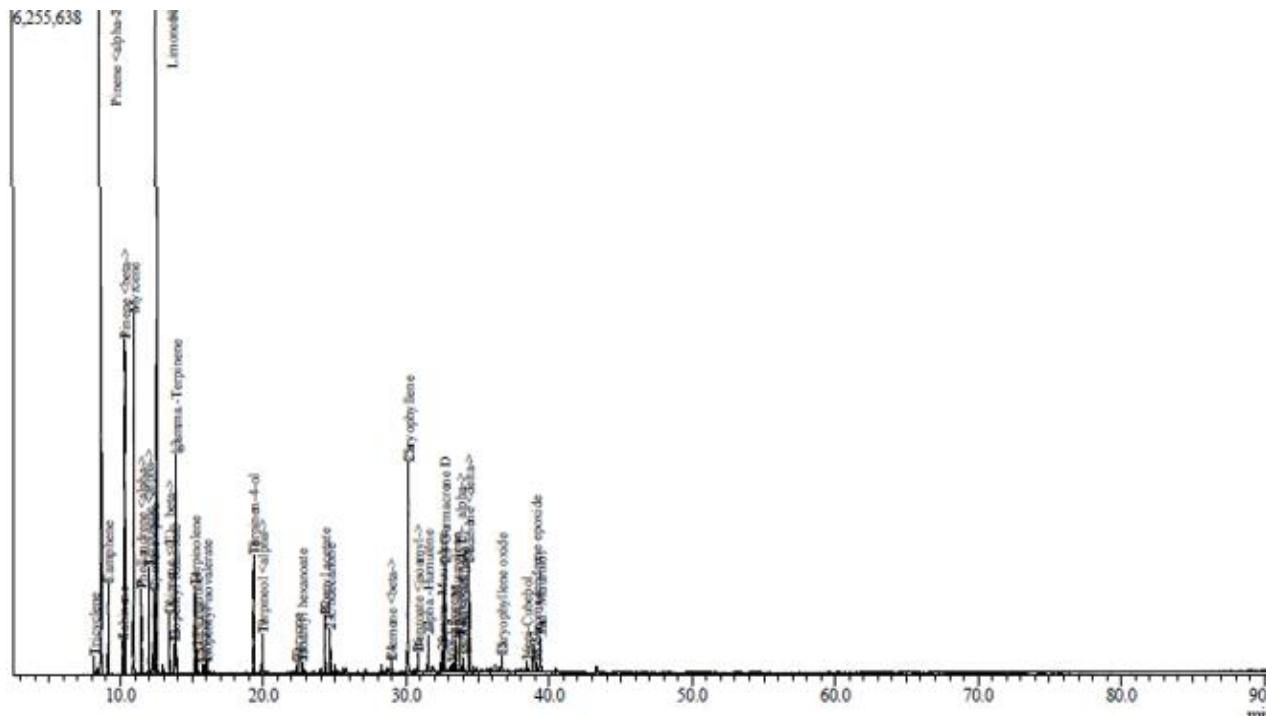


Figure n°29 : Chromatogramme GC-MS de l'huile essentielle de *P. lentiscus*

En comparant les résultats des chromatogrammes GC-MS de l'huile essentielle de *P. lentiscus* aux travaux antérieurs, des résultats similaires ont également été rapportés par (**Ismail et al., 2012**) et ont montré que les principaux composants détectés dans l'huile étaient le α -pinène (20,6 %), le limonène (15,3 %), le β -pinène (9,6 %). Les résultats révélés par l'étude de (**Ben Douissa et al., 2005**) ont également montré l'abondance d' α -pinène 17%, de δ -terpinène (9%) et de terpène-4-ol (12%), tandis que le limonène était présent en faible quantité.

Cependant, d'autres rapports montrent que le β -myrcène était le principal composé des huiles essentielles en provenance d'Algérie (**Mecherara-Idjeri et al., 2008**) et de France (**Castola et al., 2000**). D'autre part, (**Dob et al., 2006**) ont montré que le longifolène était la principale composante des huiles d'Alger et de Tizi-Ouzou (12,8% et 16,4%, respectivement), tandis que le α -pinène était le principal constituant de l'huile d'Oran (19,0%).

Selon (**Drioiche et al., 2023**), le spathulénol (18,57 %), le germacène D (17,54 %), le bicyclogermacène (12,52 %) et le terpinen-4-ol (9,95 %) dominent. **Chaabani et al. (2020)** ont également rapporté la domination du germacrène D (16,58 %) de l'huile essentielle extraite des feuilles de *P. lentiscus* en Tunisie.

Les variations entre les résultats et la composition des huiles essentielles pourraient être dues principalement aux différents sites de collecte des spécimens végétaux et aux variations saisonnières liées aux différentes périodes de récolte (**Benomari et al., 2016**).

II.3. Analyse FTIR

Dans la présente étude, l'analyse FTIR a été utilisée pour identifier les groupes fonctionnels présents dans les poudres de trois plantes étudiées. Les conclusions tirées aident à une meilleure compréhension de la composition chimique et des propriétés potentielles des plantes.

Les résultats obtenus sont illustrés dans **Tableau 10** et **Figure 30** pour *A. unedo*, **Tableau 11** et **Figure 31** pour *A. farnesiana* et **Tableau 12** et **Figure 32** pour *P. lentiscus*.

La poudre d'*A. unedo* nous suggèrent la présence de différents groupes fonctionnels, une bande caractéristique large dans la gamme de fréquences 3372 – 3400 cm⁻¹ qui caractérise une bande d'allongement de la fonction hydroxyle O–H, une bande dans la gamme de fréquences 1539 cm⁻¹ des composés nitro -NO apparaît et une bande intense à 1037 cm⁻¹ montre la présence des amines.

On a également observé deux pics faibles et larges centrés à 2918 et 2848 cm⁻¹, liés à l'étirement symétrique et asymétrique des groupes C–H et -CH₂- caractérisant la présence d'alcanes (C–H) (**Umdale et al., 2020**).

Tableau n°10 : Pic de spectre FTIR d'*A. unedo*

Nombre d'onde (cm ⁻¹)	Groupe fonctionnel	Abréviation	Mode de vibration
3372 – 3400	O–H of the hydroxyls group	v(O–H)	Stretching
2918	C–H of -CH ₂ - (alcanes)	v _{as} (CH ₂)	Stretching (asymmetric)
2848	C–H of -CH ₂ - (alcanes)	v _s (CH ₂)	Stretching (symmetric)
1623	N–H of amide I	δ(N–H)	Bending
1539	N–O of nitro compounds	v _{as} (N–O)	Stretching (asymmetric)
1446	C–C of aromatics	v(C–C)	Stretching
1373	C–H bending (alkanes or CH ₃)	δ(CH ₃)	Bending
1236	-CH ₂ - of methylenes	δ(CH ₂)	Stretching

1037	C–N (amines)	$\nu(\text{C–N})$	Stretching
763	C–H of aromatic ring	-	Deformation

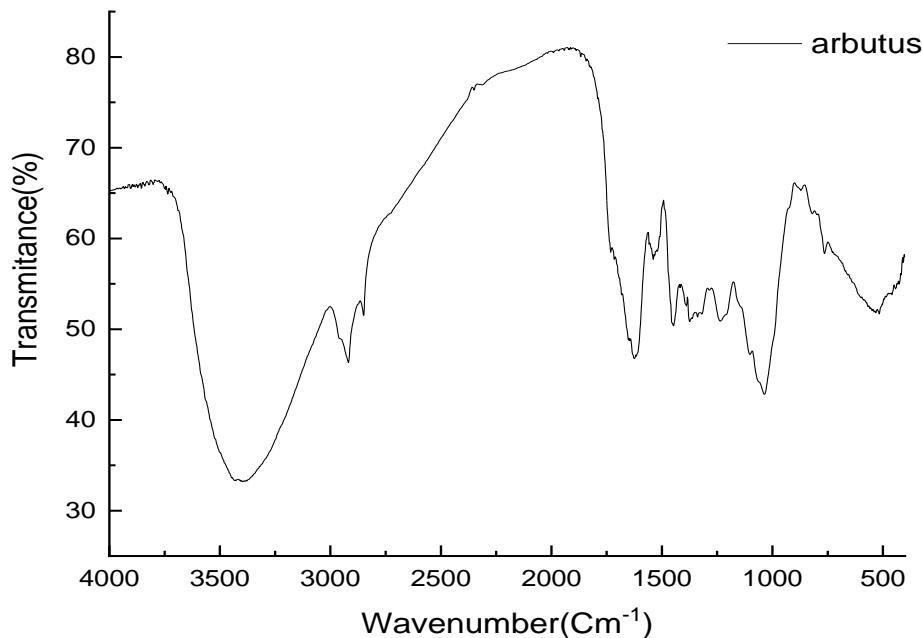


Figure n°30 : Spectre FTIR représentatif de la poudre d'*A. unedo*

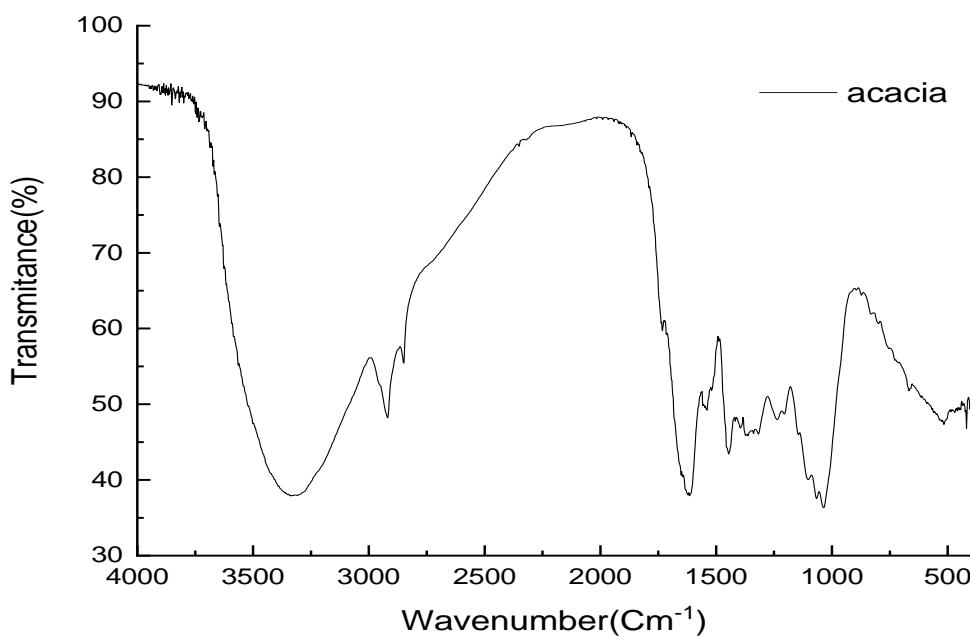
Les travaux de **Macchioni et al. (2020)** ont abouti à des résultats proches dès notre, marqués par un écart similaire des régions spectrales caractéristiques indique les groupes fonctionnels (O-H, -CH₂-) et l'empreinte de la matrice végétale analysée des baies sauvages d'*A. unedo*.

D'après le spectre obtenu d'*A. farnesiana* (**Tableau 11, Figure 31**), trois régions caractéristiques sont clairement évidentes ; la première bande large située entre 3305 – 3342 cm⁻¹ est attribuée à l'étirement O-H, qui est associé à la présence de groupes hydroxyle dans des composés tels que les acides polyphénoliques (**Morgado et al., 2018**). La deuxième région 1539 cm⁻¹ a montré une forte bande caractéristique des groupes nitro (N=O) et troisième région intense (1035 cm⁻¹) qui montre la présence des alcènes et peut indiquer des doubles liaisons (C=C) dans une molécule.

On a également observé deux pics faibles et larges centrés à 2918 cm⁻¹ et 2850 cm⁻¹ (complémentaire), liés à l'étirement symétrique et asymétrique des groupes -CH₂- caractéristiques des lipides et des acides gras. Également, des liaisons peptidiques ou amides (N–H) apparaît dans la gamme de fréquences 1616 cm⁻¹.

Tableau n°11 : Pic de spectre FTIR d'*A. farnesiana*

Nombre d'onde (cm ⁻¹)	Groupe fonctionnel	Abréviation	Mode de Vibration
3305 – 3342	O–H of the hydroxyls group	v(O–H)	Stretching
2918	C–H of -CH ₂ - (alcanes)	v _{as} (CH ₂)	Stretching (asymmetric)
2850	C–H of -CH ₂ - (alcanes)	v _s (CH ₂)	Stretching (symmetric)
1616	N–H of amide I	δ(N–H)	Bending
1539	N=O of nitro compounds	v _{as} (N–O)	Stretching (asymmetric)
1446	C–C of aromatics	v(C–C)	Stretching
1361	C–H bending (alkanes or CH ₃)	δ(CH ₃)	Bending
1236	C–O (alcohols)	v(C–O)	Stretching
1205	C–N (amines)	v(C–N)	Stretching
1035	=C–H of Alkenes	v(C–H)	Bending
667	C–H (aromatic ring)	-	Deformation

**Figure n°31 :** Spectre FTIR représentatif de la poudre d'*A. farnesiana*

Nos résultats sont cohérents avec ceux précédemment rapportés par (**Oliveira et al., 2019**) sur l'analyse FTIR de l'extraits lipophiles d'*Acacia mearnsii* le même genre de notre espèce.

Le spectre obtenu de *P. lentiscus* montre plusieurs bandes d'absorption caractéristiques, indiquant la présence de différents groupes fonctionnels (**Tableau 12, Figure 32**), trois bandes

intenses sont observées, une bande caractéristique assez large et importante dans la gamme de fréquences 3271-3350 cm^{-1} qui caractérise une bande d'allongement de la fonction hydroxyle -OH, une bande d'allongement caractéristique des composés nitro -NO apparaît dans la gamme de fréquences 1539 cm^{-1} et une bande intense à 1035 cm^{-1} montre la présence d'un alcène (la double liaison).

Tableau n°12 : Pic de spectre FTIR de *P. lentiscus*

Nombre d'onde (cm^{-1})	Groupe fonctionnel	Abréviation	Mode de vibration
3271 – 3350	O-H of the hydroxyls group	v(O-H)	Stretching
2920	C-H of -CH ₂ - of alkanes	vas(CH ₂)	Stretching (asymmetric)
2850	C-H of -CH ₂ -	vs(CH ₂)	Stretching (symmetric)
1614	N-H of amide I	δ (N-H)	Bending
1539	N-O of nitro compounds	vas(N-O)	Stretching (asymmetric)
1446	C-C of aromatics	v(C-C)	Stretching
1319	N-O of nitro compounds	vs(N-O)	Stretching (symmetric)
1234	-CH ₂ - of methylenes	δ (CH ₂)	Bending
1147	C-O of esters	v(C-O)	Stretching
1035	=C-H of Alkenes	v(C-H)	Bending
763	C-H aromatic ring	-	Deformation

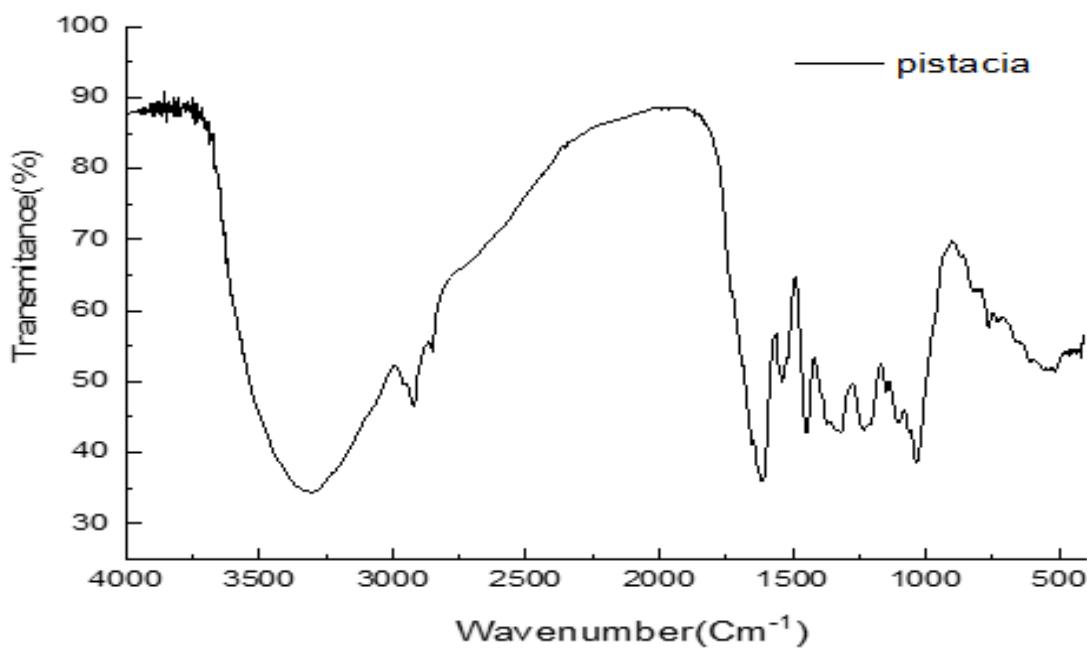


Figure n°32 : Spectre FTIR représentatif de la poudre de *P. lentiscus*

Nos résultats sont conformes aux travaux antérieurs sur *P. lentiscus* pour les extraits (**Mehenni et al., 2016 ; Mokhfi et al., 2024**) et pour les huiles essentielles (**Beraich et al., 2024**).

Au vu des résultats obtenus, les trois plantes présentent des profils IR très similaires, riches en groupes hydroxyles, amides, nitro et aromatiques, suggérant la présence de polyphénols, tanins, flavonoïdes, ou autres métabolites secondaires communs aux extraits végétaux.

Cependant, *P. lentiscus* semble contenir plus d'esters (1147 cm^{-1}) absent dans les autres, ce qui pourrait être lié à des terpènes ou résines. *A. farnesiana* montre une double bande à 1205 et 1236 cm^{-1} pour C–O / C–N et présente des pics bas suggérant structures halogénées ou cycles aromatiques plus complexes.

L'analyse de la poudre végétale pourrait montrer une combinaison de différents composants naturels, tandis que les extraits pourraient offrir une vue plus concentrée de groupes fonctionnels spécifiques. Les comparaisons avec la littérature montrent que les résultats obtenus sont en accord avec les données disponibles pour les huiles essentielles et les extraits d'*A. unedo*, *A. farnesiana* et *P. lentiscus*, validant la présence de ces groupes fonctionnels dans nos échantillons de poudre. La présence significative de ces groupes fonctionnels est nécessaire pour la caractérisation des composés bioactifs dans les plantes.

II.4. Etude phytochimique

II.4.1. Screening phytochimique

Le screening phytochimique nous a permis de mettre en évidence la présence de métabolites secondaires au niveau des tissus végétaux de nos plantes. La détection de ces composés chimiques est basée sur des essais de solubilité des constituants, des réactions de précipitation et de turbidité et un changement de couleur spécifique (**Annexe I**). Le criblage phytochimique de nos extraits est riche en divers phytoconstituants, les résultats obtenus sont illustrés dans le **Tableau 13**.

Tableau n°13 : Screening phytochimique des extraits méthanoliques de trois plantes étudiées

Composés	<i>A. unedo</i>	<i>A. farnesiana</i>	<i>P. lentiscus</i>
Composés phénoliques	+++	+++	+++
Flavonoïdes	+++	+++	+++
Tannins (Gallic)	+++	+++	+++
Saponines	+++	+	+

Quinones		+++	+++	+
Anthraquinones		+++	+	+
Terpénoïdes		+++	+++	+
Composés réducteurs		+	+	+++
Alcaloïdes	Mayer	+	+	+
	Wagner	+	+	++
Oses et holosides		++	+	+

(+++): réaction fortement positive, (++) : réaction positive, (+) : réaction faiblement positive.

Les résultats obtenus à partir de l'extrait d'*A. unedo* ont montré une forte présence de composés phénoliques, flavonoïdes, tannins, saponines, quinones, anthraquinones et terpénoïdes, Tandis que les composés réducteurs, alcaloïdes, Oses et holosides ont révélé une faible présence. Nos résultats sont en accord avec ceux publiés par **Kachkoul et al. (2018)** et **Doudach et al. (2023)** s'agissant des tests de mise en évidence des composés phénoliques, des tannins et des flavonoïdes dans l'extrait méthanolique, hydroalcoolique et l'infusion des feuilles d'*A. unedo*. **Lehfa et al. (2023)** ont également montré la présence de ces trois groupes et composés réducteurs dans l'extrait aqueux et méthanolique de fruits d'*A. unedo*. Ces travaux ont, par ailleurs, rapporté une faible présence ou l'absence totale des terpénoïdes, alcaloïdes, quinones et saponines.

Concernant l'extrait méthanolique d'*A. farnesiana*, le test phytochimique composés phénoliques, flavonoïdes, tannins, quinones et terpénoïdes se sont révélés une forte présence, ainsi une faible présence pour les saponines, les anthraquinones, les composés réducteurs, les alcaloïdes, Oses et holosides. D'après le travail de (**Memon et al., 2024**) les analyses phytochimique qualitatives d'extrait hydroalcoolique d'*A. farnesiana* confirment la présence de divers composés métabolites, notamment des polyphénols, des terpénoïdes, des flavonoïdes, des tanins, mais les saponines n'ont pas été détectés.

L'extrait de *P. lentiscus* a montré une richesse en divers métabolites secondaires selon les analyses phytochimiques. Une réaction fortement positive a été observée, indiquant l'existence de composés phénoliques, flavonoïdes, tanins, quinones et terpénoïdes. Une petite quantité de saponines, d'anthraquinones, de composés réducteurs, d'alcaloïdes, d'oses et d'holosides a également été détectée. Ces résultats sont conformes à ce qui a été démontré dans des études phytochimiques antérieures (**Bammou et al., 2015 ; Beghlal et al., 2016 ; Mechqoq et al., 2022**).

Par comparaison des extraits méthanoliques des trois plantes, *A. unedo* est riche aux différents composés chimiques par rapport l'extrait d'*A. farnesiana* et *P. lentiscus*. Tous les composés phytochimiques identifiés ont des propriétés pharmacologiques intéressantes et leur

utilisation est précitée dans le traitement de plusieurs pathologies. En effet, l'action thérapeutique des plantes résulte de ces éléments phytochimiques ou métabolites secondaires (**Lagnika et al., 2016**).

II.4.2. Teneur en polyphénols et flavonoïdes totaux

Les résultats de dosage des polyphénols des extraits sont exprimés en ug équivalent d'acide gallique par microgramme d'extrait ($\mu\text{g GAE}/\text{mg d'extrait}$). La courbe d'étalonnage est établie par l'équation $y = 0,0145x + 0,282$ avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,9679$ (**Figure 33**). Concernant le dosage flavonoïdes est exprimé en ug équivalent en quercétine par microgramme d'extrait ($\mu\text{g QE}/\text{mg d'extrait}$). La courbe d'étalonnage est établie par l'équation $y = 0,019x + 0,9521$ avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,9716$ (**Figure 34**).

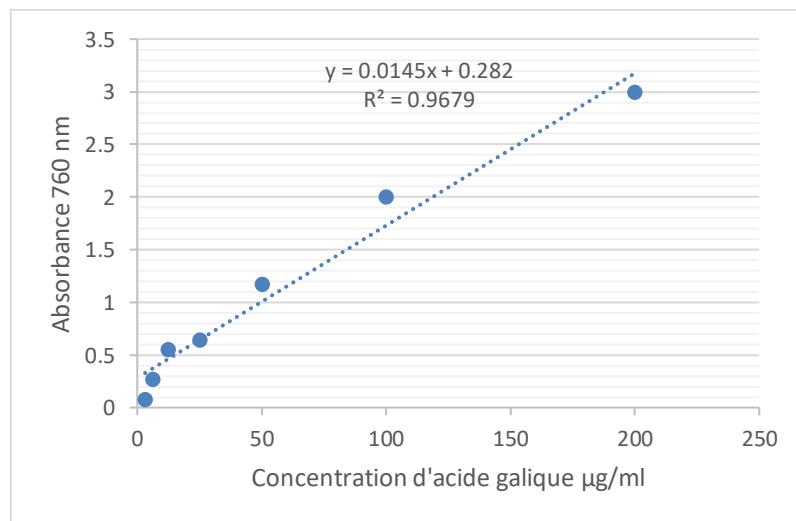


Figure n°33 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

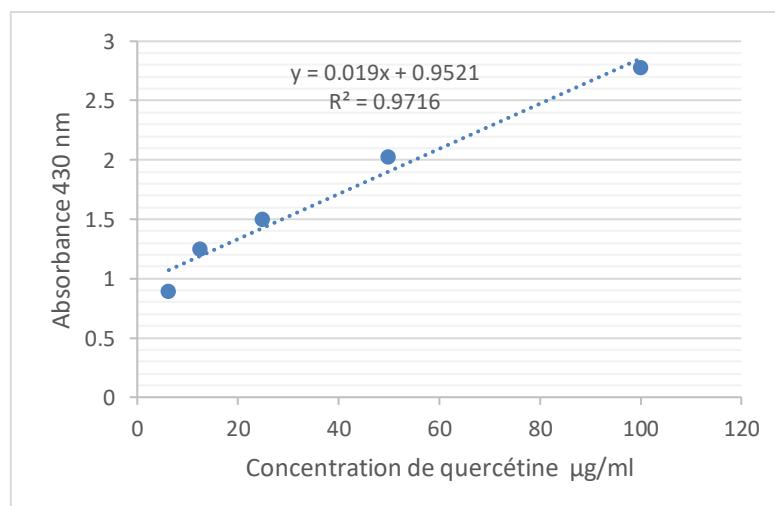


Figure n°34 : Courbe d'étalonnage de la quercétine

Les teneurs en phénoliques et flavonoïdes totaux des extraits méthanoliques sont respectivement de $177,44 \pm 1,06$ ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$) et $97,41 \pm 0,91$ ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$) pour *A. unedo*, $181,72 \pm 0,83$ ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$) et $97,83 \pm 1,11$ ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$) pour *A. farnesiana*, $173,79 \pm 0,15$ ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$) et $58,73 \pm 0,08$ ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$) pour *P. lentiscus* (**Tableau 14**).

Les résultats obtenus montrent que *A. farnesiana* présente des TPC et TFC significativement élevées comparativement aux *A. unedo* et *P. lentiscus*.

Tableau n°14 : Teneur en polyphénols totaux (TPC), Teneur en flavonoïdes totaux (TFC) des extraits méthanoliques de trois plantes étudiées

Extraits	TPC ($\mu\text{g GAE}/\text{mg extrait}$)	TFC ($\mu\text{g QE}/\text{mg extrait}$)
<i>A. Unedo</i>	$177,44 \pm 1,06$	$97,41 \pm 0,91$
<i>A. farnesiana</i>	$181,72 \pm 0,83$	$97,83 \pm 1,11$
<i>P. lentiscus</i>	$173,79 \pm 0,15$	$58,73 \pm 0,08$

Comparativement aux études précédentes, les résultats rapportés par (**Martins et al., 2021**) sur plusieurs mois ont révélé des résultats supérieurs à notre en composés phénoliques totaux (TPC) pour les feuilles d'*A. unedo* variait de $254,96 \pm 13.86$ mg/g à 495.24 ± 67.49 mg/g, la valeur élevée a été observée au mois d'avril. Par ailleurs, **Mekkaoui et al. (2023)** ont démontré une teneur en composés phénoliques totaux (TPC) et teneur totale en flavonoïdes (TFC) dans l'extrait méthanolique d'*A. unedo*, d'environ 130 mg GAE/g et 350 mg QE/g, respectivement.

Gabr et al. (2018) a montré une teneur en composés phénoliques totaux (TPC) des extraits éthanoliques à 50 % et 70 % d'*A. farnesiana* variait selon les saisons avec des valeurs entre 63.2 ± 2.3 (mg GAE/g) pour l'hiver et 247.9 ± 3.5 (mg GAE/g) pour le printemps.

Des études antérieures de la teneur totale en phénol de *P. lentiscus* ont révélé des valeurs plus élevées que celles que nous avons obtenues (**Amessis-Ouchemoukh et al., 2014** ; **Bouriche et al., 2016** ; **Belhachat et al., 2017** ; **Belabbas et al., 2023**), d'autre part, **Azib et al. (2019)** a montré une valeur inférieure à 95,8 mg GAEq/g. Notre résultat de la teneur totale en flavonoïdes de *P. lentiscus* était incohérent avec les études précédentes, qui rapportent des valeurs inférieures à celles que nous avons obtenues (**Cheurfa et Allem, 2015** ; **Bouriche et al., 2016** ; **Belhachat et al., 2017** ; **Azib et al., 2019** ; **Belabbas et al., 2023**). Selon (**Djidet et al., 2013** ; **Bakli et al., 2020**), les valeurs rapportées sont de 82,3 mg QE/g et 278,5 mg REq/g, respectivement.

Les composés phénoliques ont une capacité importante d'adsorption et de neutralisation des radicaux libres, d'extinction de l'oxygène singulet ou de décomposition des peroxydes en raison de la présence de substituants hydroxyle et de leur structure aromatique, ce qui leur permet de chasser les radicaux libres (**Villaño et al., 2007**). Les composés phénoliques sont également bien connus en raison de leurs diverses propriétés biologiques telles que leurs effets antiallergiques, anti-athérogènes, anti-inflammatoires, antimicrobiens, antithrombotiques, cardioprotecteurs et vasodilatateurs (**Ksouri et al., 2007**).

Plusieurs facteurs peuvent influer sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes des plantes, notamment les méthodes d'extraction, les facteurs géographiques et climatiques, le patrimoine génétique, la période de récolte, le degré de maturation de la plante ainsi que la durée de stockage (**Pedneault et al., 2001**).

II.5. Les activités biologiques

II.5.1. Activité antioxydante

L'activité antioxydante *in vitro* des différents extraits sont évaluées par divers mécanismes : tests de piégeage des radicaux libres DPPH et ABTS⁺. Les résultats ont révélé des activités antioxydantes intéressantes pour le DPPH (**Figure 35, 36 et 37**) et un pouvoir anti-radicalaire modéré pour ABTS⁺.

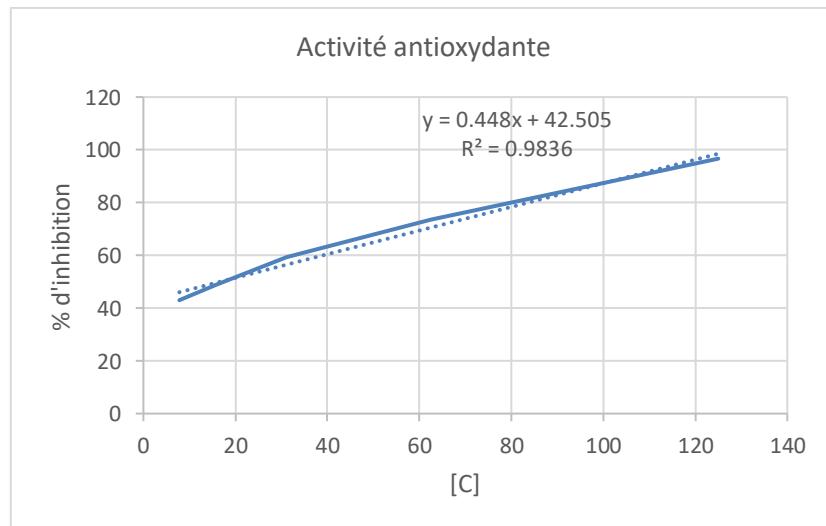


Figure n°35 : Activité antioxydante d'extrait méthanolique d'*A. unedo*

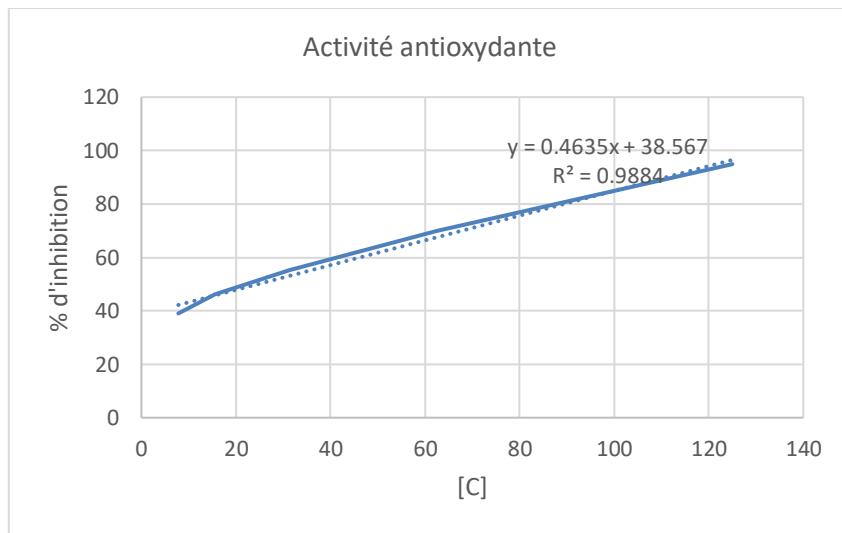


Figure n°36 : Activité antioxydante d'extrait méthanolique d'*A. farnesiana*

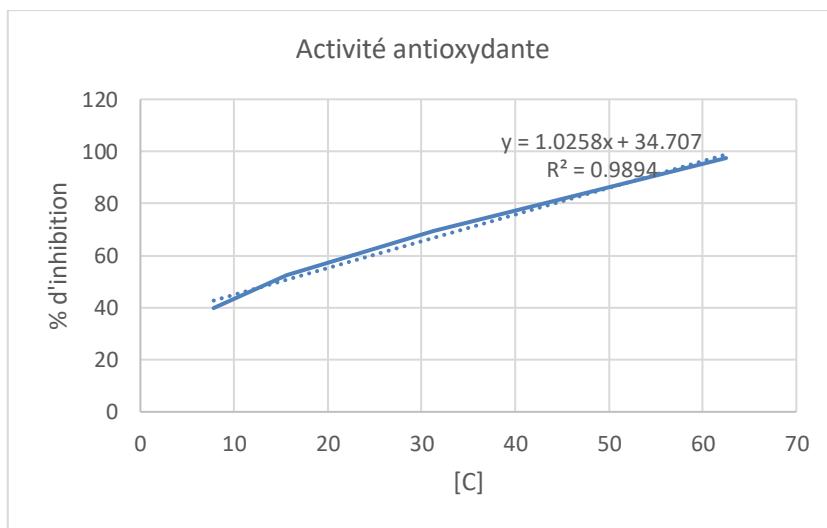


Figure n°37 : Activité antioxydante d'extrait méthanolique de *P. lentiscus*

Le potentiel antioxydant des extraits méthanoliques était pour *A. unedo* (DPPH : IC₅₀ = 16,73 ± 0,06 µg/mL ; ABTS⁺ : IC₅₀ = 203,02 ± 10,86 µg/mL), *A. farnesiana* (DPPH : IC₅₀ = 24,67 ± 1,31 µg/mL ; ABTS⁺ : IC₅₀ = 149,52 ± 4,15 µg/mL) et *P. lentiscus* (DPPH : IC₅₀ = 14,90 ± 0,09 µg/mL ; ABTS⁺ : IC₅₀ = 130,89 ± 2,8 µg/mL) (**Figure 38 et 39**).

Par ailleurs, les extraits méthanoliques ont montré une activité antioxydante inférieure à celle des standards de référence, à savoir l'acide ascorbique (DPPH : IC₅₀ = 3,25 ± 0,06 µg/mL) et le BHA (ABTS⁺ : IC₅₀ = 1,88 ± 0,06 µg/mL).

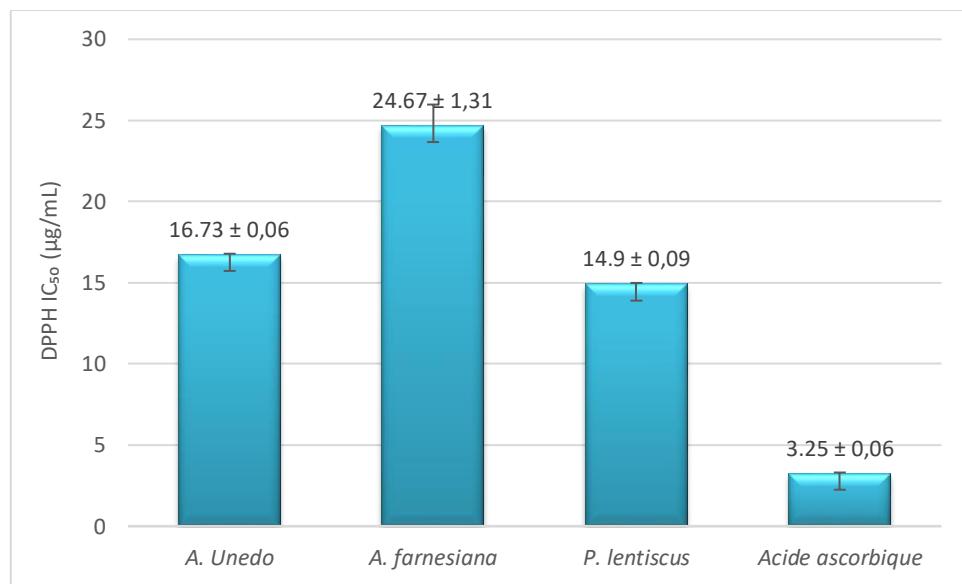


Figure n°38 : Activité antioxydante DPPH (IC₅₀, µg/mL) des extraits méthanoliques d'*A. unedo*, *A. farnesiana*, *P. lentiscus* et du standard acide ascorbique

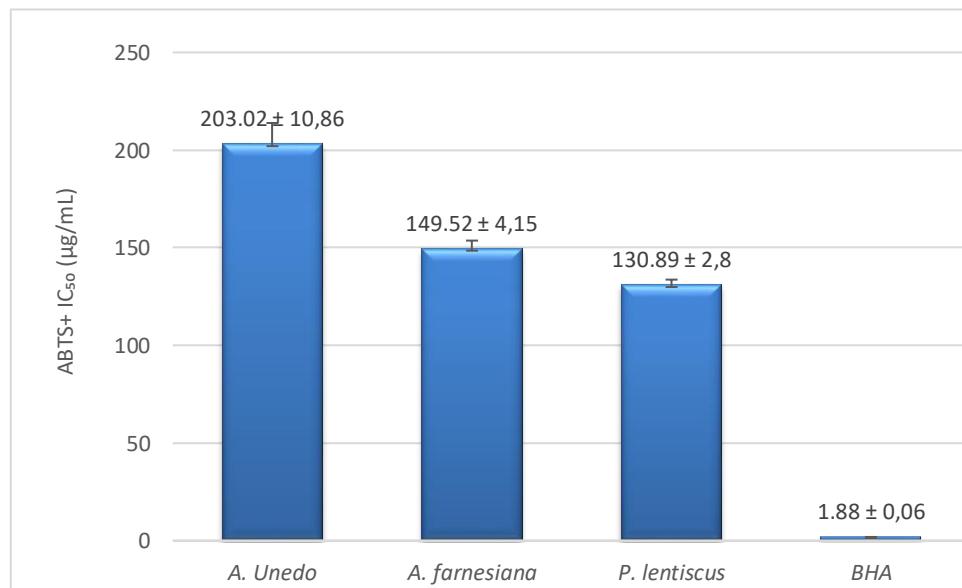


Figure n°39 : Activité antioxydante ABTS⁺ (IC₅₀, µg/mL) des extraits méthanoliques d'*A. unedo*, *A. farnesiana*, *P. lentiscus* et du standard BHA

L'activité antioxydante à l'aide des tests DPPH et ABTS⁺ d'*A. unedo* a révélé des valeurs d'inhibition relativement modestes comparées à celles rapportées par (**Habachi et al., 2022**) qui ont montré des valeurs de DPPH : IC₅₀ = 9 ± 1.0 µg/mL et ABTS⁺ : IC₅₀ = 114 ± 7.2 µg/mL de l'extrait éthanlique des feuilles. À la différence de ce qui ont été rapporté par (**Bouyahya et al., 2016 ; Karačonji et al., 2021 ; Mekkaoui et al., 2023**) un pouvoir d'inhibition de DPPH pour l'extrait méthanolique des feuilles d'*A. unedo* inférieure à nos résultats par une IC₅₀ =

95,25 µg/mL, IC50 entre 38.23 ±1.47 mg/L et 45.12 ± 0.98 mg/L et IC50 = 0,033 mg/mL, respectivement.

Le travail de **Ramli et al. (2011)** a révélé que *A. farnesiana* présente une activité antioxydante faible par rapport à nos résultat, l'extrait éthanolique montre un effet antiradical DPPH avec IC50 = 56 µg/mL.

L'activité anti-radicalaire de DPPH a été précédemment enregistrée pour des extraits polaires d'autres espèces d'*Acacia*. Les extraits méthanoliques des feuilles d'*Acacia nilotica*, *Acacia seyal* et *Acacia laeta* de l'Egypte ont montré une activité reste faible par comparaison à *A. farnesiana* avec des valeurs IC50 de 78,18 µg/mL, 76,98 µg/mL et 130,59 µg/mL, respectivement (**Abdel-Farid et al., 2014**).

Diverses études sur *P. lentiscus* dans différentes régions et utilisant le radical libre DPPH ont rapporté des résultats similaires (**Amessis-Ouchemoukh et al., 2014 ; Pacifico et al., 2014** ; **Ghenima et al., 2015** ; **Salhi et al., 2019**). De plus, (**Hemma et al., 2018**) ont montré une faible pouvoir antioxydant par rapport à notre résultat, qui a évalué l'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus* et rapporté IC50 = 0,121 mg/mL. Également le travail de **Allaoui et al. (2025)** a révélé un pouvoir antioxydant pour l'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus* (DPPH : IC50 = 0,047 ± 0,001 mg/mL; ABTS⁺: IC50 = 0.498 ± 0,050 mg/mL) et pour l'extrait aqueux (DPPH: IC50 = 0.037 ± 0,003 mg/mL; ABTS⁺: IC50 = 0.124 ± 0,004 mg/mL).

La forte activité antioxydante de chaque plante étudiée peut être attribuée à sa teneur élevée en polyphénols et en flavonoids qui sont précédemment identifiés dans nos extraits, comme le confirme l'analyse phytochimique. Ces composés sont bien documentés pour leurs propriétés anti-radicaux. Leurs groupes hydroxyle (-OH) permettent un don efficace d'électrons, stabilisent les radicaux libres et préviennent les dommages oxydatifs (**Mehenni et al., 2016**).

II.5.2. Activité antimicrobienne

L'activité antibactérienne des extraits méthanoliques des plantes étudiées et les témoins positifs (l'amoxicilline (AMC) 30 µg, la céphalexine (CN) 10 µg, la céfazoline (CZ) 30 µg et la céfoxitine (FOX) 30 µg) est mis en évidence par la méthode des trous vis-à-vis *Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231 et *Candida albicans* ATCC 10237. La CMI a été évaluée par la méthode de microdilution (plaques à 96 trous).

Les résultats indiquent que les souches bactériennes et fongiques testées ont présenté une sensibilité à l'ensemble des concentrations évaluées, à savoir 25 mg/mL, 50 mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL (**Annexe II**).

Concernant l'extrait méthanolique d'*A. unedo* a montré une meilleure activité antibactérienne contre *E. coli* ATCC 8739, dont les diamètres des zones d'inhibition varient entre (16,7 - 18,7 mm) pour *E. coli* ATCC 8739, (11 – 13,7 mm) pour *E. coli* ATCC 25922, (15 - 16 mm) pour *S. aureus* ATCC 6538, (13,4 – 14,7 mm) pour *B. cereus* ATCC 14579, (12,4 – 14,4 mm) pour *C. albicans* ATCC 10231 et (13,4 – 16,7 mm) pour *C. albicans* ATCC 10237 (**Tableau 15**). Les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration contre *S. aureus* ATCC 6538 et *C. albicans* ATCC 10231 avec une valeur de CMI de 12,5 mg/mL (**Tableau 16, Annexe IV**).

Les valeurs MBC et MFC étaient inférieures à 50 mg/mL pour toutes les souches testées.

Le rapport MBC/MIC était 1 pour *E. coli* ATCC 25922, <2 pour les autres souches.

Le rapport MFC/MIC était 2 pour *C. albicans* ATCC 10231, et 1 pour *C. albicans* ATCC 10237. Ces résultats suggèrent que l'extrait méthanolique des feuilles d'*A. unedo* présentent une activité bactéricide et fongicide (**Annexe V**).

Tableau n°15 : Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique d'*A. unedo*

Souches Testées	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)			
	Concentration d'extrait méthanolique (mg/mL)			
	25	50	100	200
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	16,7±1,11	17±0,66	18±0,66	18,7±0,44
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	11	12,7±0,44	13,7±0,44	13,7±0,44
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	15±0,66	15±0,66	15,4±0,44	16
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	13,4±0,44	13,7±0,44	14,4±0,44	14,7±0,44
<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	12,4±0,44	13±0,66	13,7±0,88	14,4±0,44
<i>Candida albicans</i> ATCC 10237	13,4±0,88	15,7±1,77	16±1,33	16,7±1,11

Tableau n°16 : CMI, CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique d'*A. unedo*

Souches Testées	CMI (mg/mL)	CMB (mg/mL)	CMF (mg/mL)	CMB/CMI ratio	CMF/CMI ratio
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	25	<50	-	<2	-
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	25	25	-	1	-
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	12,5	<25	-	<2	-
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	25	<50	-	<2	-
<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	12,5	-	25	-	2
<i>Candida albicans</i> ATCC 10237	25	-	25	-	1

Par comparaison aux travaux antérieurs, une activité antibactérienne très intéressante conforme aux nos résultats pour l'extrait méthanolique d'*A. unedo* contre *S. aureus* ($14 \pm 0,72$ mm et 18.2 ± 0.4 mm) et *E. coli* ($12 \pm 0,91$ mm et 14.5 ± 0.5 mm) ont été rapportées par (**Bouyahya et al., 2016 ; Doudach et al., 2023**), respectivement.

En se référant au travail de (**Malheiro et al., 2012**), l'extrait aqueux des feuilles des 19 génotypes végétaux étudiés d'*A. unedo* a montré une activité antimicrobienne contre toutes les bactéries testées, de manière dose-dépendante pour chaque souche indicatrice sensible (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus* et *Staphylococcus epidermidis*), mais les levures (*Candida albicans*, *Candida krusei*, *Candida parapsilosis* et *Candida glabrata*) étaient résistantes aux concentrations testées (0,1 à 20 mg/mL).

Par contre, aucun effet inhibiteur détecté par l'extrait aqueux d'*A. unedo* contre *E. coli* avec la concentration 250 mg/mL (**Orak et al., 2011**).

Dans l'ensemble, les bactéries à Gram négatif présentaient une résistance plus élevée aux propriétés antimicrobiennes de l'extrait que les bactéries à Gram positif, un résultat communément rapporté dans d'autres études portant sur les propriétés antimicrobiennes des extraits de plantes (**Zhu et al., 2004 ; Proestos et al., 2005 ; Pereira et al., 2007 ; Oliveira et al., 2008**).

La littérature rapporte des valeurs très variables de CMI, ce qui reflète à la fois la complexité phytoconstitutive de la plante, les souches microbiennes testées et la diversité des méthodologies expérimentales utilisées. Le travail de (**Doudach et al., 2023**) rapporte des

résultats similaires à notre avec une valeur de CMI (12,5 mg/mL) et valeur de CMB de l'ordre de (25 mg/mL) pour l'extrait méthanolique d'*A. unedo* contre *S. aureus*.

En effet d'après (**Malheiro et al., 2012**), les bactéries Gram-positives étaient plus sensibles au potentiel antimicrobien de l'extrait d'*A. unedo*, avec des valeurs de CMI de 1 mg/mL. À cette concentration, l'inhibition de la croissance était plus élevée pour *B. cereus* et *B. subtilis*, suivie par *S. epidermidis*. Des valeurs de CMI de 2,5 mg/mL ont été enregistrées pour *P. aeruginosa*. *S. aureus* et *E. coli* étaient les bactéries les plus résistantes, avec une CMI de 5 mg/mL.

Quant à *A. farnesiana*, elle présente une forte activité antimicrobienne contre *C. albicans* ATCC 10237, dont les diamètres des zones d'inhibition varient entre (15,33 – 19,33 mm) pour *E. coli* ATCC 8739, (14 – 18 mm) pour *E. coli* ATCC 25922, (12,33 – 14,67 mm) pour *S. aureus* ATCC 6538, (14,67 – 15,67 mm) pour *B. cereus* ATCC 14579, (11,67 – 15 mm) pour *C. albicans* ATCC 10231 et (18 – 22 mm) pour *C. albicans* ATCC 10237 (**Tableau 17**). Les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration contre *S. aureus* ATCC 6538 et *C. albicans* ATCC 10231 avec une valeur de CMI de 12,5 mg/mL (**Tableau 18, Annexe IV**).

Les valeurs MBC et MFC étaient inférieures à 50 mg/mL pour toutes les souches testées.

Le rapport MBC/MIC était <4 pour *S. aureus* ATCC 6538, <2 pour les autres souches.

Le rapport MFC/MIC était 2 pour *C. albicans* ATCC 10231, et 1 pour *C. albicans* ATCC 10237. Au vu de ces résultats, il est probable que les feuilles d'*A. farnesiana*, extraites dans le méthanol, possèdent une activité bactéricide et fongicide (**Annexe V**).

Tableau n°17 : Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique d'*A. farnesiana*

Souches Testées	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)			
	Concentration d'extrait méthanolique (mg/mL)			
	25	50	100	200
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	15,33±1,11	17,67±0,44	18,67±0,44	19,33±0,88
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	14	15,33±0,44	17	18
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	12,33±0,44	13,33±0,44	13,67±0,88	14,67±0,88
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	14,67±0,44	15±0,67	15,67±1,11	15,67±1,11
<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	11,67±0,44	14±0,67	14,33±0,44	15

<i>Candida albicans</i> ATCC 10237	18±0,67	20±1,33	21,33±1,77	22±2
---------------------------------------	---------	---------	------------	------

Tableau n°18 : CMI, CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique d'*A. farnesiana*

Souches Testées	CMI (mg/mL)	CMB (mg/mL)	CMF (mg/mL)	CMB/CMI ratio	CMF/CMI ratio
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	25	<50	-	<2	-
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	25	<50	-	<2	-
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	12,5	<50	-	<4	-
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	25	<50	-	<2	-
<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	12,5	-	25	-	2
<i>Candida albicans</i> ATCC 10237	25	-	25	-	1

Selon (Saleema et al., 2023), l'extrait méthanolique brut d'*A. farnesiana* a montré une activité antibactérienne contre différentes souches testées avec des diamètres de zone d'inhibition comprises entre (12.8 ± 0.45 mm et 18 ± 0.5774) pour *E. coli*, (7.2 ± 0.333 mm et 13 ± 0.5774 mm) pour *S. aureus* et (10.5 ± 0.65 mm et 14.2 ± 0.5774 mm) pour *B. cereus*. Ces résultats restent un peu faibles par rapport aux valeurs trouvés dans notre travail.

Une autre étude montre que l'extrait éthanolique des feuilles d'*A. farnesiana* présentait une CIM = 0,8 mg/mL contre la bactérie *Bacillus subtilis* (ATCC 6633), alors que la CIM pour la croissance de *Staphylococcus aureus* (ATCC 6538P) et d'*Escherichia coli* (ATCC 25922) était supérieure à 1 mg/mL. Tandis que, les champignons contrairement aux bactéries, l'extrait a montré une CMI = 2,5 mg/mL contre *Saccharomyces cerevisiae* (ATCC 9763) alors que CIM = 5 mg/ml pour le champignon *Candida albicans* (ATCC 10230) (Ramli et al., 2011).

En revanche, l'extrait méthanolique de *P. lentiscus* a montré une meilleure activité antimicrobienne contre *C. albicans* ATCC 10237, dont les diamètres des zones d'inhibition varient entre (12 - 17,3 mm) pour *E. coli* ATCC 8739, (15,7 – 19,7 mm) pour *E. coli* ATCC 25922, (11,7 - 16 mm) pour *S. aureus* ATCC 6538, (12,7 – 15,3 mm) pour *B. cereus* ATCC 14579, (12,3 – 19 mm) pour *C. albicans* ATCC 10231 et (19,3 – 24 mm) pour *C. albicans* ATCC 10237 (Tableau 19). Les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration contre *E. coli* ATCC 8739, *E. coli* ATCC 25922, *B. cereus* ATCC 14579 et *C. albicans* ATCC 10237 avec une valeur de CMI de 12,5 mg/mL (Tableau 20, Annexe IV).

Les valeurs MBC et MFC étaient inférieures à 50 mg/mL pour toutes les souches testées.

Le rapport MBC/MIC était <2 pour *S. aureus* ATCC 6538, <4 pour les autres souches.

Le rapport MFC/MIC était <2 pour *C. albicans* ATCC 10231, et 4 pour *C. albicans* ATCC 10237. Sur la base de ces résultats, on a cru que les feuilles de *P. lentiscus* analysées dans un extrait méthanolique étaient bactéricides et fongicide (**Annexe V**).

Tableau n°19 : Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique de *P. lentiscus*

Souches Testées	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)			
	Concentration d'extrait méthanolique (mg/mL)	25	50	100
<i>E. coli</i> (ATCC 8739)	12±0.66	15.7±0.44	17	17.3±0.44
<i>E. coli</i> (ATCC 25922)	15.7±0.44	18±0.66	19±0.66	19.7±1.11
<i>S. aureus</i> (ATCC 6538)	11.7±0.44	13	15	16
<i>B. cereus</i> (ATCC 14579)	12.7±1.11	13.7±0.44	14.7±0.44	15.3±1.11
<i>C. albicans</i> (ATCC 10231)	12.3±1.55	15.7±0.44	17.3±0.44	19±0.66
<i>C. albicans</i> (ATCC 10237)	19.3±1.77	19.7±1.77	24±0.66	24±1.33

Tableau n°20 : CMI, CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique de *P. lentiscus*

Souches Testées	CMI (mg/mL)	CMB (mg/mL)	CMF (mg/mL)	CMB/CMI ratio	CMF/CMI ratio
<i>E. coli</i> (ATCC 8739)	12,5	<50	-	<4	-
<i>E. coli</i> (ATCC 25922)	12,5	<50	-	<4	-
<i>S. aureus</i> (ATCC 6538)	25	<50	-	<2	-
<i>B. cereus</i> (ATCC 14579)	12,5	<50	-	<4	-
<i>C. albicans</i> (ATCC 10231)	25	-	<50	-	<2
<i>C. albicans</i> (ATCC 10237)	12,5	-	50	-	4

Ces résultats sont confirmés par la majorité des études antérieures démontrant la capacité de divers extraits de *P. lentiscus* à inhiber les micro-organismes pathogènes (**Salhi et al., 2019 ; Bakli et al., 2020 ; Alhadad et al., 2022 ; Belabbas et al., 2023**). Les diamètres d'inhibition varient d'une étude à l'autre en raison de la résistance des souches bactériennes et fongiques testées. Selon (**Bammou et al., 2015**), aucune activité n'a été démontrée contre *E. coli* et *S. aureus* par l'extrait méthanolique de *P. lentiscus*. Dans les travaux de (**Bammou et al., 2015** ;

Beldi et al., 2020), l'huile essentielle de *P. lentiscus* n'a montré aucun effet inhibiteur contre certaines souches bactériennes (*E. coli*, *S. aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Klebsiella pneumonia*), ces résultats sont contrairement aux travaux de (Aouinti et al., 2013 ; Selmi et al., 2020).

Selon les travaux de (Belabbas et al., 2023), la CMI de l'extrait phénolique de feuilles de *P. lentiscus* a été évaluée à entre 2,5 mg/mL et 20 mg/mL pour *E. coli*. Également, (Drioiche et al., 2023) a révélé que la CMI de l'extrait aqueux de *P. lentiscus* se situait entre 1,2 mg/mL et 2,5 mg/mL par rapport à (*E. coli*, *S. aureus* et *C. albicans*). Bakli et al. (2020) ont signalé une bonne activité antifongique contre *C. albicans* avec une CMI de 0,1 mg/mL par la fraction d'acétate d'éthyle provenant de l'extrait éthanolique de *P. lentiscus*.

Les résultats de l'antibiogramme de cette étude ont montré qu'il existe des souches résistantes telles que *S. aureus* ATCC 6538 et *B. cereus* ATCC 14579 à l'antibiotique FOX, ainsi que des souches très sensibles telles que *E. coli* ATCC 8739 et *E. coli* ATCC 25922 (Tableau 21, Annexe III).

Tableau n°21 : Activité antimicrobienne des antibiotiques contre les souches testées

Souches Testées	Diamètre de la zone d'inhibition (mm)			
	AMC 30 µg	CN 10 µg	CZ 30 µg	FOX 30 µg
<i>Escherichia coli</i> ATCC 8739	28	22	29	22
<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	20	20	28	22
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	17	15	13	R
<i>Bacillus cereus</i> ATCC 14579	14	25	10	R
<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	-	-	-	-
<i>Candida albicans</i> ATCC 10237	-	-	-	-

L'utilisation d'agents antimicrobiens est essentielle au succès du traitement des maladies infectieuses, bien qu'il existe de nombreuses catégories de médicaments qui sont couramment utilisés pour traiter les infections chez l'homme ; les micro-organismes pathogènes développent

constamment une résistance à ces médicaments en raison de l'utilisation aveugle d'antibiotiques (**Al-Bari et al., 2006**).

De nombreuses études ont mis en évidence que les composés naturels présents dans les plantes, les herbes et les épices possèdent des propriétés antimicrobiennes et constituent une source potentielle d'agents efficaces contre les pathogènes (**Deans et Ritchie, 1987 ; Kumar et al., 2006**).

Les trois plantes étudiées dans le cadre de cette recherche présentent des activités biologiques prometteuses. Le potentiel antimicrobien de leurs extraits méthanoliques pourrait être lié à leur richesse en composés bioactifs, notamment les flavonoïdes, qui sont reconnus pour leur efficacité contre des micro-organismes tels que *E. coli*, *S. aureus*, *B. cereus* et *C. albicans* (**Araruna et al., 2012 ; Soni, 2013**). Plusieurs études ont en effet démontré que les plantes médicinales exercent une activité bactéricide marquée, attribuée à la présence de substances naturelles comme les flavonoïdes, les tanins et les alcaloïdes (**Cowan, 1999 ; Cushnie et Lamb, 2005**).

Conclusion

Conclusion

Les plantes médicinales constituent une ressource cruciale pour l'homme. Grâce à leur importance et leurs effets thérapeutiques, la science amplifiée au cours de ces dernières années les études sur l'extraction et la caractérisation des molécules bioactives à base des huiles essentielles et les extraits végétaux. La présente étude avait pour objectif principal de valoriser les plantes médicinales *Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* récoltées de différents biotopes d'Ouest algérien.

Trois aspects principaux sont visés par ce travail: le premier aspect est l'extraction des huiles essentielles par hydrodistillation afin de caractériser la composition chimique en utilisant la chromatographie en phase gazeuse - spectrométrie de masse (GC-MS). Les rendements obtenus à partir des feuilles séchées donnant une valeur de 0,1 % pour *P. lentiscus* contrairement à 0 % pour *A. unedo* et *A. farnesiana* avec seulement la présence des traces non récupérables. L'analyse chromatographique globale de l'huile de *P. lentiscus* permet d'identifier trente-neuf composés, il existe un mélange complexe qui est principalement composé des hydrocarbures monoterpéniques (66,62 %) et les hydrocarbures sesquiterpéniques (16,98 %), alors que les mono- et sesquiterpéniques oxygénés n'étaient présents qu'en faible pourcentage (respectivement 4,27 et 3,44 %). Les principaux constituants détectés dans l'huile étaient le limonène (17,70 %), le α -pinène (15,80 %), le myrcène (7,97 %), le β -pinène (7,23 %) suivi du caryophyllène (5,64 %) et du γ -terpinène (5,19 %).

Le deuxième aspect s'intéresse à l'identification les groupements fonctionnels présents dans les poudres de trois plantes étudiées par Spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier (FTIR). Les trois plantes présentent des profils IR très similaires, riches en groupes hydroxyles, amides, nitro et aromatiques, suggérant la présence de polyphénols, tanins, flavonoïdes, ou autres métabolites secondaires communs aux extraits végétaux.

Cependant, *P. lentiscus* semble contenir plus d'esters (1147 cm^{-1}) absent dans les autres, ce qui pourrait être lié à des terpènes ou résines. *A. farnesiana* montre une double bande à 1205 et 1236 cm^{-1} pour C-O / C-N et présente des pics bas suggérant structures halogénées ou cycles aromatiques plus complexes. Ces résultats aident à une meilleure compréhension de la composition chimique et des propriétés potentielles des plantes.

L'étape de la caractérisation et l'identification des composés présents dans les trois plantes ont permis de poursuivre l'étude en abordant un troisième volet, portant sur la préparation des extraits méthanoliques, l'analyse phytochimique qualitative et quantitative, ainsi que l'évaluation de leurs activités biologiques (antioxydante et antimicrobienne).

En ce qui concerne le screening phytochimique des trois extraits méthanoliques a révélé une richesse en métabolites secondaires principalement les composés phénoliques, flavonoïdes et tanins. Par ailleurs, la comparaison entre les trois plantes montre que *A. unedo* est la plus riche en différents composés chimiques par rapport à l'extrait d'*A. farnesiana* et *P. lentiscus*.

Les résultats de l'étude phytochimique quantitatif, indiquent une présence de substances actives de polyphénols et flavonoïdes à différentes teneurs comme suit : $177,44 \pm 1,06$ ($\mu\text{g GAE/mg extrait}$) et $97,41 \pm 0,91$ ($\mu\text{g QE/mg extrait}$) pour *A. unedo*, $181,72 \pm 0,83$ ($\mu\text{g GAE/mg extrait}$) et $97,83 \pm 1,11$ ($\mu\text{g QE/mg extrait}$) pour *A. farnesiana*, $173,79 \pm 0,15$ ($\mu\text{g GAE/mg extrait}$) et $58,73 \pm 0,08$ ($\mu\text{g QE/mg extrait}$) pour *P. lentiscus*, respectivement.

L'activité antioxydante *in vitro* des différents extraits sont évaluées par divers mécanismes : tests de piégeage des radicaux libres DPPH et ABTS. Les résultats ont révélé des activités antioxydantes intéressantes pour le DPPH et un pouvoir anti-radicalaire modéré pour ABTS. Le potentiel antioxydant des extraits méthanoliques était pour *A. unedo* (DPPH : $\text{IC}_{50} = 16,73 \pm 0,06 \mu\text{g/mL}$; ABTS⁺ : $\text{IC}_{50} = 203,02 \pm 10,86 \mu\text{g/mL}$), *A. farnesiana* (DPPH : $\text{IC}_{50} = 24,67 \pm 1,31 \mu\text{g/mL}$; ABTS⁺ : $\text{IC}_{50} = 149,52 \pm 4,15 \mu\text{g/mL}$) et *P. lentiscus* (DPPH : $\text{IC}_{50} = 14,90 \pm 0,09 \mu\text{g/mL}$; ABTS⁺ : $\text{IC}_{50} = 130,89 \pm 2,8 \mu\text{g/mL}$).

En dernier lieu, l'activité antibactérienne des extraits méthanoliques des plantes étudiées est mis en évidence par la méthode des trous vis-à-vis *Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231 et *Candida albicans* ATCC 10237.

Les souches bactériennes et fongiques testées étaient sensibles à toutes les concentrations de 25 mg/mL, 50 mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL. Concernant l'extrait méthanolique d'*A. unedo* a montré une meilleure activité antibactérienne contre *E. coli* ATCC 8739, dont les diamètres des zones d'inhibition varient entre (16,7 - 18,7 mm) pour *E. coli* ATCC 8739, (11 – 13,7 mm) pour *E. coli* ATCC 25922, (15 - 16 mm) pour *S. aureus* ATCC 6538, (13,4 – 14,7 mm) pour *B. cereus* ATCC 14579, (12,4 – 14,4 mm) pour *C. albicans*

ATCC 10231 et (13,4 – 16,7 mm) pour *C. albicans ATCC 10237*. Les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration contre *S. aureus ATCC 6538* et *C. albicans ATCC 10231* avec une valeur de CMI de 12,5 mg/mL.

Quant à *A. farnesiana*, elle présente une forte activité antimicrobienne contre *C. albicans ATCC 10237*, dont les diamètres des zones d'inhibition varient entre (15,33 – 19,33 mm) pour *E. coli ATCC 8739*, (14 – 18 mm) pour *E. coli ATCC 25922*, (12,33 – 14,67 mm) pour *S. aureus ATCC 6538*, (14,67 – 15,67 mm) pour *B. cereus ATCC 14579*, (11,67 – 15 mm) pour *C. albicans ATCC 10231* et (18 – 22 mm) pour *C. albicans ATCC 10237*. Les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration contre *S. aureus ATCC 6538* et *C. albicans ATCC 10231* avec une valeur de CMI de 12,5 mg/mL.

En revanche, l'extrait méthanolique de *P. lentiscus* a montré une meilleure activité antimicrobienne contre *C. albicans ATCC 10237*, dont les diamètres des zones d'inhibition varient entre (12 - 17,3 mm) pour *E. coli ATCC 8739*, (15,7 – 19,7 mm) pour *E. coli ATCC 25922*, (11,7 - 16 mm) pour *S. aureus ATCC 6538*, (12,7 – 15,3 mm) pour *B. cereus ATCC 14579*, (12,3 – 19 mm) pour *C. albicans ATCC 10231* et (19,3 – 24 mm) pour *C. albicans ATCC 10237*. Les valeurs de CMI ont révélé la plus faible concentration contre *E. coli ATCC 8739*, *E. coli ATCC 25922*, *B. cereus ATCC 14579* et *C. albicans ATCC 10237* avec une valeur de CMI de 12,5 mg/mL.

Les résultats obtenus, au cours de ce travail, ont permis de découvrir l'importance les plantes médicinales *Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* qui possèdent des potentialités très intéressantes, peuvent être considérés comme une source de substances chimiques avec un grand potentiel d'utilisation en tant qu'ingrédients dans diverses applications industrielles telles que les aliments fonctionnels, pharmaceutiques et cosméceutiques.

Perspectives

Ces conclusions peuvent constituer un point de départ pour plusieurs travaux à venir :

- Renforcer les résultats obtenus par une caractérisation chimique approfondie des trois plantes, à l'aide d'analyses telles que HPLC, RMN, ...etc, ainsi d'isoler les composés bioactifs spécifiques.
- Évaluer d'autres activités biologiques telles que les activités anticholinesterase, antidiabétiques, anticancéreuses et anti-inflammatoires, ...etc.

- Effectuer des tests *in vivo* sur les extraits afin de mieux évaluer leur profil de sécurité et leur efficacité. Cette approche permettra de mettre en évidence un effet pharmacologique à la fois plus sûr et plus performant dans un contexte thérapeutique.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- **Abdel-Farid, I., Shedad, M., & Mohamed, E. (2014).** Metabolomic profiling and antioxidant activity of some Acacia species. *Saudi Journal Of Biological Sciences*, 21(5), 400-408. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2014.03.005>
- **Adnan, M., Hussain, J., Shah, M. T., Shinwari, Z. K., Ullah, F., Bahader, A., Khan, N., Khan, A. L., & Watanabe, T. (2010).** Proximate and nutrient composition of medicinal plants of humid and sub-humid regions in North-west Pakistan. *Journal Of Medicinal Plants Research*, 4(4), 339-345. <https://doi.org/10.5897/jmpr09.505>
- **African Plant Database (version 4.0.0) (2023).** Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève and South African National Biodiversity Institute, Pretoria, "Retrieved [09/2023]", from: <http://africanplantdatabase.ch>
- **Afrisham, R., Aberomand, M., Ghaffari, M. A., Siahpoosh, A., & Jamalan, M. (2015).** Inhibitory Effect of Heracleum persicum and Ziziphus jujubaon Activity of Alpha-Amylase. *Journal Of Botany*, 2015, 1-8. <https://doi.org/10.1155/2015/824683>
- **Aksel, S. (2010).** Determination the Self-Care Agency and Home Care Needs of Patients Who Has Chronic Diseases. Master's Thesis, Institute for Near East Universityof Health Sciences, Nicosia.
- **Alarcão-E-Silva, M., Leitão, A., Azinheira, H., & Leitão, M. (2001).** The Arbutus Berry : Studies on its Color and Chemical Characteristics at Two Mature Stages. *Journal Of Food Composition And Analysis*, 14(1), 27-35. <https://doi.org/10.1006/jfca.2000.0962>
- **Al-Bari, M.A., Sayeed, M.A., Bahman, M.S. & Mossadik, M.A. (2006).** Characterization and Antimicrobial Activities of a Phenolic Acid Derivative Produced by Streptomyces bangladeshiensis, a Novel Species Collected in Bangladesh. *Research Journal of Medicine and Medical Sciences*, 1, 77-81.
- **Alhadad, A. O., Salem, G. S., Elmhdwi, M. F., Hussein, S. M., & Elshareef, S. M. (2022).** Assessments of Antibacterial and Antioxidant Properties in the Methanolic and Aqueous Leaf Extracts of *Pistacia lentiscus* against Different Antibiotic Resistance Pathogenic Bacteria. *Advances In Bioscience And Biotechnology*, 13(03), 113-133. <https://doi.org/10.4236/abb.2022>.
- **Ali-Shtayeh, M. S., Jamous, R. M., Zaitoun, S. Y. A., & Qasem, I. B. (2014).** In-vitro screening of acetylcholinesterase inhibitory activity of extracts from Palestinian indigenous flora in relation to the treatment of Alzheimer's disease. *Functional Foods In Health And*

- Disease, 4(9), 381. <https://doi.org/10.31989/ffhd.v4i9.149>
- Allaoui, H. E., Haboubi, K., Ahmadi, K. E., Bouhrim, M., ElAbdouni, A., Eto, B., Shahat, A. A., Herqash, R. N., Bestrioui, M. E., Zouaoui, Z., & Nhiri, M. (2025). Comprehensive assessment of antioxidant, antidiabetic, and anti-glycation properties of aqueous and methanolic extracts from *Pistacia lentiscus* L. leaves: a potential natural source for managing oxidative stress and diabetes-related complications. *Frontiers In Pharmacology*, 16. <https://doi.org/10.3389/fphar.2025.1551841>
 - AL-Saghir, M. & Porter, D. (2012). Taxonomic Revision of the Genus *Pistacia* L. (Anacardiaceae). *American Journal of Plant Sciences*, 3, 12-32. doi: [10.4236/ajps.2012.31002](https://doi.org/10.4236/ajps.2012.31002).
 - Alupului, A., Călinescu, I., Lavric, V. (2012). Microwave extraction of active principles from medicinal plants. U.P.B. *Sci. Bull., Series B*, 74(2): 129-142.
 - Amessis-Ouchemoukh, N., Madani, K., Falé, P. L., Serralheiro, M. L., & Araújo, M. E. (2014). Antioxidant capacity and phenolic contents of some Mediterranean medicinal plants and their potential role in the inhibition of cyclooxygenase-1 and acetylcholinesterase activities. *Industrial Crops And Products*, 53, 6 15. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.12.008>
 - Amrani, A., Kadi, H., Cherfaoui, A., & Bouzid, H. (2009). Valorisation des fruits de l'arbousier : aspects nutritionnels et biologiques. *Revue des BioRessources*, 1(2), 45–52.
 - Anderberg, A. A., Rydin, C., & Källersjö, M. (2002). Phylogenetic relationships in the order Ericales s.l. : analyses of molecular data from five genes from the plastid and mitochondrial genomes. *American Journal Of Botany*, 89(4), 677-687. <https://doi.org/10.3732/ajb.89.4.677>
 - Andrade, D., Gil, C., Breitenfeld, L., Domingues, F., & Duarte, A. P. (2009). Bioactive extracts from *Cistus ladanifer* and *Arbutus unedo* L. *Industrial Crops And Products*, 30(1), 165-167. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.01.009>
 - Aniszewski, T. (2007). Alkaloids—Secrets of Life Alkaloids Chemistry, Biological Significance Application and Ecological Role. 1st Edition, Elsevier, Amsterdam.
 - Aouinti, F., Imelouane, B., Tahri, M., Wathélet, J. P., Amhamdi, H., & Elbachiri, A. (2013). New study of the essential oil, mineral composition and antibacterial activity of *Pistacia lentiscus* L. from Eastern Morocco. *Research On Chemical Intermediates*, 40(8), 2873 2886. <https://doi.org/10.1007/s11164-013-1134-z>

- **Apak, R., Güçlü, K., Özyürek, M., & Karademir, S. E. (2004).** Novel Total Antioxidant Capacity Index for Dietary Polyphenols and Vitamins C and E, Using Their Cupric Ion Reducing Capability in the Presence of Neocuproine : CUPRAC Method. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 52(26), 7970-7981. <https://doi.org/10.1021/jf048741x>
- **Araruna, M. K., Brito, S. A., Morais-Braga, M. F. B., Santos, K. K., Souza, T. M., Leite, T. R., Costa, J. G. M., & Coutinho, H. D. (2012).** Evaluation of antibiotic & antibiotic modifying activity of pilocarpine & rutin. PubMed. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22446871>
- **Arbonnier, M. (2004).** Trees, Shrubs and Lianas of West African Dry Zones. CIRAD.
- **Attar, S. C. & Charter M. E. (2012).** Uses of Mastic gum and its extract: Historical perspectives and modern applications. *Journal of Natural Products*, 75: 1443-1451.
- **Azib, L., Debbache-Benaïda, N., Da Costa, G., Atmani-Kilani, D., Saidène, N., Ayouni, K., Richard, T., & Atmani, D. (2019).** *Pistacia lentiscus* L. leaves extract and its major phenolic compounds reverse aluminium-induced neurotoxicity in mice. *Industrial Crops And Products*, 137, 576 584. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2019.05.062>
- **Azwanida, N.N. (2015).** A Review on the Extraction Methods Use in Medicinal Plants, Principle, Strength and Limitation. *Medicinal & Aromatic Plants*, 04(03). <https://doi.org/10.4172/2167-0412.1000196>
- **Baba Aissa, F. (2000).** Medicinal plants in Algeria. Ed. Bouchène, Alger.
- **Babushok, V. I., Linstrom, P. J., & Зенкевич, И. Г. (2011).** Retention Indices for Frequently Reported Compounds of Plant Essential Oils. *Journal Of Physical And Chemical Reference Data*, 40(4). <https://doi.org/10.1063/1.3653552>
- **Bakli, S., Harzallah, D., Zerroug, A., Sadrati, N., Asma, B., Soufiane, G., & Oumaima, N. (2020).** Antimicrobial and Antioxidant Activities of Flavonoids Extracted from *Pistacia lentiscus* L., Leaves. *Journal Of Drug Delivery And Therapeutics*, 10(1-s), 83 89. <https://doi.org/10.22270/jddt.v10i1-s.3895>
- **Bammou, M., Daoudi, A., Slimani, I., Najem, M., Bouiamrine, E., Ibijbijen, J., & Nassiri, L. (2015).** Development of the mastic tree " *Pistacia lentiscus* L. " : Ethnobotanical study, phytochemical screening and antibacterial properties. *Journal Of Applied Biosciences*, 86(1), 7966. <https://doi.org/10.4314/jab.v86i1.4>
- **Baron, A. (1968).** Application de la spectrométrie infrarouge à l'étude des ciments, *Bulletin de la société fran- çaise de céramique*, L 32/D 553, pp. 73-83.
- **Barra, A., Coroneo, V., Dessì, S., Cabras, P., & Angioni, A. (2007).** Characterization of

the Volatile Constituents in the Essential Oil of *Pistacia lentiscus* L. from Different Origins and Its Antifungal and Antioxidant Activity. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 55(17), 7093-7098. <https://doi.org/10.1021/jf071129w>

- **Barros, L., Carvalho, A.M. and Ferreira, I.C. (2010).** Leaves, Flowers, Immature Fruits and Leafy Flowered Stems of *Malva sylvestris*: A Comparative Study of the Nutraceutical Potential and Composition. *Food and Chemical Toxicology*, 48, 1466-1472. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.03.012>
- **Beghlal, D., Bairi, K. E., Marmouzi, I., Haddar, L., & Mohamed, B. (2016).** Phytochemical, organoleptic and ferric reducing properties of essential oil and ethanolic extract from *Pistacia lentiscus* (L.). *Asian Pacific Journal Of Tropical Disease*, 6(4), 305-310. [https://doi.org/10.1016/s2222-1808\(15\)61035-0](https://doi.org/10.1016/s2222-1808(15)61035-0)
- **Belabbas, M., Sidhoum, M., Belahcene, N.F., & Amokrane, D. (2023).** Phenolic Profile, Antioxidant and Antimicrobial Activities of Algerian *Pistacia lentiscus* L. Leaf Extract. *Tobacco Regulatory Science*, 9, 1039-1053. <https://dx.doi.org/10.18001/TRS.9.2.64>
- **Beldi, M., Boucheker, A., Djelloul, R., & Lazli, A. (2020).** Physicochemical characterization and antibacterial and antifungal activities of *Pistacia lentiscus* oil in Northeastern Algeria. *Catrina*, 22(1), 57-69. <https://doi.org/10.21608/cat.2021.45763.1061>
- **Belhachat, D., Aïd, F., Mekimène, L., & Belhachat, M. (2017).** Phytochemical screening and in vitro antioxidant activity of *Pistacia lentiscus* berries ethanolic extract growing in Algeria. *Mediterranean Journal Of Nutrition And Metabolism*, 10(3), 273-285. <https://doi.org/10.3233/mnm-17169>
- **Belščak-Cvitanović, A., Durgo, K., Huđek, A., Bačun-Družina, V., & Komes, D. (2018).** Overview of polyphenols and their properties. Dans *Elsevier eBooks* (p. 3-44). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-813572-3.00001-4>
- **Ben Douissa, F., Hayder, N., Ghedira, L.C., Hammami, M., Ghedira, K., & Mariotte, A.M. (2005).** New study of the essential oil from leaves of *Pistacia lentiscus* L. (*Anacardiaceae*) from Tunisia. *Flavour and Fragrance Journal*, 20, 410-414. <https://doi.org/10.1002/ffj.1445>
- **Ben Salem, I., Ouesleti, S., Mabrouk, Y., Landolsi, A., Saidi, M., & Boullila, A. (2018).** Exploring the nutraceutical potential and biological activities of *Arbutus unedo* L. (*Ericaceae*) fruits. *Industrial Crops and Products*, 122, 726-731.
- **Benhammou, N., & Atik Bakkara, F. (2009).** Antibacterial activity of *Pistacia lentiscus* L. essential oil at two sites in the Tlemcen region (Algeria). H. Greche & A. Ennabili (éd.).

Research on aromatic and medicinal plants. Proceedings of the international congress held March 22-24, 2007, Mezraoua (Taounate) & Fez, Morocco, 281-285.

- **Benomari, F. Z., Djabou, N., Medbouhi, A., Khadir, A., Bendahou, M., Selles, C., Desjobert, J. M., Costa, J., & Muselli, A. (2016).** Chemical Variability and Biological Activities of Essential Oils of *Micromeria inodora* (Desf.) Benth. from Algeria. *Chemistry & biodiversity*, 13(11), 1559–1572. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201600098>
- **Beraich, A., Farissi, H. E., Belbachir, Y., Cacciola, F., Yahyaoui, M. I., Choukoud, A., & Talhaoui, A. (2024).** Traditional and modern extraction methods for *Pistacia lentiscus* essential oil. Sustainable Chemistry And Pharmacy, 40, 101638. <https://doi.org/10.1016/j.scp.2024.101638>
- **Bessah, R., & Benyoussef, E. (2012).** Essential Oil Composition of *Arbutus unedo* L. Leaves from Algeria. *Journal Of Essential Oil Bearing Plants*, 15(4), 678-681. <https://doi.org/10.1080/0972060x.2012.10644105>
- **Bettaï, R. (2015).** Extraction des huiles essentielles et caractérisation par FTIR d'extraits de plantes médicinales. Mémoire de Master, Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem, Algérie.
- **Blois, M.S. (1958).** Antioxidant Determinations by the Use of a Stable Free Radical., Nature, 181, 1199-1200. <http://dx.doi.org/10.1038/1811199a0>
- **Boizot, N, & Charpentier, J. P. (2006).** Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Cahier des Techniques de l'INRA, 79-82
- **Bouaziz, M, Feki, I, Jemai, H, Ayadi, M, & Sayadi, S. (2005).** Contribution to the Study of the Tin of Life Tree: Tunisian Olive Products Evaluation and Use. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 53(16), 5784-5792.
- **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. *Journal of ethnopharmacology*, 148(2), 395–402. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2013.03.082>
- **Boudy, P. (1952).** Manuel de reboisement de l'Afrique du Nord. Larose, Paris.
- **Bougherara-Merzougui, I. (2015).** Physicochemical and biochemical characterization of a *Pistacia Lentiscus* extract and determination of its effects on certain biological parameters. PhD Thesis. University of Annaba. <https://dspace.univannaba.dz//handle/123456789/1562>
- **Boulos, L. (1999).** *Flora of Egypt*. Al Hadara Publishing.

- Bourgaud, F., Gravot, A., Milesi, S., & Gontier, E. (2001). Production of plant secondary metabolites: a historical perspective. *Plant Science*, 161(5), 839-851. [https://doi.org/10.1016/s0168-9452\(01\)00490-3](https://doi.org/10.1016/s0168-9452(01)00490-3)
- 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.
- Bouriah, N. (2023). Ethnobotanical study and valorization of bioactive compounds of food interest of some native *Lamiaceae* of western Algeria : case of *Calamintha candidissima* (Munby) Benth. and *Micromeria inodora* (Desf.) Benth. Thèse doctorat, Université Ibn Khaldoun, Tiaret.
- Bouriche, H., Saidi, A., Ferradji, A., Belambri, S. A., & Senator, A. (2016). Anti-inflammatory and immunomodulatory properties of *Pistacia lentiscus* extracts. *Journal Of Applied Pharmaceutical Science*, 140 146. <https://doi.org/10.7324/japs.2016.60721>
- Bouyahya, A., Moussaoui, N., Abrini, J., Bakri, Y., & Dakka, N. (2016). Determination of Phenolic Contents, Antioxidant and Antibacterial Activities of Strawberry Tree (*Arbutus unedo* L.) Leaf Extracts. *British Biotechnology Journal*, 14(3), 1-10. <https://doi.org/10.9734/bbj/2016/26488>
- Bouzabata, A. (2015). Contribution à l'étude d'une plante médicinale et aromatique *Myrtus communis* L. Année 2015 page 14
- Bouzid, A, Chadli, R, & Bouzid, K. (2016). Étude ethnobotanique de la plante médicinale *Arbutus unedo* L. dans la région de Sidi Bel Abbés en Algérie occidentale. Phytothérapie, 1-6.
- Bruneton J. (2008). Acides phénols. In: Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales. Ed: Tec & Doc. Lavoisier, Paris. pp 198-260.
- Bruneton, J. (1999). Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. Paris : Edition Tec et Doc.
- Bruneton, J. (1999). Pharmacognosy, Phytochemistry of Medicinal Plants. 3rd Edition, Revised and Enhanced, Tec & Doc, Paris, Lavoisier 418-419. <https://e.lavoisier.fr/produit/32019/9782743019044>
- Burt, S. A. (2004). Essential oils: Their antibacterial properties and potential applications in foods—A review. *International Journal of Food Microbiology*, 94(3), 223 253. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2004.03.022>
- Castola, V., Bighelli, A., & Casanova, J. (2000). Intraspecific chemical variability of the

- essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from Corsica. Biochemical Systematics And Ecology, 28(1), 79-88. [https://doi.org/10.1016/s0305-1978\(99\)00038-1](https://doi.org/10.1016/s0305-1978(99)00038-1)
- **Castro-López, C., Rojas, R., Sánchez-Alejo, E. J., Niño-Medina, G., & Martínez-Ávila, G. C. (2016).** Phenolic Compound Recovery from Grape Fruit and By-Products: An Overview of Extraction Methods. Dans *InTech eBooks*. <https://doi.org/10.5772/64821>
 - **Chaabani, E., Vian, M. A., Bott, R., Giniès, C., Defoort, C., Ksouri, R., & Chémat, F. (2020).** Extraction of aromas from *Pistacia lentiscus* L. leaves using alternative solvents: COSMO-RS assisted solvent screening and GC-MS metabolites profiling. Separation Science And Technology, 55(4), 716-727. <https://doi.org/10.1080/01496395.2019.1574821>
 - **Chaabi, M. (2008).** Etude phytochimique et biologique d'espèces végétales africaines : *Euphorbia stenoclada* Baill. (Euphorbiaceae), *Anogeissus leiocarpus* Guill. & Perr. (Combretaceae), *Limoniastrum feei* (Girard) Batt. (Plumbaginaceae). (Thèse doctorat en science, L'université Frère Mentouri, Constantine & L'université de Strasbourg).
 - **Chériti, A., Rouissat, A., Sekkoum, K. & Balansard, G. (1995).** *Fitoterapia*, 66(6), 525p.
 - **Cheurfa, M., & Allem, R. (2015).** Study of hypocholesterolemic activity of Algerian *Pistacia lentiscus* leaves extracts in vivo. Revista Brasileira de Farmacognosia, 25(2), 142-144. <https://doi.org/10.1016/j.bjp.2015.02.011>
 - **Chiolero, A., Würzner, G., & Burnier, M. (2000).** Les inhibiteurs sélectifs de la cyclooxygénase de type 2 : moins d'effets rénaux que les anti-inflammatoires non stéroïdiens classiques. *Néphrologie*, 21(8), 425-430.
 - **Chira K., Such J., Saucier C., Teissèdre L. (2008).** Les polyphénols du raisin. Ed :Springer. 6 :75-82.
 - **Cho, K. S., Lim, Y., Lee, K., Lee, J., Lee, J. H., & Lee, I. (2017).** Terpenes from Forests and Human Health. *Toxicological Research*, 33(2), 97-106. <https://doi.org/10.5487/tr.2017.33.2.097>
 - **Christianson, D. W. (2008).** Unearthing the roots of the terpenome. *Current Opinion In Chemical Biology*, 12(2), 141-150. <https://doi.org/10.1016/j.cbpa.2007.12.008>
 - **Chuo, S. C., Nasir, H. M., Mohd-Setapar, S. H., Mohamed, S. F., Ahmad, A., Wani, W. A., Muddassir, M., & Alarifi, A. (2020).** A Glimpse into the Extraction Methods of Active Compounds from Plants. *Critical Reviews In Analytical Chemistry*, 52(4), 667-696. <https://doi.org/10.1080/10408347.2020.1820851>

- **Conard, N.J, Prindiville, T.J, & Adler, D.S. (1998).** Refitting Bones and Stones as a Means of Reconstructing Middle Paleolithic Subsistence in the Rhineland
- **Connolly, J., & Hill, R. (1991).** Triterpenoids. Dans *Elsevier eBooks* (p. 555-596).
<https://doi.org/10.1016/b978-044453347-0.50085-9>
- **Costa, M., Nogueira, J.M.F., Miguel, M.G., & Romano, A. (2003).** In vitro mass clonal propagation of *Ditrichia viscosa* subsp. *revoluta* and analysis of its secondary metabolites. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology*, 78(3), 310-314.
<https://doi.org/10.1080/14620316.2003.11511623>
- **Cowan, M. M. (1999).** Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564-582. <https://doi.org/10.1128/cmr.12.4.564>
- **Cushnie, T. T., & Lamb, A. J. (2005).** Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal Of Antimicrobial Agents*, 26(5), 343-356.
<https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2005.09.002>
- **Das, M.B. (2010).** Principle of Geotechnical Engineering. 7th Edition, Cengage Learning, Stamford.683p.
- **Davis, P.H. (1965).** Flora of Turkey and the East Aegean Islands. University Press Edinburgh, UK.
- **Deans, S., & Ritchie, G. (1987).** Antibacterial properties of plant essential oils. *International Journal Of Food Microbiology*, 5(2), 165-180. [https://doi.org/10.1016/0168-1605\(87\)90034-1](https://doi.org/10.1016/0168-1605(87)90034-1)
- **Djidel, S., Khennouf, S., Ameni, D., Abdrrahmane, B., Arrar, L., & Charef, N. (2013).** Antioxidant proprieties of *Pistacia lentiscus* L. leaves extracts. *Pharmacognosy Communications*, 3(2), 28 34. <https://doi.org/10.5530/pc.2013.2.7>
- **Do, C., Waples, R. S., Peel, D., Macbeth, G. M., Tillett, B. J., & Ovenden, J. R. (2013).** NeEstimator v2: re-implementation of software for the estimation of contemporary effective population size (Ne) from genetic data. *Molecular Ecology Resources*, 14(1), 209-214. <https://doi.org/10.1111/1755-0998.12157>
- **Dob, T., Dahmane, D., & Chelghoum, C. (2006).** Chemical Composition of the Essential Oils of *Pistacia lentiscus* L. from Algeria. *Journal Of Essential Oil Research*, 18(3), 335 338. <https://doi.org/10.1080/10412905.2006.9699105>
- **Dobignard, A. & Chatelain, C. (2010).** Index synonymique de la flore d'Afrique du Nord. Geneve.1.

- Doudach, L., Mrabti, H. N., Al-Mijalli, S. H., Kachmar, M. R., Benrahou, K., Assaggaf, H., Qasem, A., Abdallah, E. M., Rajab, B. S., Harraqui, K., Mekkaoui, M., Bouyahya, A., & Faouzi, M. E. A. (2023). Phytochemical, Antidiabetic, Antioxidant, Antibacterial, Acute and Sub-Chronic Toxicity of Moroccan *Arbutus unedo* Leaves. *Journal Of Pharmacopuncture*, 26(1), 27-37. <https://doi.org/10.3831/kpi.2023.26.1.27>
- Drioiche, A., Ailli, A., Remok, F., Saidi, S., Gourich, A. A., Asbabou, A., Kamaly, O. A., Saleh, A., Bouhrim, M., Tarik, R., Kchibale, A., & Zair, T. (2023). Analysis of the Chemical Composition and Evaluation of the Antioxidant, Antimicrobial, Anticoagulant, and Antidiabetic Properties of *Pistacia lentiscus* from Boulemane as a Natural Nutraceutical Preservative. *Biomedicines*, 11(9), 2372. <https://doi.org/10.3390/biomedicines11092372>
- Duke, J. A. (1983). Handbook of Energy Crops. Purdue University
- Duru, M. E., Çakır, A., Kordalı, Ş., Zengin, H., Harmandar, M., Izumi, S., & Hirata, T. (2003). Chemical composition and antifungal properties of essential oils of three *Pistacia* species. *Fitoterapia*, 74(1 2), 170 176. [https://doi.org/10.1016/s0367-326x\(02\)00318-0](https://doi.org/10.1016/s0367-326x(02)00318-0)
- Edeoga, H. O., Okwu, D. E., & Mbaebie, B. O. (2005). Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 4(7), 685–688. <https://doi.org/10.5897/ajb2005.000-3127>
- Edouard, D. & Paul, E. (1969). Synthèses dans la série des constituants odorants caractéristiques de l'essence absolue de cassie (*Acacia farnesiana* WILLD.): 1969
- Ertaş, A., Fırat, M., Yener, İ., Akdeniz, M., Yiğitkan, S., Bakır, D., Çakır, C., Yılmaz, M. A., Öztürk, M., & Kolak, U. (2021). Phytochemical Fingerprints and Bioactivities of Ripe Disseminules (Fruit-Seeds) of Seventeen *Gundelia* (Kenger-Kereng Diken) Species from Anatolia with Chemometric Approach. *Chemistry & Biodiversity*, 18(8). <https://doi.org/10.1002/cbdv.202100207>
- Evangelia, P., Constantinos, V., Maria, C., & Olga, T. (2017). Study of Volatile Components of *Acacia farnesiana* Willd. Flowers. *Records Of Natural Products*, 11(5), 474-478. <https://doi.org/10.25135/rnp.60.17.03.015>
- Fernández, A., Camacho, A., Fernández, C. E., Altarejos, J., & Perez, P. M. (2000). Composition of the Essential Oils from Galls and Aerial Parts of *Pistacia lentiscus* L. *Journal Of Essential Oil Research*, 12(1), 19 - 23.

- <https://doi.org/10.1080/10412905.2000.9712031>
- **Gabr, S., Nikles, S., Wenzig, E. M. P., Ardjomand-Woelkart, K., Hathout, R. M., El-Ahmady, S., Motaal, A. A., Singab, A., & Bauer, R. (2018).** Characterization and optimization of phenolics extracts from Acacia species in relevance to their anti-inflammatory activity. *Biochemical Systematics And Ecology*, 78, 21-30. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2018.03.001>
 - **Ghenima, A. I., Moualek, I., Nadjet, M. G., Samia, M. A. E., Mihoub, Z. M., & Houali, K. (2015).** In vitro evaluation of biological activities of *Pistacia lentiscus* aqueous extract. *International Journal Of Pharmacy And Pharmaceutical Sciences*, 7(11), 133-139. <https://innovareacademics.in/journals/index.php/ijpps/article/view/8168/0>
 - **Gilbert, L. A., Larson, M. H., Morsut, L., Liu, Z., Brar, G. A., Torres, S. E., Stern-Ginossar, N., Brandman, O., Whitehead, E. H., Doudna, J. A., Lim, W. A., Weissman, J. S., & Qi, L. S. (2013).** CRISPR-Mediated Modular RNA-Guided Regulation of Transcription in Eukaryotes. *Cell*, 154(2), 442-451. <https://doi.org/10.1016/j.cell.2013.06.044>
 - **Giner-Lluesma, T., Ramos-Solano, B., García-López, P.M., Carla-Vilà, A., & Serralta, L. (2016).** Chemical Composition and Biological Activities of Mastic and Lentisk from *Pistacia Lentiscus* L. Extracts. *Industrial Crops and Products*, 94, 29-35.
 - **Govaerts, R., Nic Lughadha, E., Black, N., Turner, R., Paton, A. (2021).** The World Checklist of Vascular Plants, a continuously updated resource for exploring global plant diversity. *Scientific Data* 8: 215.
 - **Green, G. M., & Sussman, R. W. (1990).** Deforestation History of the Eastern Rain Forests of Madagascar from Satellite Images. *Science*, 248(4952), 212-215. <https://doi.org/10.1126/science.248.4952.212>
 - **Gurib-Fakim, A. (2006).** Medicinal plants : Traditions of yesterday and drugs of tomorrow. *Molecular Aspects Of Medicine*, 27(1), 1-93. <https://doi.org/10.1016/j.mam.2005.07.008>
 - **Habachi, E., Rebey, I. B., Dakhlaoui, S., Hammami, M., Sawseen, S., Msada, K., Merah, O., & Bourgou, S. (2022).** *Arbutus unedo* : Innovative Source of Antioxidant, Anti-Inflammatory and Anti-Tyrosinase Phenolics for Novel Cosmeceuticals. *Cosmetics*, 9(6), 143. <https://doi.org/10.3390/cosmetics9060143>
 - **Hakkim, F.L, Shankar, C.G, & Girija, S. (2007).** Chemical composition and antioxidant property of holy basil (*Ocimum sanctum* L.) leaves, stems, and

- inflorescence and their in vitro callus cultures. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(21), 9109-9117.
- **Hamel, T., Sadou, N., Seridi, R., Boukhdir, S., & Boulemtafes, A. (2018).** Traditional practice of medicinal plant use in the population of the Edough peninsula (northeastern Algeria). *Ethnopharmacologia*, 59, 65-71. <http://www.ethnopharmacologia.org/boutique/>
 - **Handa, S.S. (2006).** An Overview of extraction techniques for medicinal and aromatic plants. In Handa, S.S., Khanuja, S.P.S., Longo, G., Rakesh, D.D. Extraction technologies for medicinal and aromatic plants. ICS-UNIDO, Trieste, Italy. 21-52.
 - **Harborne, J. B, & Williams, C. A. (2000).** Advances in flavonoid research since 1992. *Phytochemistry*, 55(6), 481-504.
 - **Harborne, J. B. (1991).** Recent advances in the ecological chemistry of plant terpenoids. In Ecological Chemistry and Biochemistry of Plant Terpenoids, (Harborne, J.B. and Tomas-Barberan, F.A. eds), proceedings of the Phytochemistry Society of Europe Vol. 31), 396-426, Oxford university press, Oxford
 - **Heilerová, L., Bučková, M., Tarapčík, P., Šilhár, S., & Labuda, J. (2003).** Comparison of antioxidative activity data for aqueous extracts of lemon balm (*Melissa officinalis* L.), oregano (*Origanum vulgare* L.), thyme (*Thymus vulgaris* L.), and agrimony (*Agrimonia eupatoria* L.) obtained by conventional methods and the DNA-based biosensor. *Czech Journal Of Food Sciences*, 21(2), 78-84. <https://doi.org/10.17221/3480-cjfs>
 - **Hemma, R., Belhadj, S., Ouahchia, C., & Saidi, F. (2018).** Antioxidant activity of *Pistacia lentiscus* methanolic extracts. *AGROBIOLOGIA*, 8(1), 845-852. <https://www.asjp.cerist.dz/en/article/119495>
 - **Hernández-García, E., García, A., Garza-González, E., Avalos-Alanís, F. G., Rivas-Galindo, V. M., Rodríguez-Rodríguez, J., Alcantar-Rosales, V. M., Delgadillo-Puga, C., & Del Rayo Camacho-Corona, M. (2018).** Chemical composition of *Acacia farnesiana* (L) wild fruits and its activity against *Mycobacterium tuberculosis* and dysentery bacteria. *Journal Of Ethnopharmacology*, 230, 74-80. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2018.10.031>
 - **Hileman, L. C., Vasey, M. C., & Parker, V. T. (2009).** Phylogeny and Biogeography of the Arbutoideae (Ericaceae): Implications for the Madrean-Tethyan Hypothesis. *Systematic Botany*, 26(1), 131-143. <https://doi.org/10.1043/0363-6445-26.1.131>
 - **Holley, R. A., & Patel, D. (2005).** Improvement in shelf-life and safety of perishable foods by plant essential oils and smoke antimicrobials. *Food Microbiology*, 22(4), 273-292.

- <https://doi.org/10.1016/j.fm.2004.08.006>
- **Huang, D., Lin, C., Chen, H., & Lin, Y. (2004).** Antioxidant and antiproliferative activities of sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam 'Tainong 57') constituents. *Botanical Bulletin Academia Sinica*, 45, 179-186.
<https://ejournal.sinica.edu.tw/bbas/content/2004/3/Bot453-01.pdf>
 - **Hussain, M. K., Saquib, M., & Khan, M. F. (2019).** Techniques for Extraction, Isolation, and Standardization of Bio-active Compounds from Medicinal Plants. Dans *Springer eBooks* (p. 179-200). https://doi.org/10.1007/978-981-13-7205-6_8
 - **Iserin P. (2001).** "Larousse des plantes médicinales : identification, préparation, soins". Ed Larousse. p10-12
 - **Ismail, A., Lamia, H., Mohsen, H., & Bassem, J. (2012).** Chemical composition and herbicidal effects of *Pistacia lentiscus* L. essential oil against weeds. *International Journal Of Medicinal And Aromatic Plants*, 2(4), 558 - 565.
<https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20133041621>
 - **Jelassi, A., Hassine, M., Hlila, M. B., & Jannet, H. B. (2017).** Chemical Composition, Antioxidant Properties, α -Glucosidase Inhibitory, and Antimicrobial Activity of Essential Oils from *Acacia mollissima* and *Acacia cyclops* Cultivated in Tunisia. *Chemistry & Biodiversity*, 14(10). <https://doi.org/10.1002/cbdv.201700252>
 - **Kachkoul, R., Houssaini, T. S., Habbani, R. E., Miyah, Y., Mohim, M., & Lahrichi, A. (2018).** Phytochemical screening and inhibitory activity of oxalocalcic crystallization of *Arbutus unedo* L. leaves. *Helijon*, 4(12), e01011.
<https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2018.e01011>
 - **Kahriman, N, Albay C.G, Dogan, N, Usta, A, Karaoglu, S.A, & Yayli, N. (2010).** Volatile constituents and antimicrobial activities from flower and fruit of *Arbutus unedo* L. *Asian Journal of Chemistry*, 22, 6437–6442.
 - **Kar, A. (2007).** Terpenoids. *Pharmacognosy and Pharmacobiotechnology*. New Age International (P) Limited, 215-328.
 - **Karačonji, I. B., Jurica, K., Gašić, U., Dramičanin, A., Tešić, Ž., & Opsenica, D. M. (2021).** Comparative Study on the Phenolic Fingerprint and Antioxidant Activity of Strawberry Tree (*Arbutus unedo* L.) Leaves and Fruits. *Plants*, 11(1), 25.
<https://doi.org/10.3390/plants11010025>
 - **Karumi, Y., Onyeyili, P.A., & Ogugbuaja, V.O. (2004).** Identification of active principles of *M. balsamina* (Balsam apple) leaf extract. *Journal of Medical Sciences*, 4,

- 179-182. <https://doi.org/10.3923/jms.2004.179.182>
- **Kerouche, W. (2021).** Influence du biotope sur la composition chimique des huiles essentielles de pistachie lenticule.
 - **Khan M.K, Abert-Vian M, Fabiano-Tixier A.S, Dangles O, Chemat F. (2010).** Ultrasound-assisted extraction of polyphenols (flavanone glycosides) from orange (*Citrus sinensis* L.) peel. *Food Chemistry*. 119: 851–858.
 - **Kivcak, B., Mert, T., Demirci, B. and Baser, K.H.C. (2001).** Composition of the essential oil of *Arbutus unedo* L. *Chemistry of Natural Compounds*, 37(5): 445-446.
 - **Kron, K. A., Judd, W. S., Stevens, P. F., Crayn, D. M., Anderberg, A. A., Gadek, P. A., Quinn, C. J., & Luteyn, J. L. (2002).** Phylogenetic Classification of Ericaceae : Molecular and Morphological Evidence. *The Botanical Review*, 68(3), 335-423. [https://doi.org/10.1663/0006-8101\(2002\)068](https://doi.org/10.1663/0006-8101(2002)068)
 - **Ksouri, R., Megdiche, W., Debez, A., Falleh, H., Grignon, C., & Abdelly, C. (2007).** Salinity effects on polyphenol content and antioxidant activities in leaves of the halophyte *Cakile maritima*. *Plant Physiology And Biochemistry*, 45(3-4), 244-249. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2007.02.001>
 - **Kumar, V. P., Chauhan, N. S., Padh, H., & Rajani, M. (2006).** Search for antibacterial and antifungal agents from selected Indian medicinal plants. *Journal Of Ethnopharmacology*, 107(2), 182-188. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2006.03.013>
 - **Lagnika, L., Amoussa, A. M. O., Adjilaye, R. A. A., Laleye, A., & Sanni, A. (2016).** Antimicrobial, antioxidant, toxicity and phytochemical assessment of extracts from *Acmella uliginosa*, a leafy-vegetable consumed in Bénin, West Africa. *BMC Complementary And Alternative Medicine*, 16(1). <https://doi.org/10.1186/s12906-016-1014-3>
 - **Lahlou, M. (2004).** Methods to study the phytochemistry and bioactivity of essential oils. *Phytotherapy Research*, 18(6), 435-448. <https://doi.org/10.1002/ptr.1465>
 - **Lee, K. W., Kim, Y. J., Lee, H. J., & Lee, C. Y. (2003).** Cocoa Has More Phenolic Phytochemicals and a Higher Antioxidant Capacity than Teas and Red Wine. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 51(25), 7292-7295. <https://doi.org/10.1021/jf0344385>
 - **Lehfa, F., Belkhodja, H., Sahnouni, F. (2023).** Phytochemical Screening, Antioxidant and Anti-inflammatory Activities of Polyphenolic Extracts of Strawberry-tree Fruits (*Arbutus unedo* L.). *J Appl Biotechnol Rep*, 10(2) :992-999. [doi:10.30491/jabr.2023.380993.1596](https://doi.org/10.30491/jabr.2023.380993.1596)

- **Levison M. E. (2004).** Pharmacodynamics of antimicrobial drugs. *Infectious disease clinics of North America*, 18(3), 451-465. <https://doi.org/10.1016/j.idc.2004.04.012>
- **Lin, A., Lin, C., Du, Y., Lübken, T., Chiang, M., Chen, I., Wu, C., Hwang, T., Chen, S., Yen, M., Chang, F., & Wu, Y. (2008).** Acasiane A and B and Farnesirane A and B, Diterpene Derivatives From the Roots of *Acacia farnesiana*. *Planta Medica*, 75(03), 256-261. <https://doi.org/10.1055/s-0028-1112201>
- **Macchioni, V., Santarelli, V., & Carbone, K. (2020).** Phytochemical Profile, Antiradical Capacity and α -Glucosidase Inhibitory Potential of Wild *Arbutus unedo* L. Fruits from Central Italy : A Chemometric Approach. *Plants*, 9(12), 1785. <https://doi.org/10.3390/plants9121785>
- **Majob, F., Kamalinejab, M., Ghaderi, N., & Vahidipour, H.R. (2003).** Phytochemical screening of some species of Iranien plants. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, 77 82. <https://doi.org/10.22037/ijpr.2010.16>
- **Malheiro, R., Sá, O., Pereira, E., Aguiar, C., Baptista, P., & Pereira, J. A. (2012).** *Arbutus unedo* L. leaves as source of phytochemicals with bioactive properties. *Industrial Crops And Products*, 37(1), 473-478. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.07.023>
- **Mandal, V., Mohan, Y., & Hemalatha, S. (2007).** Microwave Assisted Extraction-An Innovative and Promising Extraction Tool for Medicinal Plant Research. *Pharmacognosy Reviews/Bioinformatics Trends/Pharmacognosy Review*, 1(1), 7.
- **Martins, J., Batista, T., Pinto, G., & Canhoto, J. (2021).** Seasonal variation of phenolic compounds in Strawberry tree (*Arbutus unedo* L.) leaves and inhibitory potential on Phytophthora cinnamomi. *Trees*, 35(5), 1571-1586. <https://doi.org/10.1007/s00468-021-02137-4>
- **Matthieu, V., Tomao, V., Colnagui, G., Visinoni, F., & Chemat, F. (2007).** New microwave-integrated Soxhlet extraction. *Journal Of Chromatography A*, 1174(1-2), 138-144. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2007.09.067>
- **Mecherara-Idjeri, S., Hassani, A., Castola, V., & Casanova, J. (2008).** Composition and Chemical Variability of the Essential Oil from *Pistacia lentiscus* L. Growing Wild in Algeria Part I : Leaf Oil. *Journal Of Essential Oil Research*, 20(1), 32 38. <https://doi.org/10.1080/10412905.2008.9699415>
- **Mechqoq, H., Hourfane, S., Yaagoubi, M. E., Hamdaoui, A. E., Msanda, F., Da Silva Almeida, J. R. G., Rocha, J. M., & Aouad, N. E. (2022).** Phytochemical Screening, and In Vitro Evaluation of the Antioxidant and Dermocosmetic Activities of Four Moroccan

- Plants: *Halimium antiatlanticum*, *Adenocarpus artemisiifolius*, *Pistacia lentiscus* and *Leonotis nepetifolia*. Cosmetics, 9(5), 94. <https://doi.org/10.3390/cosmetics9050094>
- **Mehenni, C., Atmani-Kilani, D., Dumarçay, S., Perrin, D., Gérardin, P., & Atmani, D. (2016).** Hepatoprotective and antidiabetic effects of *Pistacia lentiscus* leaf and fruit extracts. Journal Of Food And Drug Analysis, 24(3), 653 - 669. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2016.03.002>
 - **Mekkaoui, A. E., Khamar, M., Slimani, C., Nounah, A., Cherkaoui, E., Benradi, F., & Rais, C. (2023).** Phytochemical studies and in vitro evaluation of the antioxidant activity of some medicinal and aromatic plants from Morocco. *Notulae Scientia Biologicae*, 15(1), 11423. <https://doi.org/10.55779/nsb15111423>
 - **Memon, A., Khatri, M. A., Memon, A. H., Sayed, S. M. M. S. S., Ahmed, A., Ahmed, M., Amaara, A., Gul, Q. U. A., Zaib, J., & Afzal, S. (2024).** PHYTOCHEMICAL SCREENING AND DETERMINATION OF IN VITRO ANTI-ARTHRITIC ACTIVITY OF THE LEAVES EXTRACT OF ACACIA FARNESIANA. *Journal Of Population Therapeutics And Clinical Pharmacology*. <https://doi.org/10.53555/99666a94>
 - **Miara, M. D., Bendif, H., Hammou, M. A., & Teixidor-Toneu, I. (2018).** Ethnobotanical survey of medicinal plants used by nomadic peoples in the Algerian Steppe. Journal of Ethnopharmacology, 219, 248-256. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2018.03.011>
 - **Milane, H. (2004).** La quercétine et ses dérivés : molécules à caractère pro oxydant ou capteurs de radicaux libres ; études et applications thérapeutiques (Doctoral dissertation, Université Louis Pasteur (Strasbourg) (1971-2008)).
 - **Mokhfi, F.Z., Bouzid, A., Senouci, H., Khendriche, Z., Baghdadi, T.A., & Doukani, K. (2024).** Assessment of Phytochemical Composition, Antioxidant Properties and Ftir studies of Methanolic and Ethanolic extract of *Pistacia lentiscus* from Algeria Tiaret region. African Journal of Biological Sciences, 6(5), 2649-2658. <https://doi.org/10.33472/AJFBS.6.5.2024-2649-2658>
 - **Monteiro, J., Widen, R. H., Pignatari, A. C. C., Kubasek, C., & Silbert, S. (2012).** Rapid detection of carbapenemase genes by multiplex real-time PCR. *Journal Of Antimicrobial Chemotherapy*, 67(4), 906-909. <https://doi.org/10.1093/jac/dkr563>
 - **Moon, J., & Shibamoto, T. (2009).** Antioxidant Assays for Plant and Food Components. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 57(5), 1655-1666. <https://doi.org/10.1021/jf803537k>

- **Moussally, J, Abboud, S, & Younes, A. (2009).** Traditional use of Mastic from Pistacia lentiscus in therapy. *The Middle Eastern Journal of Medicine*, 1(2), 109-118.
- **Mushtaq, A., Rahmatullah, Q., Muhammad, A., Mir A. K. and Muhammad, Z. (2009).** Traditional herbal remedies used for the treatment of diabetes from district Attock (Pakistan). *Pak. J. Bot.*, 41(6): 2777-2782
- **N'Guessan, K., Kadja, B., Zirihi, G. N., Traore, D., & Aké-Assi, L. (2009).** Phytochemical screening of some Ivorian medicinal plants used in Krobou country (Agboville, Côte-d'Ivoire). Sciences & Nature, 6(1).
<https://doi.org/10.4314/scinat.v6i1.48575>
- **Neuwinger, H.D. (2000).** African Traditional Medicine. Mephar Scientific Publisher, Stuttgart.
- **Newman, D. J., Cragg, G. M., & Snader, K. M. (2000).** The influence of natural products upon drug discovery (Antiquity to late 1999). *Natural Product Reports*, 17(3), 215-234.
<https://doi.org/10.1039/a902202c>
- **Noureddine, A., Abdelaziz, G., Boulanouar, B., Carbonell-Barrachina, Á. A., Cano-Lamadrid, M., & Noguera-Artiaga, L. (2019).** CHEMICAL COMPOSITION, ANTIOXIDANT ACTIVITY AND MINERAL CONTENT OF *ARBUTUS UNEDO* (LEAVES AND FRUITS). *Journal Of Microbiology Biotechnology And Food Sciences*, 8(6), 1335-1339. <https://doi.org/10.15414/jmbfs.2019.8.6.1335-1339>
- **Okusa, P., Penge, O., Devleeschouwer, M., & Duez, P. (2007).** Direct and Indirect Antimicrobial Effects and Antioxidant Activity of *Cordia Gilletii* De Wild (Boraginaceae). *Journal of Ethnopharmacology*, 112, 476–481. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2007.04.003>
- **Oliveira, G., Grasel, F., De Pinho, G., & Silvério, F. (2019).** Characterizing the Chemical Composition of Lipophilic Extracts from *Acacia mearnsii* Wood. *Journal Of The Brazilian Chemical Society*. <https://doi.org/10.21577/0103-5053.20190186>
- **Oliveira, I., De Pinho, P. G., Malheiro, R., Baptista, P., & Pereira, J. A. (2011).** Volatile profile of *Arbutus unedo* L. fruits through ripening stage. *Food Chemistry*, 128(3), 667-673. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.03.084>
- **Oliveira, I., Sousa, A., Ferreira, I. C., Bento, A., Estevinho, L., & Pereira, J. A. (2008).** Total phenols, antioxidant potential and antimicrobial activity of walnut (*Juglans regia* L.) green husks. *Food And Chemical Toxicology*, 46(7), 2326-2331.
<https://doi.org/10.1016/j.fct.2008.03.017>
- **Oloyede, O. I. (2005).** Chemical Profile of Unripe Pulp of *Carica papaya*. *Pakistan Journal*

- Of Nutrition, 4(6), 379-381. <https://doi.org/10.3923/pjn.2005.379.381>
- **Omeroglu, P. Y., Acoglu, B., Özdal, T., Tamer, C. E., & Çopur, Ö. U. (2019).** Extraction Techniques for Plant-Based Bio-active Compounds. Dans *Springer eBooks* (p. 465-492). https://doi.org/10.1007/978-981-13-7205-6_18
 - **Orak, H. H., Yagar, H., Isbiliir, S. S., Demirci, A. Ş., Gümüş, T., & Ekinci, N. (2011).** Evaluation of antioxidant and antimicrobial potential of strawberry tree (Arbutus Unedo L.) leaf. *Food Science And Biotechnology*, 20(5), 1249-1256. <https://doi.org/10.1007/s10068-011-0172-9>
 - **Organisation mondiale de la Santé (2010).** *L'OMS reconnaît la médecine traditionnelle et complémentaire*. ONU Info. <https://news.un.org/fr/story/2010/12/203502>
 - **Orwa, C, Mutua, A, Kindt, R, Jamnadass, R, & Simons, A. (2009).** *Agroforestry Database: a tree reference and selection guide version 4.0*. World Agroforestry Centre.
 - **Osman, A., Wong, K., & Fernyhough, A. (2006).** ABTS radical-driven oxidation of polyphenols: Isolation and structural elucidation of covalent adducts. *Biochemical and Biophysical Research Communications*, 346(1), 321-329. <https://doi.org/10.1016/j.bbrc.2006.05.118>
 - **Owen P. L. & Johns T., (1999).** Xanthine oxidase inhibitory activity of northeastern north American plant remedies used for gout. *Journal of Ethnopharmacology*, 64:149-160.
 - **Özyürek, M., Güçlü, K., Tütem, E., Başkan, K. S., Erçağ, E., Çelik, S. E., Baki, S., Yıldız, L., Karaman, Ş., & Apak, R. (2011).** A comprehensive review of CUPRAC methodology. *Analytical Methods*, 3(11), 2439. <https://doi.org/10.1039/c1ay05320e>
 - **Pacifico, S., Piccolella, S., Marciano, S., Galasso, S., Nocera, P., Piscopo, V., Fiorentino, A., & Monaco, P. (2014).** LC-MS/MS Profiling of a Mastic Leaf Phenol Enriched Extract and Its Effects on H₂O₂ and Aβ(25–35) Oxidative Injury in SK-B-NE(C)-2 Cells. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 62(49), 11957-11966. <https://doi.org/10.1021/jf504544x>
 - **Palazon, J., & Alcalde, M. A. (2025).** Secondary Metabolites in Plants. *Plants*, 14(14), 2146. <https://doi.org/10.3390/plants14142146>
 - **Palevitch, D., & Yaniv, Z. (2000).** Medicinal Plants of the Holy Land. Modan Publishing House, Tel-Aviv, 358 pp.
 - **Pandey, A., & Tripathi, S. (2014).** Concept of standardization, extraction and pre phytochemical screening strategies for herbal drug. *Journal Of Pharmacognosy And*

- Phytochemistry*, 2(5), 115-119.
https://www.phytojournal.com/vol2Issue5/Issue_jan_2014/11.pdf
- **Pedneault, K., Leonharts, A., Gosselin, A., Ramputh A., Arnason J.T., Dorais M. (2001).** Influence de la culture hydroponique de quelques plantes médicinales sur la croissance et la concentration en composés secondaires des organes végétaux. Texte de conférence - 5ième Colloque sur les produits naturels d'origine végétale, Université Laval, Qc, Canada, 1-9.
 - **Pellegrini, N, Serafini, M, Colombi, B, Del Rio, D, Salvatore, S, Bianchi, M, & Brighenti, F. (2003).** Total antioxidant capacity of plant foods, beverages and oils consumed in Italy assessed by three different in vitro assays. *The Journal of nutrition*, 133(9), 2812-2819.
 - **Pereira, J. A., Oliveira, I., Sousa, A., Valentão, P., Andrade, P. B., Ferreira, I. C., Ferreres, F., Bento, A., Seabra, R., & Estevinho, L. (2007).** Walnut (*Juglans regia* L.) leaves : Phenolic compounds, antibacterial activity and antioxidant potential of different cultivars. *Food And Chemical Toxicology*, 45(11), 2287-2295.
<https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.06.004>
 - **Phillips, M. A., & Croteau, R. B. (1999).** Resin-based defenses in conifers. *Trends In Plant Science*, 4(5), 184-190. [https://doi.org/10.1016/s1360-1385\(99\)01401-6](https://doi.org/10.1016/s1360-1385(99)01401-6)
 - **Pietta, P. G. (2000).** Flavonoids as antioxidants. *Journal of natural products*, 63(7), 1035-1042.
 - **Plants Of the Word Online (2023).** The Royal Botanic Gardens, Kew. [Retrieved 09/2023], from: <https://powo.science.kew.org/>
 - **Ponce A.G., Fritz R., Del Valle C., Roura S.I., (2003).** Antimicrobial activity of essential oils on native microbial population of organic Swiss Chard. *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologic*, 36 :679-684.
 - **Proestos, C., Chorianopoulos, N., Nychas, G. E., & Komaitis, M. (2005).** RP-HPLC Analysis of the Phenolic Compounds of Plant Extracts. Investigation of Their Antioxidant Capacity and Antimicrobial Activity. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 53(4), 1190-1195. <https://doi.org/10.1021/jf040083t>
 - **Quézel, P, & Santa, S. (1962 - 1963).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Université d'Alger, Volume 1.
 - **Raja, P., Rahim, A., Qureshi, A., & Awang, K. (2014).** Green synthesis of silver nanoparticles using tannins. *Materials Science-Poland*, 32(3), 408-413.

<https://doi.org/10.2478/s13536-014-0204-2>

- **Ramawat, K., Dass, S., & Mathur, M. (2008).** The Chemical Diversity of Bioactive Molecules and Therapeutic Potential of Medicinal Plants. Dans *Springer eBooks* (p. 7-32). https://doi.org/10.1007/978-3-540-79116-4_2
- **Ramli, S., Harada, K., & Ruangrungsi, N. (2011).** Antioxidant, Antimicrobial and Cytotoxicity Activities of *Acacia farnesiana* (L.) Willd. Leaves Ethanolic Extract. *Pharmacognosy Journal*, 3(23), 50-58. <https://doi.org/10.5530/pj.2011.23.8>
- **Rassem H.A., Nour A.H., Yunus M.R. (2016).** Techniques For Extraction of Essential Oils From Plants: A Review. *Aust. J. Basic & Appl. Sci.*, 10(16): 117-127.
- **Rawani, A., Pal, S., & Chandra, G. (2011).** Evaluation of antimicrobial properties of four plant extracts against human pathogens. *Asian pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 1(1), S71 S75. [https://doi.org/10.1016/s2221-1691\(11\)60127-5](https://doi.org/10.1016/s2221-1691(11)60127-5)
- **Reguieg, L. (2011).** Using medicinal plants in Algeria. *Am J Food Nutr*, 1(3), 126- 127
- **Rodrigues, I. B., Adachi, J. D., Beattie, K. A., & MacDermid, J. C. (2017).** Development and validation of a new tool to measure the facilitators, barriers and preferences to exercise in people with osteoporosis. *BMC Musculoskeletal Disorders*, 18(1). <https://doi.org/10.1186/s12891-017-1914-5>
- **Saleema, N. H., Abdelhalimb, A. R., Alghou, A. M., & Abdel-Rhman, S. H. (2023).** In-vitro antimicrobial activity of *Acacia farnesiana* & ; *Rosmarinus officinalis* crude extract and isolated compounds against foodborne pathogens. *International Journal Of Management Studies And Social Science Research*, 05(03), 420-426. <https://doi.org/10.56293/ijmssr.2022.4653>
- **Salhi, A., Bellaouchi, R., Barkany, S. E., Rokni, Y., Bouyanzer, A., Asehraou, A., Amhamdi, H., Zarrouk, A., & Hammouti, B. (2019).** Total phenolic content, antioxidant and antimicrobial activities of extracts from *Pistacia lentiscus* leaves. *Caspian Journal Of Environmental Sciences*, 17(3), 189 198. <https://doi.org/10.22124/cjes.2019.3662>
- **Santo, D. E, Galego, L, Gonçalves, T, & Quintas, C. (2012).** Yeast diversity in the Mediterranean strawberry tree (*Arbutus unedo* L.) fruits' fermentations. *Food Research International*, 47(1), 45-50.
- **Sarni-Manchado, P. and Cheynier, V, (2006).** Les polyphénols en agroalimentaire. Eds. 2006

- Segneanu, A., Velciov, S. M., Olariu, S., Cziple, F., Damian, D., & Grozescu, I. (2017). Bioactive Molecules Profile from Natural Compounds. Dans *InTech eBooks*. <https://doi.org/10.5772/intechopen.68643>
- Selmi, H., Dhifallah, A., Bahri, A., Jedidi, S., Abbes, C., & Rouissi H. (2020). Chemical Composition, Antioxidant and Antibacterial Activities of *Pistacia lentiscus* and *Rosmarinus officinalis* Essentials oils. *Journal of New Sciences*, 69(1), 2286-5314. <https://www.jnsciences.org/agri-biotech/100-volume-69/602>
- Shahidi, F., Naczk, M. (2003). Antioxidant Properties of Food Phenolics, In: Shahidi F., Naczk, M., Eds., Phenolics in Food and Nutraceuticals, CRC Press, Boca Raton, 403p. <https://doi.org/10.1201/9780203508732>
- Shinwari, Z.K., Gilani, S.S. and Shoukat. M., (2002). Ethnobotanical resources and implications for curriculum. In: Shinwari, Z.K., A. Hamilton and A.A. Khan (eds.), Proceedings of Workshop on Curriculum Development in Applied Ethnobotany, pp: 21– 34.
- Silva, B.M, Andrade, P.B, Valentao, P, Ferreres, F, Seabra, R.M, & Ferreira, M.A. (2005). Quince (*Cydonia oblonga* Miller) fruit (pulp, peel, and seed) and jam: antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(26), 11132-11138.
- Smail-Saadoun, N. (2005). Stomatal types of the genus *Pistacia*: *Pistacia atlantica* Desf. ssp. *atlantica* and *Pistacia lentiscus* L. Options méditerranéennes, series A, 63, 369-71. <https://om.ciheam.org/article.php?IDPDF=5600054>
- Sofowora, A. (1996). Medicinal Plants and Traditional Medicine in Africa. Spectrum Books Ltd.
- Soni, H. (2013). Antimicrobial and Antiinflammatory Activity of the Hydrogels Containing Rutin Delivery. *Asian Journal Of Chemistry*, 25(15), 8371 – 8373. <https://doi.org/10.14233/ajchem.2013.14912>
- Soubrier, M., Rosenbaum, D., Tatar, Z., Lahaye, C., Dubost, J., & Mathieu, S. (2013). Anti-inflammatoires non stéroïdiens et vaisseaux. *Revue du Rhumatisme*, 80(3), 204-208. <https://doi.org/10.1016/j.rhum.2012.11.012>
- Takwa, S, Caleja, C, Barreira, J.C.M, Sokovic, M, Achour, L, Barros, L, & Ferreira I.C.F.R. (2018). *Arbutus unedo* L. and *Ocimum basilicum* L. as sources of natural preservatives for food industry: A case study using loaf bread. *Lebensmittel-Wissenschaft & Technologie*, 88, 47–55.

- **Tiwari, B. K., Pandey, K. B., Abidi, A. B., & Rizvi, S. I. (2013).** Markers of Oxidative Stress during Diabetes Mellitus. *Journal Of Biomarkers*, 2013, 1-8. <https://doi.org/10.1155/2013/378790>
- **Tiwari, B. K., Valdramidis, V., O'Donnell, C. P., Muthukumarappan, K., Bourke, P., & Cullen, P. J. (2009).** Application of natural antimicrobials for food preservation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(14), 5987 6000. <https://doi.org/10.1021/jf900668n>
- **Torras-Claveria, L., Berkov, S., Jáuregui, O., Caujapé, J., Viladomat, F., Codina, C., & Bastida, J. (2009).** Metabolic profiling of bioactive Pancratium canariense extracts by GC-MS. *Phytochemical Analysis*, 21(1), 80-88. <https://doi.org/10.1002/pca.1158>
- **Umdale, S., Ahire, M., Aiwale, V., Jadhav, A., & Mundada, P. (2020).** Phytochemical investigation and antioxidant efficacy of wild, underutilized berries of economically important Indian Sandalwood (*Santalum album* L.). *Biocatalysis And Agricultural Biotechnology*, 27, 101705. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2020.101705>
- **Vardar-Ünlü, G., Candan, F., Sökmen, A., Daferera, D., Polissiou, M. G., Sökmen, M., Dönmez, E., & Tepe, B. (2003).** Antimicrobial and antioxidant activity of the essential oil and methanol extracts of *thymus Pectinatus* fisch. et mey. Var. pectinatus (*Lamiaceae*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(1), 63–67. <https://doi.org/10.1021/jf025753e>
- **Villaño, D., Fernández-Pachón, Moyá, M., Troncoso, A., & García-Parrilla, M. (2006).** Radical scavenging ability of polyphenolic compounds towards DPPH free radical. *Talanta*, 71(1), 230-235. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2006.03.050>
- **Waziri, M. and Akinniyi, J.A. (2011).** Proximate Value and Mineral Content of the Shoot of *Borassus aethiopum* Mart (Giginya). *Journal of Chemical Society of Nigeria*, 36, 10-14.
- **Waziri, M., & Saleh, I. (2015).** Proximate Analysis and Phytochemical Screening of *Psidium guajava* (Guava) and *Cucumis sativus* (Cucumber) Grown in Gashua Fadama Area of Yobe State, Nigeria. *International Research Journal Of Pure And Applied Chemistry*, 6(2), 77-83. <https://doi.org/10.9734/irjpac/2015/13775>
- **Wink M., Boca Raton F.L., Heffield U.K. (1999).** Biochemistry of Plant Secondary Metabolism. Sheffield Academic Press et CRC Press.
- **Wink, M. (2003).** Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. *Phytochemistry*, 64(1), 3-19.
- **Zhang, H., Kong, B., Xiong, Y. L., & Sun, X. (2008).** Antimicrobial activities of spice extracts against pathogenic and spoilage bacteria in modified atmosphere packaged fresh

- pork and vacuum packaged ham slices stored at 4°C. *Meat Science*, 81(4), 686-692. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2008.11.011>
- **Zhu, X., Zhang, H., & Lo, R. (2004).** Phenolic Compounds from the Leaf Extract of Artichoke (*Cynara scolymus* L.) and Their Antimicrobial Activities. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 52(24), 7272-7278. <https://doi.org/10.1021/jf0490192>
 - **Zohary, M. (1952).** A monographical study of the genus Pistacia. *Palestine Journal of Botany, Jerusalem Series*, 5, 187–228
 - **Zrira, S., Elamrani, A., & Benjilali, B. (2003).** Chemical composition of the essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from Morocco—a seasonal variation. *Flavour And Fragrance Journal*, 18(6), 475-480. <https://doi.org/10.1002/ffj.1221>

Annexes

ANNEXE I : Screening phytochimique des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus*



Résultats du screening phytochimique de l'extrait méthanolique d'*A. unedo*



Résultats du screening phytochimique de l'extrait méthanolique d'*A farnesiana*



Résultats du screening phytochimique de l'extrait méthanolique de *P. lentiscus*

**ANNEXE II : Activité antimicrobienne des extraits méthanoliques
d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus***



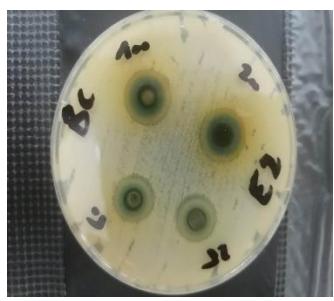
E. coli
ATCC 8739



E. coli
ATCC 25922



S. aureus
ATCC 6538



B. cereus
ATCC 14579



C. albicans
ATCC 10231



C. albicans
ATCC 10237

**Activité antibactérienne de l'extrait méthanolique d'*A. unedo* contre les souches testées,
diamètre de la zone d'inhibition (mm) pour la gamme de concentrations de 25 mg/mL, 50
mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL.**



E. coli
ATCC 8739



E. coli
ATCC 25922



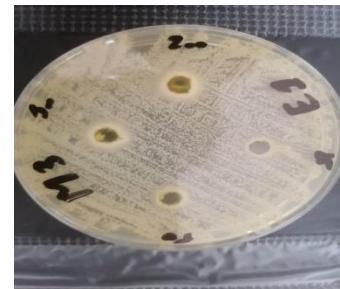
S. aureus
ATCC 6538



B. cereus
ATCC 14579



C. albicans
ATCC 10231



C. albicans
ATCC 10237

Activité antibactérienne de l'extrait méthanolique d'*A. farnesiana* contre les souches testées,
diamètre de la zone d'inhibition (mm) pour la gamme de concentrations de 25 mg/mL, 50
mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL



Escherichia coli
ATCC 8739



Escherichia coli
ATCC 25922



Staphylococcus aureus
ATCC 6538



Bacillus cereus
ATCC 14579



Candida albicans
ATCC 10231



Candida albicans
ATCC 10237

Activité antibactérienne de l'extrait de *Pistacia lentiscus* methanolic contre les souches testées,
diamètre de la zone d'inhibition (mm) pour la gamme de concentrations de 25 mg/mL, 50
mg/mL, 100 mg/mL et 200 mg/mL

ANNEXE III : Activité antibactérienne des antibiotiques



E. coli
ATCC 8739



E. coli
ATCC 25922



S. aureus
ATCC 6538



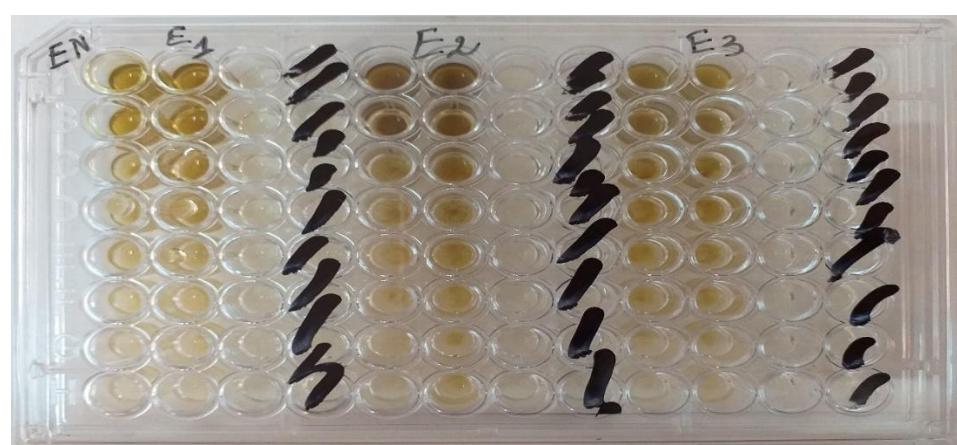
B. cereus
ATCC 14579

Activité antibactérienne des antibiotiques contre les souches testées (Amoxicillin (AMC) 30 ug, Cefalexin (CN) 10 ug, Cefazolin (CZ) 30 ug et Cefoxitin (FOX) 30 ug).

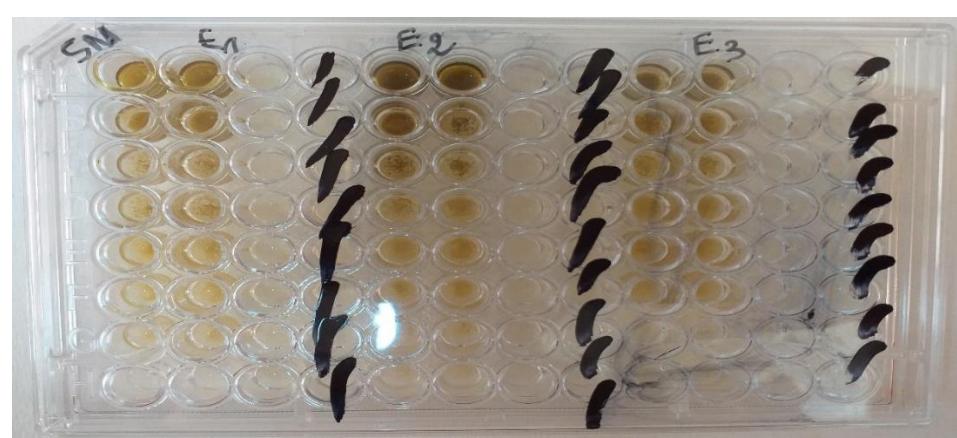
ANNEXE IV : Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus*



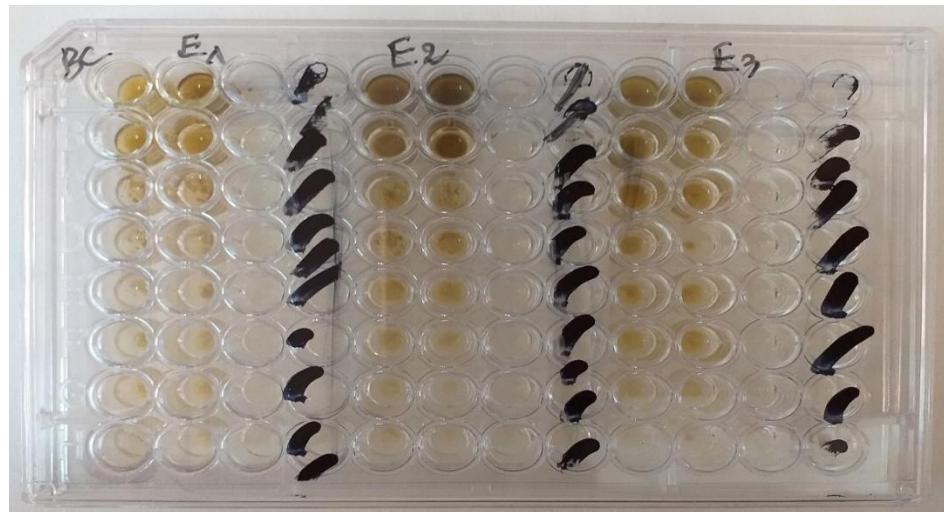
La CMI de des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* contre la souche *E. coli* ATCC 8739



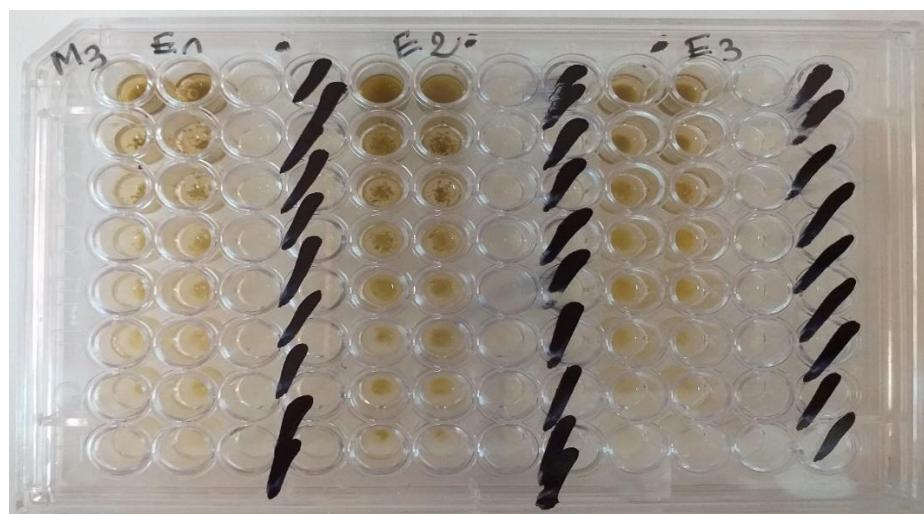
La CMI de des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* contre la souche *E. coli* ATCC 25922



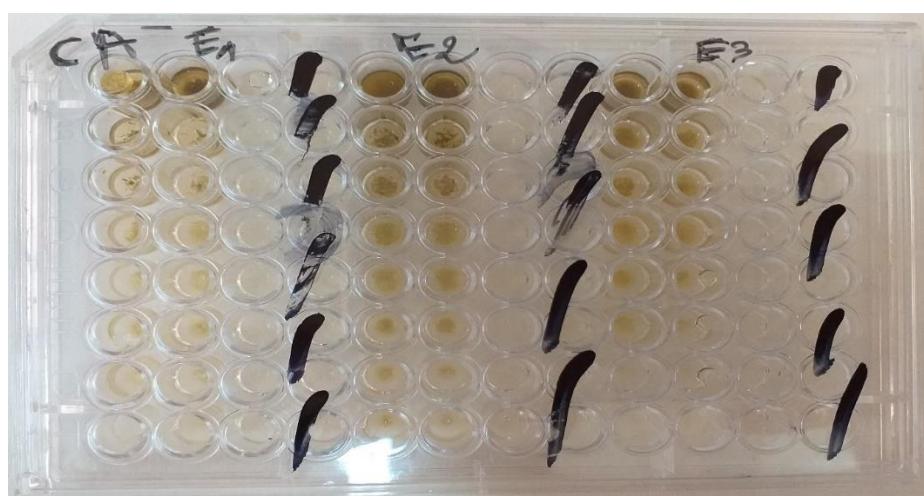
La CMI de des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* contre la souche *S. aureus* ATCC 6538



La CMI de des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* contre la souche *B. cereus* ATCC 14579



La CMI de des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* contre la souche *C. albicans* ATCC 10231

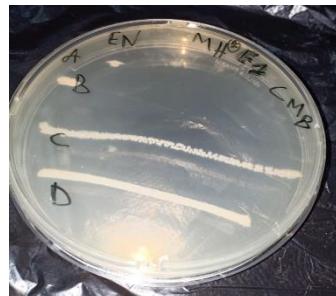


La CMI de des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus* contre la souche *C. albicans* ATCC 10237

ANNEXE V : Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et de la concentration minimale fongicide (CMF) des extraits méthanoliques d'*Arbutus unedo*, *Acacia farnesiana* et *Pistacia lentiscus*



E. coli
ATCC 8739



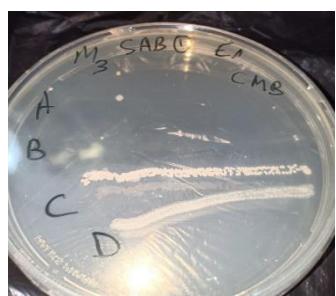
E. coli
ATCC 25922



S. aureus
ATCC 6538



B. cereus
ATCC 14579



C. albicans
ATCC 10231



C. albicans
ATCC 10237

CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique d'*A. unedo* contre les souches testées



E. coli
ATCC 8739



E. coli
ATCC 25922



S. aureus
ATCC 6538



B. cereus
ATCC 14579



C. albicans
ATCC 10231



C. albicans
ATCC 10237

CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait méthanolique d'*A. farnesiana* contre les souches testées



Escherichia coli
ATCC 8739



Escherichia coli
ATCC 25922



Staphylococcus aureus
ATCC 6538



Bacillus cereus
ATCC 14579

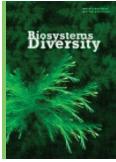


Candida albicans
ATCC 10231



Candida albicans
ATCC 10237

CMB et CMF (mg/mL) de l'extrait de *Pistacia lentiscus* methanolic contre les souches testées



Chemical composition of essential oil, FTIR, phytochemical profile of crude extract and biological activity of *Pistacia lentiscus* from Algeria

I. E. H. Nouar*, M. Maatoug*, M. Ait Hammou*, F. Z. Abdeldjebbar**, N. Bouriah*, Z. Z. Maatoug*

*Ibn Khaldoun University, Tiaret, Algeria

**Djilali Liabes University, Sidi Bel Abbes, Algeria

Article info

Received 08.02.2025

Received in revised form 12.03.2025

Accepted 18.04.2025

Laboratory of Agro-Biotechnology and Nutrition in Semi-Arid Zones, Ibn Khaldoun University, Tiaret, 14000, Algeria. Tel.: +213-697-972-226. E-mail: maatoug_m@univ-tiaret.dz

Laboratory of Eco-Development of Spaces, Djilali Liabes University, Sidi Bel Abbes, 22000, Algeria. Tel.: +213-792-824-506. E-mail: fatima.abdeldjebbar@univ-sba.dz

Nouar, I. E. H., Maatoug, M., Ait Hammou, M., Abdeldjebbar, F. Z., Bouriah, N., & Maatoug, Z. Z. (2025). Chemical composition of essential oil, FTIR, phytochemical profile of crude extract and biological activity of *Pistacia lentiscus* from Algeria. *Biosystems Diversity*, 33(2), e2520. doi:10.15421/012520

Pistacia lentiscus L. (Anacardiaceae) has been known in Algeria since ancient times for its medicinal properties. The purpose of the present study was to identify the chemical composition of the essential oil of *P. lentiscus* leaves growing in Chlef region using GC-MS. The plant organic fractions of the leaf powder were investigated by FTIR, determination of total phenolic and total flavonoids content, evaluation of antioxidant activity and antimicrobial activity of the methanolic extract. The essential oil was rich in thirty-nine compounds. Limonene (17.7%) and α -pinene (15.8%) were the major components detected. The FTIR results showed a fairly wide and significant characteristic band of the -OH hydroxyl function group. TPC and TFC were determined to be 173.79 μ g GAE/mg, and 58.73 μ g QE/mg, respectively. The antioxidant activity was found to be $IC_{50} = 14.90 \mu$ g/mL. The antimicrobial results, MIC, MBC, and MFC measurements indicated that *P. lentiscus* exhibited significant antimicrobial and antifungal activities. Overall, these data indicate that *P. lentiscus* leaves may be used for pharmaceutical application, nutraceutical and functional food industries.

Keywords: *Pistacia lentiscus*; GC-MS; FTIR; secondary metabolites; antioxidant activity; antimicrobial activity.

Introduction

Medicinal plants are an extraordinary treasure trove of new preventive and therapeutic molecules, the most important elements of which are alkaloids, flavonoids, vitamins, tannins, essential oils, organic acids, resins, fatty acids, saponins and polysaccharides (Rawani et al., 2011). Essential oils from different plant species are known for their various biological activities and they can be used for food preservation and other pharmacological applications (Tiwari et al., 2009). This renewed interest has been reflected in a number of recent decades in the antimicrobial and antioxidant properties of a variety of essential oils and extracts using a wide range of *in vitro* and *in vivo* techniques (Burt, 2004; Holley & Patel, 2005). Algeria has a remarkable plant diversity, estimated at nearly 4000 taxa (Miara et al., 2018). However, the medicinal flora is losing importance as little research has been done on its significance (Baba Aissa, 2000; Hamel et al., 2018). Local plants include *P. lentiscus* L. (Anacardiaceae), known by different names in different regions in Algeria. *P. lentiscus* is a branched, perennial shrub up to three meters high, with a strongly pungent, resinous odor. It has thick, shiny, dark-green evergreen leaves, bearing short auxiliary clusters of small fruits that turn black when ripe. Flowering takes place between April and June, and fruiting between October and November. This plant is particularly representative of the hottest environments in the Mediterranean climatic zone (Smail-Saadoun, 2005). Numerous studies on essential oils have been carried out on *P. lentiscus* leaves from different origins (Fernandez et al., 2000; Zrira et al., 2003). The aerial part is traditionally used as a stimulant due to its diuretic properties and for the treatment of hypertension, cough, sore throat, eczema, abdominal pain, kidney stones, and jaundice (Palevitch & Yaniv, 2000).

In order to promote Algerian medicinal plants, the present work was carried out with the aim of enhancing the value of *P. lentiscus* through characterization of the essential oil by gas chromatography-mass spectrometry (GC-MS), Fourier transform infrared spectroscopy (FTIR) to determine plant organic fractions, phytochemical screening, determination of total phenolic content (TPC) and total flavonoids contents (TFC), evaluation of the antioxidant and antimicrobial activity of methanolic extract.

Materials and methods

The *P. lentiscus* leaves (Fig. 1) were freshly harvested in Ghansou forest, the region of Taougrite, Chlef (Northwest Algeria, 36.280281° N, 0.9336096° W) in September 2022. After drying for 7 days at room temperature, in a dry, airy and shady place, the samples were recovered in clean bags and stored away from light and moisture.



Fig. 1. Vegetative parts of *P. lentiscus*

The dried plant leaves (100 g) were steam distilled in a Clevenger apparatus with 1 L of deionized water for 3 h. The extracted essential oil was collected and dried over anhydrous sodium sulfate (Na_2SO_4) and stored in dark sealed vials at 4 °C before further studies.

The analyses of essential oil were carried out in Centre for Scientific and Technical Research in Physical and Chemical Analysis (PTAPC-CRAPC)-Laghouat- Algeria by SHIMADZU GCMS-QP2020 Instruments, equipped with a fused Rxi®-5ms capillary column (Phase: Crossbond® 5% diphenyl / 95% dimethyl polysiloxane) its dimensions are: 30 m × 0.25 mm and 0.25 μ m film thickness, this column has similar phase to the following columns: HP-1ms, HP-1msUI, DB-1ms, DB-5ms, DB-1msUI, Ultra-1, VF-1ms, ZB-1, ZB-1ms and considered also equivalent to USP G1, G2, G38 phases. A volume of 0.5 μ L of sample was injected in split mode (1:50). Injector and detector temperatures

were maintained at 250 and 310 °C, respectively the column temperature was programmed at: 50 °C fixed for 2 min then increased to 310 °C with an increase increment of 3 °C/min, and then maintained at 310 °C for 2 min. The carrier gas used was helium (99.995% purity) with a flow rate of 1 mL/min. The mass spectrometer conditions were as follows: ionization voltage 70 eV, in source temperature 200 °C, and electron ionization mass spectra were acquired over the mass range of 45–600 m/z.

Linear retention indices (LRI) were calculated for separate compounds relative to a homologous n-alkanes serial (n-C₈-C₃₃). Components were identified by comparison of their calculated (LRI) with those in the literature (Babushok et al., 2011), (book of Adams Robert P, 2017, ed.4.1) as well as their mass spectra with those recorded by the NIST (National Institute of Standards and Technology) and Wiley libraries “NIST17.lib, W11N17MAI and FFNSC1.2.lib”.

Infrared analysis of powdered *P. lentiscus* leaves was carried out using a Shimadzu FTIR – 8400 spectrometer, a technique used to identify functional groups present in a sample. We carried out Fourier transform infrared spectroscopy using the KBr technique over a wavelength range of 400–4000 cm⁻¹.

P. lentiscus leaves were ground into powder (10 g was macerated with 100 mL methanol (three times) at room temperature for 24 to 48 h. The extract was filtrated and evaporated under a vacuum to obtain crude extract (Ertaş et al., 2021).

The study included phytochemical analysis using methanol filtrate prepared from plant fine powder. Solubility, precipitation, and color reaction tests were required for identification of chemical families in the qualitative study of *P. lentiscus* leaves. Several chemical groups were characterized using the methods described by Bruneton (1999), Majob et al. (2003), Karumi et al. (2004), Edeoga et al. (2005), Oloyede (2005), N'Guesso et al. (2009).

Total polyphenols of the leaf extracts were determined by the Folin-Ciocalteu reagent following the method of Heilerová et al. (2003) using gallic acid as the standard phenolic compound. 0.2 mL of the extract was added with 2.5 mL of the diluted Folin-Ciocalteu reagent. The mixture was left to stand for 2 minutes in the dark. Subsequently, 2 mL of Na₂CO₃ solution (7.5%) was added to the set. The entire mixture was heated to 60 °C for 20 minutes, then allowed to cool (ice) to read the absorbance, which was measured at 750 nm against a blank without extract using a spectrophotometer (UV-1600 PC). The quantification of polyphenols was based on a linear calibration curve performed by gallic acid at different concentrations under the same conditions as the sample. Total phenolic content was expressed in µg gallic acid equivalent (GAE).

The AlCl₃ method was used to determine the extract content of total flavonoids (Huang et al., 2004) using quercetin as the standard flavonoid compound. A millilitre and a half of the extract were added to an equal volume of a 2% AlCl₃ solution. The mixture was vigorously stirred, and the absorbance was read at 430 nm, after 30 minutes of incubation at room temperature. A calibration curve performed by quercetin at different concentrations performed under the same operating conditions as the samples was used for the quantification of flavonoids. The amount of total flavonoid was expressed in µg quercetin equivalent (QE).

The DPPH free radical scavenging activity of *P. lentiscus* methanolic extract was performed using the developed method of Blois (1958), 250 µL of the sample solution at different concentrations was added to 1750 µL of DPPH methanol solution (0.1 mM), the mixture was kept at room temperature for 30 minutes in the dark, after which absorbance was measured at 517 nm using a spectrophotometer (UV-1600 PC). Ascorbic acid was used as the standard antioxidant compound.

The antiradical activity was calculated using the following formula:

$$\begin{aligned} \text{DPPH free radical scavenging activity (\%)} = \\ [(A_{\text{control}} - A_{\text{sample}})/A_{\text{control}}] \times 100 \end{aligned}$$

Where A_{control} is the absorbance of the DPPH solution and A_{sample} is the absorbance of the DPPH solution after the addition of the sample.

Scavenging effect values were expressed as IC₅₀ (µg/mL), which represents the effective extract concentration of the sample antioxidant required to scavenge 50% of the DPPH radical in the mixture and calculated from the calibration curve. DPPH scavenging activity is best represented by a lower IC₅₀ value.

The antimicrobial activity of *P. lentiscus* methanolic extract was tested on the following strains (American Type Culture Collection (ATCC) reference strains): *Escherichia coli* ATCC 8739, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus cereus* ATCC 14579, *Candida albicans* ATCC 10231, and *Candida albicans* ATCC 10237 using the diffusion well method according to a modification of the method described by Vardar-Ünlü et al. (2003).

The cells were resuspended in saline (2x10⁸ cells/mL for bacteria (0.5 Mc Farland) and 10⁶ cells/mL for *Candida*) and placed with a sterile cotton swab on a Petri dish containing Mueller-Hinton agar (MH) for bacteria and Sabouraud Dextrose Agar (SDA) for *C. albicans*. Wells of approximately 6 mm in diameter were made in the agar. Each well received 50 µL of the extract (we prepared a range of concentrations of 25, 50, 100, and 200 mg/mL dissolved in dimethylsulfoxide (DMSO)). The Petri dishes were incubated for bacteria at 35 ± 1 °C for 24 h and *C. albicans* at 37 °C for 24 h. Each experiment was repeated three times under the same experimental conditions. Antimicrobial activity was determined by measuring the diameter of the inhibition zone in millimeters (mm). Positive controls included amoxicillin (AMC) 30 µg, cephalexin (CN) 10 µg, cefazolin (CZ) 30 µg, and ceftoxitin (FOX) 30 µg.

Minimum inhibitory concentration (MIC) was the lowest concentration of the methanolic extract that showed no visible bacterial growth (no color change of TTC) after the incubation period. The MIC was determined using the Mueller-Hinton broth microdilution method using 96-well plates (Okusa et al., 2007).

The minimal bactericidal concentration (MBC) and minimal fungicidal concentration (MFC) were considered as the lowest concentration of methanolic extract that killed 99.9% of microorganisms in culture on the agar plate after incubation period. The MBC and MFC were determined by plating directly the content of wells with concentrations higher than the MIC value. The MBC and MFC values were determined when there was no colony growth from the directly plated contents of the wells.

All bioactivity results are the mean of three independent studies. Data are reported as mean ± standard error (x ± SE).

Results

The yield of oil obtained by hydro-distillation of *P. lentiscus* leaves is given as 0.1 % on a dry weight basis. The chemical profile of volatile fractions and the relative content of detected components of *P. lentiscus* are reported in Table 1 and Figure 2. Thirty-nine compounds were identified, accounting for 96.49% of the total chemical composition. According to the global chromatographic analysis of *P. lentiscus* oil, there is a complex mixture that is mostly composed of mono- and sesquiterpenes. It was dominated by monoterpene hydrocarbons (66.62%) and sesquiterpenes hydrocarbons (16.98%), while oxygenated mono- and sesquiterpenes were only present in a small percentage (respectively 4.27% and 3.44%). The major components detected in the oil were limonene (17.70%), α-pinene (15.80%), myrcene (7.97%), β-pinene (7.23%) followed by caryophyllene (5.64%) and γ-terpinene (5.19%).

FTIR analysis was used to identify the functional groups present in *P. lentiscus* powder. The spectrum obtained shows several characteristic absorption bands, indicating the presence of different functional groups (Table 2, Fig. 3), three intense bands are observed, a fairly broad and important characteristic band in the frequency range 3271–3350 cm⁻¹ which characterizes an elongation band of the hydroxyl function -OH, an elongation band characteristic of nitro compounds -NO appears in the frequency range 1539 cm⁻¹ and an intense band at 1035 cm⁻¹ shows the presence of an alkene (the double bond).

Methanolic extract of *P. lentiscus* leaves was rich in various secondary metabolites according to phytochemical analyses (Table 3). A strongly positive reaction was seen, pointing to the existence of phenolic compounds, flavonoids, tannins, quinones and terpenoids. A small amount of saponins, anthraquinones, reducing compounds, alkaloids, oses and holosides were also detected.

Total phenolic, flavonoids, and antioxidant activity of P. lentiscus. The total phenolic and flavonoids content in *P. lentiscus* methanolic extract was 173.79 ± 0.15 µg GAE/mg, and 58.73 ± 0.08 µg QE/mg,

respectively (Table 4). *P. lentiscus* methanolic extract showed a significant increase in antioxidant activity, even at very low concentrations, and the DPPH scavenging capacity reached 97.46% at 62.5 µg/mL concentration. As shown in Table 4, the antioxidant capacity of *P. lentiscus* was ($IC_{50} = 14.90 \pm 0.09$ µg/mL), which remains inferior to ascorbic acid used as reference antioxidant ($IC_{50} = 3.25 \pm 0.06$ µg/mL).

Table 1

Chemical composition of the essential oil of *P. lentiscus* leaves growing in Algeria

No.	Component	R. time	Similarity R	%	Index
1	Tricyclene	8.154	96	0.38	915
2	α -Pinene	8.639	99	15.80	927
3	Camphepane	9.156	97	1.85	940
4	Sabinene	10.171	97	0.79	966
5	β -Pinene	10.299	97	7.23	969
6	Myrcene	10.944	98	7.97	985
7	α -Phellandrene	11.452	96	1.82	998
8	α -Terpinene	11.986	97	2.39	1010
9	p-Cymene	12.329	97	2.03	1018
10	Limonene	12.560	96	17.70	1023
11	E- β -Ocimene	13.417	98	1.29	1042
12	Isopentyl butanoate	13.766	99	0.65	1050
13	γ -Terpinene	13.882	97	5.19	1052
14	Terpinolene	15.215	95	2.18	1082
15	2-Nonanone	15.378	98	0.62	1085
16	2-Nonanol	15.797	82	0.26	1095
17	Isopentyl isovalerate	16.030	96	0.32	1100
18	Terpinen-4-ol	19.324	95	3.02	1171
19	α -Terpineol	19.937	97	0.98	1184
20	Carvone	22.363	96	0.27	1237
21	Isoamyl hexanoate	22.708	97	0.26	1245
22	Bornyl acetate	24.300	97	1.49	1280
23	2-Undecanone	24.661	98	1.07	1288
24	β -Elemene	28.973	92	0.45	1386
25	Caryophyllene	30.138	97	5.64	1414
26	Isoamyl Benzoate	30.802	97	0.51	1430
27	α -Humulene	31.534	97	1.06	1447
28	γ -Murolene	32.496	97	0.65	1471
29	(-)-Germacrene D	32.675	97	3.17	1475
30	Viridiflorene	33.257	91	0.38	1489
31	α -Murolene	33.460	97	0.89	1494
32	(E,E)- α -Farnesene	33.769	95	1.03	1501
33	γ -Cadinene	34.001	96	0.39	1507
34	Δ -Cadinene	34.386	95	3.32	1517
35	Caryophyllene oxide	36.684	88	0.51	1576
36	1-epi-Cubebol	38.411	92	0.29	1622
37	τ -Cadinol	38.922	93	1.30	1636
38	Alloaromadendrene epoxide	39.077	95	0.27	1640
39	τ -Murolol	39.381	93	1.07	1648
Total identified (%)					96.49
Essential oil content (% v/w)					0.1
Monoterpene hydrocarbons					66.62
Oxygenated monoterpenes					4.27
Sesquiterpene hydrocarbons					16.98
Oxygenated sesquiterpenes					3.44
Others					5.18

Table 2
Peak correspondence of *P. lentiscus* powder FTIR spectra

Wavenumber (cm ⁻¹)	Function group	Abbreviation	Vibration modes
3271–3350	O-H of the hydroxyls group	v(O-H)	stretching
2920	C-H of -CH ₂ - of alkanes	vas(CH ₂)	stretching (asymmetric)
2850	C-H of -CH ₂ -	vs(CH ₂)	stretching (symmetric)
1614	N-H of amide I	δ (N-H)	bending
1539	N-O of nitro compounds	vas(N-O)	stretching (asymmetric)
1446	C-C of aromatics	v(C-C)	stretching
1319	N-O of nitro compounds	vs(N-O)	stretching (symmetric)
1234	-CH ₂ - of methylenes	δ (CH ₂)	bending
1147	C-O of esters	v(C-O)	stretching
1035	=C-H of Alkenes	v(C-H)	bending
763	C-H aromatic ring	—	deformation

Table 3
Phytochemical screening of *P. lentiscus* methanolic extract

Compounds	<i>P. lentiscus</i>
Phenolic compounds	+++
Flavonoids	+++
Tannins (Gallic)	+++
Saponins	+
Quinones	+++
Anthraquinones	+
Terpenoids	+++
Reducing compounds	+
Alkaloids	Mayer Wagner
Oses and holosides	+

Note: (++) strongly positive reaction, (++) positive reaction, (+) weakly positive reaction.

The results of antimicrobial activity, MIC, MBC and MFC of the methanol extract of leaves of *P. lentiscus* are illustrated in (Tables 5 and 6, Figures 4 and 5). Significant antibacterial and antifungal activity was observed in *P. lentiscus* with different inhibitory diameters. The bacterial and fungal strains tested were sensitive to all concentrations of 25, 50, 100 and 200 mg/mL. *P. lentiscus* showed the highest activity against *C. albicans* ATCC 10237 and *E. coli* ATCC 25922 with a diameter of 24.0 and 19.7 mm respectively. The antibiogram results of this study showed that there are strains such as *S. aureus* ATCC 6538 and *B. cereus* ATCC 14579 which are resistant to the FOX antibiotic, and highly sensitive strains such as *E. coli* ATCC 8739 and *E. coli* ATCC 25922. The minimum inhibitory concentration (MIC) values for the methanolic extract reveal the lowest concentration against *E. coli* ATCC 8739, *E. coli* ATCC 25922, *B. cereus* ATCC 14579 and *C. albicans* ATCC 10237 with a MIC value of 12.5 mg/mL. The MBC and MFC values were found to be <50 mg/mL for all the tested strains. The MBC/MIC ratio was <2 for *S. aureus* ATCC 6538, <4 for the other strains. The MFC/MIC ratio was <2 for *C. albicans* ATCC 10231, and 4 for *C. albicans* ATCC 10237. Based on these findings, it was believed that the leaves of *P. lentiscus* assayed in a methanolic extract were bactericidal.

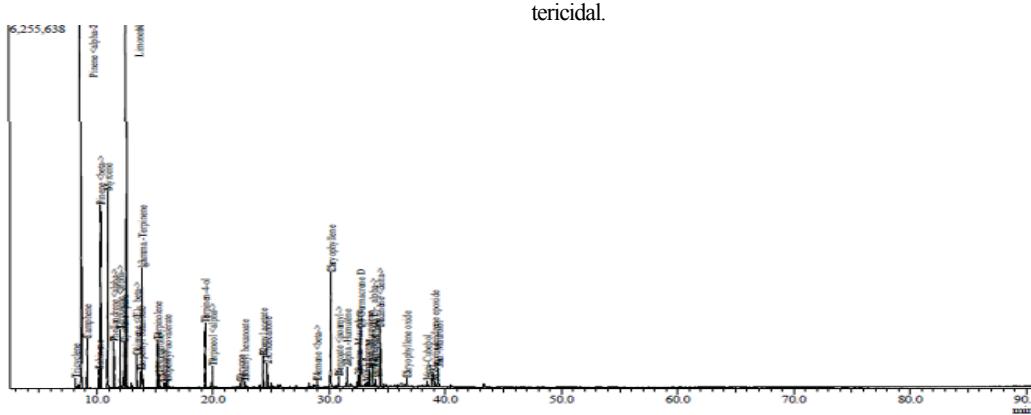


Fig. 2. GC-MS chromatogram of *P. lentiscus* essential oil

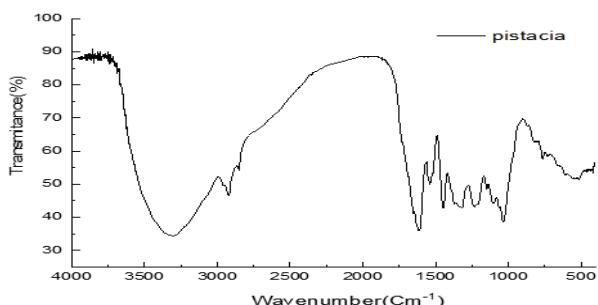


Fig. 3. Representative FTIR spectra of *P. lentiscus* powder

Discussion

The yield of essential oil obtained from the leaves of *P. lentiscus* (0.1%) in this study is in accord with previous works (Castola et al., 2000; Dob et al., 2006), while Benhammou & Atik Bakkara (2009) have found that the oil yield was very low in the order of 0.05% and 0.07% in Tlemcen region. The quantity found is low compared to those

described in the literature in Morocco 0.23% (Aouinti et al., 2013), Italy 0.45% (Barra et al., 2007), Turkey 0.30% (Duru et al., 2003).

The GC-MS chromatograms of the essential oil of *P. lentiscus* shows that 67 compounds were identified, the major components detected in the oil were limonene (17.7%), α -pinene (15.8%). Similar results were also reported by Ismail et al. (2012) showing that the major components detected in the oil were α -pinene (20.6%), limonene (15.3%), β -pinene (9.6%). The results revealed by the study of (Ben Douissa et al., 2005) showed also the abundance of α -pinene 17%, δ -terpinene (9%) and terpen-4-ol (12%), while a low amount of limonene was present. However, other reports show that β -myrcene was the major compound of essential oils from Algeria (Mecherara-Idjeri et al., 2008) and France (Castola et al., 2000). On the other hand, Dob et al. (2006) showed that longifolene was the main component of Algiers and Tizi-Ouzou oils (12.8% and 16.4%, respectively), while α -pinene was the major constituent of the Oran oil (19.0%). According to Drioiche et al. (2023) spathulenol (18.57%), germacrene D (17.54%), bicyclogermacrene (12.52%), and terpinen-4-ol (9.95%) dominated. Chaabani et al. (2020) also reported the domination of germacrene D (16.58%) of the essential oil extracted from *P. lentiscus* leaves in Tunisia.

Table 4

Total phenolic content (TPC), Total flavonoid content (TFC) and IC₅₀ values of DPPH assay of *P. lentiscus* leaves extract

Methanolic extract	Yield, %	TPC, µg GAE/mg extract	TFC, µg QE/mg extract	IC ₅₀ , µg/mL extract	IC ₅₀ , µg/mL ascorbic acid
<i>P. lentiscus</i>	37.8	173.79 ± 0.15	58.73 ± 0.08	14.90 ± 0.09	3.25 ± 0.06

Table 5

Antimicrobial activity of *P. lentiscus* methanolic extract

Strains	Inhibition zone diameter, mm				antibiotics			
	25	50	100	200	AMC	CN	CZ	FOX
<i>E. coli</i> (ATCC 8739)	12.0 ± 0.66	15.7 ± 0.44	17	17.3 ± 0.44	28	22	29	22
<i>E. coli</i> (ATCC 25922)	15.7 ± 0.44	18.0 ± 0.66	19.0 ± 0.66	19.7 ± 1.11	20	20	28	22
<i>S. aureus</i> (ATCC 6538)	11.7 ± 0.44	13	15	16	17	15	13	R
<i>B. cereus</i> (ATCC 14579)	12.7 ± 1.11	13.7 ± 0.44	14.7 ± 0.44	15.3 ± 1.11	14	25	10	R
<i>C. albicans</i> (ATCC 10231)	12.3 ± 1.55	15.7 ± 0.44	17.3 ± 0.44	19.0 ± 0.66	—	—	—	—
<i>C. albicans</i> (ATCC 10237)	19.3 ± 1.77	19.7 ± 1.77	24.0 ± 0.66	24.0 ± 1.33	—	—	—	—

Table 6

The MIC, MBC, and MFC (mg/mL) of *P. lentiscus* methanolic extract

Strains	MIC, mg/mL	MBC, mg/mL	MFC, mg/mL	MBC/MIC ratio	MFC/MIC ratio
<i>E. coli</i> (ATCC 8739)	12.5	<50	—	<4	—
<i>E. coli</i> (ATCC 25922)	12.5	<50	—	<4	—
<i>S. aureus</i> (ATCC 6538)	25.0	<50	—	<2	—
<i>B. cereus</i> (ATCC 14579)	12.5	<50	—	<4	—
<i>C. albicans</i> (ATCC 10231)	25.0	—	<50	—	<2
<i>C. albicans</i> (ATCC 10237)	12.5	—	50	—	4



Fig. 4. Antibacterial activity of *P. lentiscus* methanolic extract against the tested strains, diameter of inhibition zone (mm) for the concentration range of 25, 50, 100, and 200 mg/mL



Fig. 5. Antibacterial activity of antibiotics against the tested strains:
amoxicillin (AMC) 30 µg, cefalexin (CN) 10 µg, cefazolin (CZ) 30 µg and cefoxitin (FOX) 30 µg

These differences between the yield and main components of the oils extracted from *P. lentiscus* can be explained by differences in climate conditions, geographical location, harvesting period and distillation techniques (Lahlou, 2004). It should also be noted that the production of essential and aromatic oils from plants is the result of a series of physiological, biochemical, metabolic and genetic regulations (Costa et al., 2003).

The FTIR analysis of *P. lentiscus* powder shows that the plant has characteristic peaks with different intensities, three intense bands are observed, a fairly broad and important characteristic band in the frequency range 3271–3350 cm⁻¹ which characterizes an elongation band of the hydroxyl function -OH. These findings aid in a better comprehension of the plant's chemical composition and potential properties. Our observations are in accordance with previous work on *P. lentiscus* for extracts (Mehenni et al., 2016; Mokhfi et al., 2024) and for essential oils (Beraich et al., 2024).

The analysis of plant powder could show a combination of different natural components, while extracts could offer a more concentrated view of specific functional groups. Comparisons with the literature show that the results we obtained are in agreement with the data available for essential oils and extracts of *P. lentiscus*, validating the presence of these functional groups in our powder sample. The significant presence of these functional groups is necessary for the characterization of bioactive compounds in the plant.

Phytochemical screening shows that *P. lentiscus* is rich in secondary metabolites, and these results are in line with what has been demonstrated in previous phytochemical studies (Bammou et al., 2015; Beghal et al., 2016; Mechqoq et al., 2022).

Total phenolic and flavonoid content in *P. lentiscus* methanolic extract was 173.79 ± 0.15 µg GAE/mg, and 58.73 ± 0.08 µg QE/mg, respectively. Previous studies of total phenolic content of *P. lentiscus* revealed higher values than those we have obtained (Amessis-Ouchemoukh et al., 2014; Bouriche et al., 2016; Belhachat et al., 2017; Belabbas et al., 2023), on the other hand, Azib et al. (2019) showed a lower value 95.8 mg GA Eq/g. Our result for total flavonoids content of *P. lentiscus* was inconsistent with previous studies, which report lower values than those we obtained (Cheurfa & Allem, 2015; Bouriche et al., 2016; Belhachat et al., 2017; Azib et al., 2019; Belabbas et al., 2023). According to Djidet et al. (2013) and Bakli et al. (2020), reported values were 82.3 mg Q Eq/g and 278.5 mg R Eq/g, respectively.

The results obtained during the antioxidant activity by DPPH method of *P. lentiscus* methanolic extract showed that this plant possesses a very important antioxidant activity by an IC₅₀ value 14.90 µg/mL. Various studies on *P. lentiscus* in different regions and using the free radical DPPH have reported similar results (Amessis-Ouchemoukh et al., 2014; Pacifico et al., 2014; Ghenima et al., 2015; Salhi et al., 2019). Furthermore, Hemma et al. (2018) showed a low scavenging ability compared to our result, evaluating the methanolic extract of *P. lentiscus* leaves and reporting IC₅₀ = 0.121 mg/mL.

The methanolic extract of *P. lentiscus* had efficient antimicrobial activity against all tested strains and for all concentrations. These results are confirmed by the majority of previous studies demonstrating the ability of various *P. lentiscus* extracts to inhibit pathogenic microorganisms (Salhi et al., 2019; Bakli et al., 2020; Alhadad et al., 2022; Belabbas et al., 2023).

Inhibition diameters vary from one study to another due to the resistance of the bacterial and fungal strains tested. According to (Bammou et al., 2015) no activity has been shown against *E. coli* and *S. aureus* by *P. lentiscus* methanolic extract. In the work of Bammou et al. (2015) and Beldi et al. (2020), the essential oil of *P. lentiscus* showed no inhibitory effect against some bacterial strains (*E. coli*, *S. aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* and *Klebsiella pneumonia*), these results are unlike the work of Aouinti et al. (2013) and Selmi et al. (2020). Findings of the present work have shown that the minimum inhibitory concentrations (MIC), determined by the lowest concentration 12.5 mg/mL, were recorded with *E. coli* ATCC 8739, *E. coli* ATCC 25922, *B. cereus* ATCC 14579 and *C. albicans* ATCC 10237.

To the best knowledge of Belabbas et al. (2023), the MIC values of *P. lentiscus* leaf phenolic extract values ranged between 2.5 mg/mL and above 20 mg/mL for *E. coli*. Also, Drioiche et al. (2023) revealed that the MIC of *P. lentiscus* aqueous extract values were between 1.2 and 2.5 mg/mL against *E. coli*, *S. aureus* and *C. albicans*. Bakli et al. (2020) reported good antifungal activity against *C. albicans* with MIC 0.1 mg/mL by ethyl acetate fraction from ethanolic extract of *P. lentiscus*. The antimicrobial potential of *P. lentiscus* extract in this study could be linked to its richness in flavonoids which have antimicrobial activity against *E. coli*, *S. aureus*, *B. cereus* and *C. albicans* (Araruna et al., 2012; Soni, 2013).

Conclusion

This study provides information on aromatic compounds in the essential oil of *P. lentiscus* and provides insights into the secondary metabolites and bioactivities of the methanolic extract. Based on the results obtained, *P. lentiscus* can be considered as a source of chemical substances with great potential for use as ingredients in various industrial applications such as functional foods, pharmaceuticals and cosmeceuticals.

References

- Alhadad, A. O., Salem, G. S., Elmhdwi, M. F., Hussein, S. M., & Elshareef, S. M. (2022). Assessments of antibacterial and antioxidant properties in the methanolic and aqueous leaf extracts of *Pistacia lentiscus* against different antibiotic resistance pathogenic bacteria. *Advances in Bioscience and Biotechnology*, 13(3), 113–133.
- Amessis-Ouchemoukh, N., Madani, K., Falé, P. L., Serralheiro, M. L., & Araújo, M. E. (2014). Antioxidant capacity and phenolic contents of some Mediterranean medicinal plants and their potential role in the inhibition of cyclooxygenase-1 and acetylcholinesterase activities. *Industrial Crops and Products*, 53, 6–15.
- Aouinti, F., Imelouane, B., Tahri, M., Wathielet, J. P., Amhamdi, H., & Elbachiri, A. (2013). New study of the essential oil, mineral composition and antibacterial activity of *Pistacia lentiscus* L. from Eastern Morocco. *Research on Chemical Intermediates*, 40(8), 2873–2886.
- Araruna, M. K., Brito, S. A., Morais-Braga, M. F., Santos, K. K., Souza, T. M., Leite, T. R., Costa, J. G., & Coutinho, H. D. (2012). Evaluation of antibiotic and antibiotic modifying activity of pilocarpine and rutin. *The Indian Journal of Medical Research*, 135(2), 252–254.
- Azib, L., Debbache-Benaïda, N., Da Costa, G., Atmani-Kilani, D., Saidène, N., Ayouni, K., Richard, T., & Atmani, D. (2019). *Pistacia lentiscus* L. leaves

- extract and its major phenolic compounds reverse aluminium-induced neurotoxicity in mice. *Industrial Crops and Products*, 137, 576–584.
- Baba Aissa, F. (2000). Medicinal plants in Algeria. Ed. Bouchène, Alger.
- Babushok, V. I., Linstrom, P. J., & Zenkevich, I. G. (2011). Retention indices for frequently reported compounds of plant essential oils. *Journal of Physical and Chemical Reference Data*, 40(4), 043101.
- Bakli, S., Harzallah, D., Zerroug, A., Sadri, N., Asma, B., Soufiane, G., & Ouaima, N. (2020). Antimicrobial and antioxidant activities of flavonoids extracted from *Pistacia lentiscus* L., leaves. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, 10, 83–89.
- Bammou, M., Daoudi, A., Slimani, I., Najem, M., Bouiamrine, E., Ibjibjen, J., & Nassiri, L. (2015). Development of the mastic tree "*Pistacia lentiscus* L.": Ethnobotanical study, phytochemical screening and antibacterial properties. *Journal of Applied Biosciences*, 86(1), 7966–7975.
- Barra, A., Coroneo, V., Dessi, S., Cabras, P., & Angioni, A. (2007). Characterization of the volatile constituents in the essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from different origins and its antifungal and antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(17), 7093–7098.
- Beghlal, D., Bairi, K. E., Marmouzi, I., Haddar, L., & Mohamed, B. (2016). Phytochemical, organoleptic and ferric reducing properties of essential oil and ethanolic extract from *Pistacia lentiscus* (L.). *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, 6(4), 305–310.
- Belabbas, M., Sidhoum, M., Belahcene, N. F., & Amokrane, D. (2023). Phenolic profile, antioxidant and antimicrobial activities of Algerian *Pistacia lentiscus* L. leaf extract. *Tobacco Regulatory Science*, 9, 1039–1053.
- Beldi, M., Boucheker, A., Djelloul, R., & Lazli, A. (2020). Physicochemical characterization and antibacterial and antifungal activities of *Pistacia lentiscus* oil in Northeastern Algeria. *Catrina*, 22(1), 57–69.
- Belhachat, D., Aïd, F., Mekimène, L., & Belhachat, M. (2017). Phytochemical screening and *in vitro* antioxidant activity of *Pistacia lentiscus* berries ethanolic extract growing in Algeria. *Mediterranean Journal of Nutrition and Metabolism*, 10(3), 273–285.
- Ben Douissa, F., Hayder, N., Ghedira, L. C., Hammami, M., Ghedira, K., & Marlotte, A. M. (2005). New study of the essential oil from leaves of *Pistacia lentiscus* L. (Anacardiaceae) from Tunisia. *Flavour and Fragrance Journal*, 20, 410–414.
- Benhammou, N., & Atik Bakkara, F. (2009). Antibacterial activity of *Pistacia lentiscus* L. essential oil at two sites in the Tlemcen region (Algeria). In: Greche, H., & Ennabili, A. (Ed.). Research on aromatic and medicinal plants. Proceedings of the International Congress Held March 22–24, 2007, Mezraoua (Taounate) & Fez, Morocco. Pp. 281–285.
- Beraïch, A., Farissi, H. E., Belbachir, Y., Cacciola, F., Yahyaoui, M. I., Choukoud, A., & Talhaoui, A. (2024). Traditional and modern extraction methods for *Pistacia lentiscus* essential oil. *Sustainable Chemistry and Pharmacy*, 40, 101638.
- Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181, 1199–1200.
- Bouriche, H., Saidi, A., Ferradji, A., Belambri, S. A., & Senator, A. (2016). Anti-inflammatory and immunomodulatory properties of *Pistacia lentiscus* extracts. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 6(7), 140–146.
- Bruneton, J. (1999). Pharmacognosy, phytochemistry of medicinal plants. 3rd edition. Tec & Doc, Paris, Lavoisier. Pp. 418–419.
- Burt, S. A. (2004). Essential oils: Their antibacterial properties and potential applications in foods – A review. *International Journal of Food Microbiology*, 94(3), 223–253.
- Castola, V., Bighelli, A., & Casanova, J. (2000). Intraspecific chemical variability of the essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from Corsica. *Biochemical Systematics and Ecology*, 28(1), 79–88.
- Chaabani, E., Vian, M. A., Bott, R., Gimès, C., Defoort, C., Ksouri, R., & Chémat, F. (2020). Extraction of aromas from *Pistacia lentiscus* L. leaves using alternative solvents: COSMO-RS assisted solvent screening and GC-MS metabolites profiling. *Separation Science And Technology*, 55(4), 716–727.
- Cheurfa, M., & Allem, R. (2015). Study of hypocholesterolemic activity of Algerian *Pistacia lentiscus* leaves extracts *in vivo*. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 25(2), 142–144.
- Costa, M., Nogueira, J. M. F., Miguel, M. G., & Romano, A. (2003). *In vitro* mass clonal propagation of *Dittrichia viscosa* subsp. *revoluta* and analysis of its secondary metabolites. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 78(3), 310–314.
- Djidet, S., Khennouf, S., Ameni, D., Abdrrahmane, B., Arrar, L., & Charef, N. (2013). Antioxidant proprieties of *Pistacia lentiscus* L. leaves extracts. *Pharmacognosy Communications*, 3(2), 28–34.
- Dob, T., Dahmane, D., & Chelghoum, C. (2006). Chemical composition of the essential oils of *Pistacia lentiscus* L. from Algeria. *Journal of Essential Oil Research*, 18(3), 335–338.
- Drioche, A., Ailli, A., Remok, F., Saidi, S., Gourich, A. A., Asbabou, A., Kamaly, O. A., Saleh, A., Bouhrim, M., Tarik, R., Kchibale, A., & Zair, T. (2023). Analysis of the chemical composition and evaluation of the antioxidant, antimicrobial, anticoagulant, and antidiabetic properties of *Pistacia lentiscus* from boulemane as a natural nutraceutical preservative. *Biomedicines*, 11(9), 2372.
- Duru, M. E., Çakır, A., Kordali, S., Zengin, H., Harmandar, M., Izumi, S., & Hira-ta, T. (2003). Chemical composition and antifungal properties of essential oils of three *Pistacia* species. *Fitoterapia*, 74(1–2), 170–176.
- Edeoga, H. O., Okwu, D. E., & Mbaebie, B. O. (2005). Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 4(7), 685–688.
- Ertaş, A., Firat, M., Yener, İ., Akdeniz, M., Yiğitkan, S., Bakır, D., Çakır, C., Yilmaz, M. A., Öztürk, M., & Kolak, U. (2021). Phytochemical fingerprints and bioactivities of ripe disseminules (fruit-seeds) of seventeen gundelia (Kenger-Kereng Diken) species from Anatolia with chemometric approach. *Chemistry and Biodiversity*, 18(8), e2100207.
- Fernández, A., Camacho, A., Fernández, C. E., Altarejos, J., & Perez, P. M. (2000). Composition of the essential oils from galls and aerial parts of *Pistacia lentiscus* L. *Journal of Essential Oil Research*, 12(1), 19–23.
- Ghenima, A. I., Moualek, I., Nadjet, M. G., Samia, M. A. E., Mihoub, Z. M., & Houali, K. (2015). *In vitro* evaluation of biological activities of *Pistacia lentiscus* aqueous extract. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 7(11), 133–139.
- Hamel, T., Sadou, N., Seridi, R., Boukhdir, S., & Boulemtafes, A. (2018). Traditional practice of medicinal plant use in the population of the Edough Peninsula (Northeastern Algeria). *Ethnopharmacologia*, 59, 65–71.
- Heilervá, L., Bučková, M., Tarapčík, P., Šilhár, S., & Labuda, J. (2003). Comparison of antioxidant activity data for aqueous extracts of lemon balm (*Melissa officinalis* L.), oregano (*Origanum vulgare* L.), thyme (*Thymus vulgaris* L.), and agrimony (*Agrimonia eupatoria* L.) obtained by conventional methods and the DNA-based biosensor. *Czech Journal of Food Sciences*, 21(2), 78–84.
- Hemma, R., Belhadj, S., Ouahchia, C., & Saidi, F. (2018). Antioxidant activity of *Pistacia lentiscus* methanolic extracts. *Agrobiologia*, 8(1), 845–852.
- Holley, R. A., & Patel, D. (2005). Improvement in shelf-life and safety of perishable foods by plant essential oils and smoke antimicrobials. *Food Microbiology*, 22(4), 273–292.
- Huang, D., Lin, C., Chen, H., & Lin, Y. (2004). Antioxidant and antiproliferative activities of sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam 'Tainong 57') constituents. *Botanical Bulletin of Academia Sinica*, 45, 179–186.
- Ismail, A., Lamia, H., Mohsen, H., & Bassem, J. (2012). Chemical composition and herbicidal effects of *Pistacia lentiscus* L. essential oil against weeds. *International Journal of Medicinal and Aromatic Plants*, 2(4), 558–565.
- Karumi, Y., Onyeyili, P. A., & Ogugbuaja, V. O. (2004). Identification of active principales of *M. balsamina* (balsam apple) leaf extract. *Journal of Medical Sciences*, 4, 179–182.
- Lahlou, M. (2004). Methods to study the phytochemistry and bioactivity of essential oils. *Phytotherapy Research*, 18(6), 435–448.
- Mojab, F., Kamalinejad, M., Ghaderi, N., & Vahidipour, H. R. (2003). Phytochemical screening of some species of Iranian plants. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, 2(2), 77–82.
- Mecherara-Idjeri, S., Hassani, A., Castola, V., & Casanova, J. (2008). Composition and chemical variability of the essential oil from *Pistacia lentiscus* L. growing wild in Algeria. Part I: Leaf oil. *Journal of Essential Oil Research*, 20(1), 32–38.
- Mechqqi, H., Hourfane, S., Yaagoubi, M. E., Hamdaoui, A. E., Msanda, F., Da Silva Almeida, J. R. G., Rocha, J. M., & Aouad, N. E. (2022). Phytochemical screening, and *in vitro* evaluation of the antioxidant and dermocosmetic activities of four Moroccan plants: *Halimium antiatlanticum*, *Adenocarpus artensisifolius*, *Pistacia lentiscus* and *Leonotis nepetifolia*. *Cosmetics*, 9(5), 94.
- Mehenni, C., Atmani-Kilani, D., Dumarcay, S., Perrin, D., Gérardin, P., & Atmani, D. (2016). Hepatoprotective and antidiabetic effects of *Pistacia lentiscus* leaf and fruit extracts. *Journal of Food and Drug Analysis*, 24(3), 653–669.
- Miara, M. D., Bendif, H., Hammou, M. A., & Teixidor-Toneu, I. (2018). Ethnobotanical survey of medicinal plants used by nomadic peoples in the Algerian steppe. *Journal of Ethnopharmacology*, 219, 248–256.
- Mokhfi, F. Z., Bouzid, A., Senouci, H., Khendriche, Z., Baghdadi, T. A., & Doukani, K. (2024). Assessment of phytochemical composition, antioxidant properties and flir studies of methanolic and ethanolic extract of *Pistacia lentiscus* from Algeria Tiaret Region. *African Journal of Biological Sciences*, 6(5), 2649–2658.
- N'Guessan, K., Kadja, B., Zirihi, G. N., Traore, D., & Aké-Assi, L. (2009). Phytochemical screening of some Ivorian medicinal plants used in Krobou country (Agboville, Côte d'Ivoire). *Sciences and Nature*, 6(1), 1–15.
- Okusa, P., Penge, O., Devleeschouwer, M., & Duez, P. (2007). Direct and indirect antimicrobial effects and antioxidant activity of *Cordia gilletii* De Wild (Boraginaceae). *Journal of Ethnopharmacology*, 112, 476–481.
- Oloyede, O. I. (2005). Chemical profile of unripe pulp of *Carica papaya*. *Pakistan Journal of Nutrition*, 4(6), 379–381.
- Pacifico, S., Piccolella, S., Marciano, S., Galasso, S., Nocera, P., Piscopo, V., Fiorentino, A., & Monaco, P. (2014). LC-MS/MS profiling of a mastic leaf phenol enriched extract and its effects on H₂O₂ and Aβ(25–35) oxidative injury

- in SK-B-NE(C)-2 cells. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(49), 11957–11966.
- Palevitch, D., & Yaniv, Z. (2000). Medicinal plants of the Holy Land. Modan Publishing House, Tel-Aviv.
- Rawani, A., Pal, S., & Chandra, G. (2011). Evaluation of antimicrobial properties of four plant extracts against human pathogens. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 1(1), S71–S75.
- Salhi, A., Bellaouchi, R., Barkany, S. E., Rokni, Y., Bouyanzer, A., Ashehraou, A., Amhamdi, H., Zarrouk, A., & Hammouti, B. (2019). Total phenolic content, antioxidant and antimicrobial activities of extracts from *Pistacia lentiscus* leaves. *Caspian Journal of Environmental Sciences*, 17(3), 189–198.
- Selmi, H., Dhifallah, A., Bahri, A., Jedidi, S., Abbes, C., & Rouissi, H. (2020). Chemical composition, antioxidant and antibacterial activities of *Pistacia lentiscus* and *Rosmarinus officinalis* essentials oils. *Journal of New Sciences*, 69(1), 2286–5314.
- Smail-Saadoun, N. (2005). Stomatal types of the genus *Pistacia*: *Pistacia atlantica* Desf. ssp. *atlantica* and *Pistacia lentiscus* L. Options Méditerranéennes, Series A, 63, 369–371.
- Soni, H. (2013). Antimicrobial and antiinflammatory activity of the hydrogels containing rutin delivery. *Asian Journal of Chemistry*, 25(15), 8371–8373.
- Tiwari, B. K., Valdramidis, V., O'Donnell, C. P., Muthukumarappan, K., Bourke, P., & Cullen, P. J. (2009). Application of natural antimicrobials for food preservation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(14), 5987–6000.
- Vardar-Ünlü, G., Candan, F., Sökmen, A., Daferera, D., Polissiou, M. G., Sökmen, M., Dönmez, E., & Tepe, B. (2003). Antimicrobial and antioxidant activity of the essential oil and methanol extracts of *Thymus pectinatus* Fisch. et Mey. var. *pectinatus* (Lamiaceae). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(1), 63–67.
- Zrira, S., Elamrani, A., & Benjilali, B. (2003). Chemical composition of the essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from Morocco – a seasonal variation. *Flavour and Fragrance Journal*, 18(6), 475–480.



Democratic and Popular Republic of Algeria
Ministry of Higher Education and Scientific Research
Ibn Khaldoun University of Tiaret
Faculty of Nature and Life Sciences – Department of Biology
Laboratory of Plant Physiology applied to soilless crops



CERTIFICATE OF PARTICIPATION

The scientific and organizing committees of the **First International Seminar of Microbiology: Functional Micro-ecology in the Service of Living Systems**, September 20-21, 2023, Tiaret, Algeria, certify that:

Ilyes El Hocine Nouar

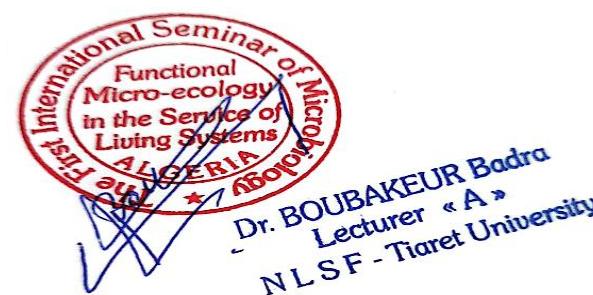
Presented a Poster communication entitled:

Antimicrobial activity of methanolic extract of *Arbutus unedo* L. from the Tiaret region

Co-author (s): Mohamed Maatoug; Souhila Chadli; Nacéra Bouriah; Fatima Zohra Abdeldjebbar

Dr. Badra BOUBAKEUR
President of the Seminar

Pr. Kamel ACEM
Laboratory head





CERTIFICATE

FIRST INTERNATIONAL SEMINAR
ON SUSTAINABLE MANAGEMENT OF NATURAL RESOURCES IN ARID AND SEMI-ARID AREAS

Naama, Algeria, 24th & 25th October 2023

NOUAR Illyes El Hocine

MAATOUG Mohamed

CHADLI Souhila

BOURIAH Nacéra

ABDELDJEBBAR Fatima Zohra

IS PRESENTED POSTER COMMUNICATION

SCREENING PHYTOCHIMIQUE ET EVALUATION DE L'ACTIVITE ANTIMICROBIENNE DE PISTACIA
LENTISCUS

Laboratory director

PR. AMROUCHE A.

Laboratory for Sustainable management
of natural Resources
in arid and semi - arid areas

Laboratory Head
Prof. AMROUCHE A.



Seminar chairperson

R. BENARADJ A.



Dr. BENARADJ Abdelkrim
President of the Seminar
FISB - 2023



PEOPLE'S DEMOCRATIC REPUBLIC OF ALGERIA
MINISTRY OF HIGHER EDUCATION AND SCIENTIFIC RESEARCH
HASSIBA BENBOUALI UNIVERSITY OF CHLEF
FACULTY OF NATURE AND LIFE SCIENCES

IN COLLABORATION WITH

THE NATURAL BIORESOURCES LABORATORY
& THE CROP PRODUCTION AND PROTECTION IN CHLEF REGION LABORATORY
& THE FOREST CONSERVATION OF CHLEF



CERTIFICATE OF ATTENDANCE

Awarded to

Dr. Ilyes El Hocine NOUAR

University IBN KHALDONE of Tiaret

In recognition of attending the

1ST INTERNATIONAL SEMINAR ON DIVERSITY, VALORIZATON & CONSERVATION OF PHYTOBIOLOGICAL DIVERSITY (1ST ISDVCP'25)

Held at Hassiba Benbouali University of Chlef, from May 20th-22nd, 2025,

with the theme of Poster communication:

" Phytochemical Study and Antioxidant Activity of the Methanolic Leaf Extract of *Arbutus unedo* "

Co-Author(s): Mohamed MAATOUG, Nacéra BOURIAH, Fatima Zohra ABDELDJEBBAR

President of Seminar

Dr. Fatima SENOUCI



President of the Scientific Committee

Pr. Adda ABABOU



**1ST INTERNATIONAL SEMINAR
ON DIVERSITY, VALORIZATON
& CONSERVATION OF PHYTOBIOLOGICAL DIVERSITY**



PEOPLE'S DEMOCRATIC REPUBLIC OF ALGERIA
MINISTRY OF HIGHER EDUCATION AND SCIENTIFIC RESEARCH
PEOPLE'S DEMOCRATIC REPUBLIC OF ALGERIA
MINISTRY OF HIGHER EDUCATION AND SCIENTIFIC RESEARCH
DJILLALI LIABÈS UNIVERSITY OF SIDI BELABBES
FACULTY OF NATURAL & LIFE SCIENCES
DEPARTMENT OF BIOLOGY

4th National Seminar of Biology and Health Hybrid Seminar



CERTIFICATE OF PARTICIPATION

This is to certify that

Ilyes Nouar El hocine

Presented an E-Poster communication entitled

**Evaluation of antimicrobial activity of the methanolic extract from the leaves of
Acacia farnesiana L. growing in western Algeria**

At the 4th National Seminar of Biology and Health held on **October 21st, 2023**

Co-authors: MAATOUG Mohamed, CHADLI Souhila, BOURIAH Nacéra, ABDELDJEBBAR Fatima Zohra

Pr. Bendahmane Malika

President of the Seminar

Pr. BENDAHMANE M.
Bendahmane



Pr. Bouzidi Mohamed Ali

Dean of the SNV Faculty

