

الشعبية الديمقراطية الجزائرية الجمهورية

République Algérienne Démocratique et Populaire

العلمي والبحث العالي التعليم وزارة

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

قائمة 1945 ماي 8 جامعة

Université 8 Mai 1945 Guelma

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité/Option : Biochimie appliqué

Département : Biologie

Thème :

Etude de l'activité antibactérienne, antioxydante d'une plante médicinale (les feuilles de *Quercus suber L*) de la région de Guelma

Présenté Par :

- ❖ Bencheikr Ahmed
- ❖ Kribes Mohamed
- ❖ Graini Houssein Eddine

Devant le jury composé de :

Président :	M Rouibi. Abelhahim	M.C.B	Université de Guelma
Examinatrice :	Mme Braik. Asma	M.C.B	Université de Guelma
Encadreur :	Mme Zidi. Sourour	M.C.B	Université de Guelma

Juin 2025

Remerciements

Tout d'abord nous tenons à remercier DIEU le tout puissant de nous avoir donné le courage et la volonté de terminer ce travail.

*Nos sincères remerciements vont à **M Rouibi. A** qui nous a honorées par sa présence en présidant ce jury. Nos remerciements vont également à **Mme Braik, A** d'avoir bien voulu accepter d'examiner ce travail en espérant être à la hauteur de sa confiance.*

*Merci infiniment à notre promotrice **Mme Zidi. S** qui nous a dirigées avec une grande rigueur scientifique. Qu'elle soit remerciée également pour sa patience, ses conseils, et sa grande disponibilité tout au long de la réalisation de ce mémoire. Nous exprimons également notre gratitude à Mme Amina et Mme Nassima, les ingénieurs du laboratoire de microbiologie, biochimie et d'immunologie de l'Université de Guelma, pour leur soutien dans la finalisation de notre projet de fin d'étude. Nous tenons à remercier également les autres ingénieurs des laboratoires (Mehdi, Nadjet, Ratiba, et Hayet) qui nous ont éclairées par leurs conseils et nous ont facilité le travail.*

Nous souhaitons également exprimer notre gratitude sincère et profonde envers tous les enseignants qui ont contribué à notre formation, tout au long de notre cycle d'études. Mille mercis à tous les employés du laboratoire de bactériologie de l'hôpital Ibn Zohr Guelma pour leurs valeureux conseils



Dédicace

Je dédie ce travail avec une immense reconnaissance et une profonde émotion à ceux qui ont marqué ma vie et soutenu mon parcours :

À mon cher père, pilier de sagesse et d'endurance, qui m'a inculqué les valeurs du travail, de l'honnêteté et de la persévérance. Merci pour tes sacrifices silencieux, ton soutien discret mais constant, et ta confiance inébranlable en moi.

À ma tendre mère, dont l'amour, les prières et la bienveillance m'ont toujours accompagné. Ta patience, ton dévouement et ton courage m'ont inspiré et porté dans les moments les plus difficiles.

À ma petite sœur, pour sa présence rassurante et son encouragement constant.

À ma future épouse, ma compagne de route, celle que je ne connais pas encore.

À mon trinôme, pour l'esprit d'équipe, les efforts partagés, les moments de doute surmontés ensemble, et cette complicité qui a marqué tout notre parcours.

À tous mes amis et à mes proches, avec lesquels j'ai tissé des souvenirs et partagé des rêves inoubliables, Et à tous mes chers camarades de classe, mes compagnons d'études.

À mes camarades de la promotion – Master 2 Biologie

À vous tous, je dis merci du fond du cœur.

Ce travail est aussi le vôtre.

Ahmed



Dédicace

Je dédie ce travail avec une immense gratitude à ceux qui ont profondément marqué ma vie et soutenu mon parcours.

*À mon cher **père**, pilier de sagesse et d'endurance, merci de m'avoir inculqué les valeurs du travail, de l'honnêteté et de la persévérance. Tes sacrifices silencieux, ta confiance inébranlable et ton soutien constant et discret ont tout signifié pour moi.*

*À ma tendre **mère**, dont l'amour, les prières et la bienveillance m'ont toujours guidé. Ta patience, ton dévouement et ton courage ont été une source d'inspiration constante, surtout dans les moments difficiles.*

*À mes **frères**, mes premiers compagnons de vie, merci pour votre soutien moral, vos encouragements, vos conseils fraternels et votre présence rassurante tout au long de cette entreprise.*

*À mon **équipe**, mes compagnons dans cette aventure académique, merci pour les heures de travail partagées, les discussions enrichissantes, la solidarité dans les moments d'incertitude, et une collaboration bâtie sur le respect et l'engagement commun. Ce chemin aurait été bien plus difficile sans vous.*

À vous tous, j'exprime ma plus sincère gratitude. Ce travail est un témoignage de vos prières, de votre patience, de vos encouragements et de votre foi inébranlable en moi.

Mohamed



Dédicace

Je dédie ce travail à ceux qui occupent une place précieuse dans mon cœur :

À mon père Smail

*Mon idol, pour ses sacrifices, ses conseils et sa sagesse qui m'ont toujours guidé
et son soutien inconditionnel.*

À ma mère Aicha,

Pour son amour inconditionnel, ses prières et son soutien sans faille.

À ma chère épouse Warda,

*Pour sa patience, sa compréhension et son encouragement constant tout au long
de ce parcours.*

À mes deux filles Rital et Djana,

Source de ma motivation et de ma joie quotidienne.

À mes frères Imen Djamel et Islam,

Pour leur présence rassurante, leur appui et leur affection fraternelle.

Grand-mère mon amour

Mama Lila

A mon trinômes Ahmed et Mohamed,

*Qui ont partagé avec moi les bons et mauvais moments durant la période de
confection de ce mémoire de fin d'étude.*

À toute ma famille

Grini et Bahloul don't je suis fière et à qui je souhaite le meilleur des avenir

À mes camarades de la promotion – Master2 Biochimie appliqué.

Houssem eddine

Résumé :

Les plantes médicinales fournissent une grande quantité de molécules biologiquement actives, qui possèdent de nombreuses propriétés. Dans cette optique, notre étude a été menée pour évaluer l'efficacité antibactérienne et antioxydante de trois extraits : méthanolique, aqueux et éthanolique, d'une plante comestible et médicinale collectée dans la région de Guelma : le chêne-liège (*Quercus suber* L.).

Les tests phytochimiques sur ses différents extraits, ainsi que le test DPPH, ont révélé un potentiel antioxydant prometteur de la plante avec la présence de nombreux composés actifs, la quantité totale de polyphénols étant relativement satisfaisante.

L'évaluation de l'activité antibactérienne de neuf doses (de 25 mg/mL à 1 g/mL) des trois extraits différents testés contre trois souches bactériennes de référence : *E. coli*, *P. aeruginosa* et *S. aureus*, a montré que tous les extraits présentent une efficacité variable contre les bactéries à Gram négatif, et aucune efficacité contre les bactéries à Gram positif, à l'exception de l'extrait méthanolique qui a eu un effet léger et non significatif contre *P. aeruginosa*. Les tests de concentration minimale inhibitrice (CMI) et de concentration minimale bactéricide (CMB) ont également révélé un potentiel prometteur de la plante en tant qu'inhibiteur et bactéricide contre les souches à Gram négatif.

Mots-clés : *Quercus suber* L, constituants actifs, DPPH, activité antioxydante, activité antibactérienne, CMI et CMB.

Abstract:

Medicinal plants provide a large quantity of **biologically active molecules**, which possess numerous properties. In this context, our study was conducted to evaluate the **antibacterial and antioxidant efficacy** of three extracts: methanolic, aqueous, and ethanolic, from an edible and medicinal plant collected in the Guelma region: **cork oak (*Quercus suber* L.)**.

Phytochemical tests on its various extracts, along with the **DPPH test**, revealed promising antioxidant potential for the plant due to the presence of many active compounds, with the total polyphenol content being relatively satisfactory.

The evaluation of the **antibacterial activity** of nine doses (from 25 mg/mL up to 1 g/mL) of the three different extracts tested against three reference bacterial strains—***E. coli*, *P. aeruginosa*, and *S. aureus***—showed that all extracts exhibited varying efficacy against **Gram-negative bacteria**, and no efficacy against **Gram-positive bacteria**, with the exception of the methanolic extract, which had a slight and insignificant effect against *P. aeruginosa*. Tests for the **Minimum Inhibitory Concentration (MIC)** and **Minimum Bactericidal Concentration (MBC)** also revealed promising potential for the plant as a bacterial inhibitor and killer against Gram-negative strains.

Keywords: *Quercus suber* L, active constituents, DPPH, antioxidant activity, antibacterial activity, MIC and MBC.

الملخص

توفر النباتات الطبية كمية كبيرة من الجزيئات النشطة بيولوجيًا، والتي تمتلك العديد من الخصائص. من هذا المنطلق، أُجريت دراستنا لتقييم الفعالية المضادة للبكتيريا والمضادة للأكسدة لثلاثة مستخلصات: الميثانولية، المائية، والإيثانولية، من نبات صالح للأكل وطبي تم جمعه من منطقة قالمة: السنديان الفليني أو البلوط الفليني (*quercus suber L*)

كشفت الاختبارات الكيميائية النباتية على مستخلصاته المختلفة، بالإضافة إلى اختبار DPPH، عن إمكانات واعدة للنبات كمضاد للأكسدة مع وجود العديد من المركبات النشطة، حيث كانت كمية البوليفينولات الكلية، مرضية نسبيًا.

أظهر تقييم النشاط المضاد للبكتيريا لتسع جرعات (من 25 ملغ/مل، إلى غايّة، 1 غرام/مل) من المستخلصات الثلاثة المختلفة التي تم اختبارها ضد سلالات البكتيريا المرجعية الثلاثة *E. coli*، و *P. aeruginosa*، و *S. aureus*، أن جميع المستخلصات تُظهر فعالية متفاوتة ضد البكتيريا سالبة الجرام، و دون فعالية ضد البكتيريا موجبة الجرام باستثناء المستخلص الميثانولي الذي اثار تأثير طفيف وغير معتبر ضد *P. aeruginosa*. كما كشفت اختبارات الحد الأدنى التركيز المثبط (CMI) والحد الأدنى.

للتتركيز القاتل للبكتيريا (CMB) عن إمكانات واعدة للنبات كمثبط وقاتل للبكتيريا ضد السلالات سالبة الجرام.

الكلمات المفتاحية: *Quercus suber L*، المكونات النشطة، DPPH، النشاط المضاد للأكسدة، النشاط المضاد للبكتيريا،

CMI, CMB

Table des matières

Remerciements	
Dédicace	
Résumé	
Abstract:	
الملخص	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction.....	1

Chapitre I : La phytothérapie

1. La phytothérapie.....	4
1.1. Définition	4
1.2. La phytothérapie en Algérie	4
2. Les plantes médicinales.....	4
2.1. L'origine des plantes médicinales	5
2.1.1. Les Plantes cultivées	5
2.1.2. Les plantes spontanées	5
2.2. Les principes actifs des plantes médicinales	6
2.2.1. Les flavonoïdes	6
2.2.2. Les alcaloïdes	6
2.2.4. Les mucilages.....	7
2.2.5. Les tannins.....	7
2.2.6. Stérols.....	7
2.2.7. Les terpènes.....	7
3. Les modes de préparation en phytothérapie.....	8
3.2. Les différentes méthodes de préparation en phytothérapie:	8
3.2.1. Infusion.....	8
3.2.2. Décoction	8

3.2.3. Macération.....	8
3.2.4. Digestion	8

Chapitre II : La plante étudiée (Quercus suber L)

1. La plante étudiée (Quercus suber L)	10
1.1. Généralités sur la plante	10
1.1.1.Description botanique:	11
1.2.Systématique et nomenclature du chêne-liège :	12
1.2.1. systématique du chêne-liège:	12
1.2.2.nomenclature du chêne-liège:.....	12
1.3.Aire de répartition du chêne-liège	13
1.3.1.La répartition dans le monde	13
1.3.2.La répartition en Algérie	14
Subéraies orientales.....	14
Subéraies occidentales.....	14

Chapitre III : bactériologie

1.Souches bactériennes potentiellement pathogènes.....	17
1.1. Escherichia coli	17
1.1.1. Classification	17
1.1.2. Habitat	17
1.2.Pseudomonas aeruginosa.....	18
1.2.1. Classification.....	18
1.2.2. Habitat	18
1.3. Staphylocoques aureus	19
1.3.1. Classification.....	19
1.3.2. Habitat	19
2.Pouvoir pathogène et mode de transmission	20
3. Antibiotiques	22
3.1.Définition	22

3.2.Critères de classification	22
3.2.1. Origine.....	22
3.2.2. Structure chimique	22
3.2.3. Mode d'action	22
3.2.4. Spectre d'activité.....	22
3.2.5. Nature de l'effet.....	22
3. Résistance bactérienne aux antibiotiques	23
3.1.Résistance intrinsèque	23
3.2.Résistance acquise.....	23

Chapitre IV : Activité Antioxydante

1. Stress oxydatif.....	25
1.1. Définition et Concepts.....	25
1.2. Eustress et Détresse Oxydatifs	25
1.3. Espèces Réactives de l'Oxygène (ERO) : Nature et Sources.....	26
1.3.1. Définition et Types d'ERO.....	26
1.3.2. Sources Endogènes d'ERO	27
1.3.3. Sources Exogènes d'ERO	27
1.3.4. Rôle Double des ERO : Signalisation et Dommage.....	28
2. Antioxydants.....	28
2.1. Définition des Antioxydants.....	28
2.2. Mécanismes d'Action.....	28
2.3. Antioxydants Endogènes vs. Exogènes	29
2.4. Classification des Antioxydants	29
2.4.1. Classification Basée sur l'Origine.....	29
2.4.2. Classification Basée sur le Mécanisme d'Action.....	30
2.4.3. Classification Basée sur la Solubilité	31
2.4.4. Autres Classifications.....	31

Études expérimentales

Chapitre I : matériel et méthodes

1. Matériel	34
1.2. Matériel biologique	34
1.2.1. Matériel végétal.....	34
1.2.2. Milieux de culture	34
2. Méthodes	34
2.1. Préparation du matériel végétal.....	34
2.1.1. Préparation des extraits	35
2.1.2. Calcul du rendement d'extraction	35
2.2. Screening phytochimique (Tests préliminaires de la composition chimique).....	36
2.2.1. Test des tanins	36
2.2.2. Test des flavonoïdes	36
2.2.3. Test des alcaloïdes	36
2.2.4. Test des stérols et triterpènes.....	36
2.2.5. Test des saponosides.....	36
2.2.6. Test des mucilages.....	37
2.2.7. Test des terpénoïdes.....	37
2.3. Evaluation des principes actifs dans les différents extraits préparés(Analyse de l'extrait).....	37
2.3.1. Dosage des polyphénols	37
2.4. L'évaluation de l'activité antioxydant : Piégeage du radical libre 2,2-Diphényle-1-picrylhydrazyl (DPPH).....	38
2.4.1. Calcul des IC50	39
2.5. Etude de l'activité antibactérienne des extraits de Quercus suber L.....	39
2.5.1. Antibiogramme par la méthode des disques par diffusion	39
2.5.2. Repiquage des espèces bactérien.....	39
2.5.3. Préparation des suspensions bactériennes (inoculum)	40

2.5.4. Encensement.....	40
2.5.5. Application des disques d'antibiotiques	40
2.4.6. Préparation des disques imbibés des différentes doses de l'extrait.....	41
2.4.7. Lecture.....	41
2.4.8. Détermination des paramètres antibactériens CMI et CMB	41

Chapitre II : Résultats et discussions

1. Les Tests phytochimiques.....	45
2. dosage des polyphénols.....	52
3. Évaluation de la capacité antioxydante de divers extraits via le test de piégeage du radical DPPH. 53	
4. Activité Antimicrobienne des Extraits de Feuilles de Quercus suber L.	57
5. Détermination des Concentrations Minimales Inhibitrices (CMI) et Bactéricides (CMB) des Extraits de Feuilles de Quercus suber L.	68
Conclusion.....	74
REFERENCE.....	77

Liste des figures

Figure 1: Le chêne-liège (<i>Quercus suber L</i>)	10
Figure 2: Protocol expérimental de dosage des polyphénols totaux	38
Figure 3: Protocol expérimental d'évaluation d'activité antioxydant via le test de de Piégeage radical DPPH.....	39
Figure 4: protocole experimental pour determiner la concentration minimale inhibitrice CMI et la concentration minimale bactericide CMB de extrait de la <i>Quercus suber l</i>	43
Figure 5: courbe d'étalonnage de l'acide gallique	52
Figure 6 : évaluation de l'activité anti oxydante via le test DPPH de 3 extrait.....	54
Figure 7: résultats de CMI de l'extrait méthanoïque et éthanolique respectivement de la <i>Quercus suber L</i> sur la <i>staphylococcus aureus</i>	69
Figure 8: résultats de CMB de l'extrait méthanoïque et éthanolique respectivement de la <i>Quercus suber L</i> sur la <i>staphylococcus aureus</i>	69

Liste des tableaux

Tableau 1: description botanique de la <i>Quercus suber L</i>	11
Tableau 2: surfaces des forêts de chêne proportions de la surface nationale par surfaces des forêts de chêne-liège et proportions de la surface nationale par rapport à l'ensemble de l'aire de répartition.	13
Tableau 3: Répartition et superficie des peuplement de chêne liège en Algérie.	14
Tableau 4: Classification d' <i>Escherichia coli</i>	17
Tableau 5: Classification de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	18
Tableau 6: Classification de <i>Staphylocoques aureus</i>	19
Tableau 7: Pouvoir pathogène et mode de transmission d' <i>E. coli</i> , <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i>	20
Tableau 8: Références des souches bactériennes étudiées	34
Tableau 9: Antibiotiques utilisés dans l'antibiogramme (contrôle positive)	41
Tableau 10: Tests phytochimiques appliqués à l'extrait aqueux.	45
Tableau 11: Tests phytochimiques appliqués à l'extrait éthanolique.	47
Tableau 12: Tests phytochimiques appliqués à l'extrait méthanolique.....	49
Tableau 13: Teneur en polyphénols totaux des extraits des feuilles de <i>Quercus suber L</i>	52
Tableau 14: Effet inhibiteur d'un extrait aqueux de <i>Quercus suber L</i> sur les radicaux libres en fonction de concentration	54
Tableau 15: Effet inhibiteur d'un extrait éthanolique de <i>Quercus suber L</i> sur les radicaux libres en fonction de concentration.	55
Tableau 16: Effet inhibiteur d'un extrait méthanolique de <i>Quercus suber L</i> sur les radicaux libres en fonction de concentration.	56
Tableau 17: Diamètres des zones d'inhibition (mm) des extraits de feuilles de <i>Quercus suber L</i> . à différentes concentrations contre les bactéries testée.....	58
Tableau 18: les résultats de antibiogram des extraits (aqueux, éthanolique et méthanolique) de <i>Quercus suber L</i> sur trois espaces bactériennes	61
Tableau 19: Valeurs des Concentrations Minimales Inhibitrices (CMI) et Bactéricides (CMB) des extraits de feuilles de <i>Quercus suber L</i>	69

Introduction

Introduction

Le règne végétal représente une source inépuisable de composés biologiquement actifs, qui ont de tout temps constitué un pilier fondamental de la médecine traditionnelle à travers les civilisations. Aujourd'hui encore, ils demeurent une inspiration inestimable pour le développement de médicaments modernes, de compléments alimentaires, de produits cosmétiques, ainsi que pour leurs applications croissantes dans l'industrie et l'agriculture (Rodrigues, 2023). Ce rôle central des plantes découle de l'immense diversité des **métabolites secondaires** qu'elles produisent, lesquels sont essentiellement des mécanismes de défense chimique complexes permettant aux plantes de s'adapter aux défis environnementaux, de résister aux agents pathogènes et d'attirer les pollinisateurs. Dans ce cadre riche, le **Chêne-liège** (*Quercus suber* L.), un arbre à feuilles persistantes, émerge comme l'une des espèces végétales indigènes les plus importantes de la région ouest de la Méditerranée et de l'Afrique du Nord. Il revêt une importance capitale en Algérie, car il fait partie intégrante de la biodiversité locale et est mondialement reconnu pour sa production de **liège** (Pereira, 2021). Le liège, avec ses propriétés uniques telles que sa légèreté, sa grande élasticité et sa capacité exceptionnelle d'isolation thermique et acoustique, a révolutionné de nombreuses industries, des bouchons de vin de luxe aux matériaux de construction avancés et à l'isolation phonique, ce qui en fait une ressource économique vitale et un moteur de développement durable pour de nombreux pays, notamment ceux riverains de la Méditerranée (Gil, 2023).

Bien que l'attention de la recherche et de l'économie se soit historiquement et largement concentrée sur l'écorce de liège en raison de ses vastes applications industrielles, **d'autres parties du *Quercus suber* L., en particulier les feuilles, sont restées relativement sous-explorées quant à leur potentiel biologique intrinsèque.** Cependant, des preuves croissantes issues d'études scientifiques récentes, étayées par les utilisations traditionnelles d'extraits végétaux de cette espèce dans la médecine populaire algérienne et mondiale, indiquent fortement que les feuilles de chêne-liège sont un **trésor riche en divers composés phénoliques** (Vilela, 2022). Ces composés comprennent un large éventail de flavonoïdes, de tanins condensés et hydrolysables, et d'acides phénoliques, largement reconnus pour posséder une gamme exceptionnelle de propriétés pharmacologiques et fonctionnelles. Ces propriétés incluent, sans s'y limiter, une puissante capacité **antioxydante** luttant contre les radicaux libres nocifs qui causent le stress oxydatif et les maladies chroniques, des propriétés **anti-inflammatoires** contribuant à soulager les affections inflammatoires chroniques, ainsi qu'une efficacité **antimicrobienne** contre une variété de bactéries et de champignons pathogènes

(Almeida, 2020); (Martins, 2018). De plus, certaines recherches prometteuses suggèrent leur potentiel en tant qu'agents anticancéreux et inhibiteurs d'enzymes liées aux maladies métaboliques comme le diabète, offrant des perspectives très prometteuses pour l'exploitation des feuilles de *Quercus suber* L. en tant que source naturelle et efficace de composés biologiquement actifs pouvant ouvrir la voie à de nouveaux traitements ou à des produits de santé durables (Silva, 2019); (Costa, 2021).

Compte tenu du vaste potentiel inexploité des feuilles de *Quercus suber* L. en tant que source naturelle de composés biologiquement actifs ayant des applications pharmaceutiques et thérapeutiques, ce mémoire vise à combler le fossé de connaissances actuel par une **évaluation complète et approfondie des capacités biologiques des extraits de feuilles de cette plante**. Ce travail impliquera une détermination précise de la composition chimique des principaux constituants présents dans les feuilles, en utilisant des techniques analytiques avancées, ce qui constituera la base de la compréhension de la relation entre la structure chimique et l'activité biologique. Par la suite, l'efficacité biologique de ces extraits sera évaluée dans une variété de tests *in vitro* en laboratoire, qui comprendront une évaluation précise de leurs capacités antioxydantes, de leurs propriétés anti-inflammatoires, ainsi que de leur efficacité antimicrobienne contre différentes souches de bactéries et de champignons pathogènes. Cette étude cherchera également à explorer les mécanismes moléculaires potentiels par lesquels ces composés contribuent aux activités biologiques observées, améliorant ainsi notre compréhension de leur mode d'action au niveau cellulaire et moléculaire. À travers cette recherche, nous aspirons à apporter une contribution scientifique précieuse qui améliorera notre compréhension globale du potentiel des feuilles de *Quercus suber* L., ce qui pourrait ouvrir de vastes perspectives pour le développement de produits innovants à haute valeur ajoutée dans des secteurs vitaux tels que les nouveaux médicaments, les compléments alimentaires améliorant la santé, ou même les ingrédients actifs naturels pour les cosmétiques. La réalisation de ces objectifs contribuera à promouvoir l'utilisation durable et responsable de cette ressource naturelle renouvelable, qui fait partie intégrante du riche patrimoine végétal et de la biodiversité de la région méditerranéenne, et pourrait contribuer directement au développement économique et social en Algérie.

Chapitre I : La phytothérapie

1. La phytothérapie

1.1. Définition

Le mot phytothérapie dérive du grec phyton (“plante”) et therapeia (“traitement”). Il désigne ainsi l’usage des plantes dans le but de traiter les maladies. La phytothérapie existe depuis les origines de l’humanité. Depuis longtemps, les hommes ont exploité les plantes non seulement pour leur alimentation, mais aussi pour leurs propriétés médicinales, souvent de manière empirique (Moatti, 1990).

Malgré les avancées considérables de la médecine moderne, la phytothérapie continue de présenter de nombreux avantages. Il est essentiel de se rappeler qu’historiquement, à l’exception des cent dernières années, les êtres humains n’ont eu recours qu’aux plantes pour leurs traitements médicaux, qu’il s’agisse de pathologies bénignes telles que le rhume ou la toux, ou de maladies plus graves comme la tuberculose ou la malaria (Larousse, 2001). Il est crucial de ne pas confondre cette discipline avec la phytopharmacie, qui fait référence à l’ensemble des substances destinées au traitement des plantes, telles que les pesticides, fongicides, herbicides et insecticides (rédaction Prescrire, 2007).

Il est essentiel de noter que comprendre une plante implique également de reconnaître ses limites et ses risques, car la phytothérapie ne doit en aucun cas être considérée comme sans risque. Son utilisation à des fins thérapeutiques nécessite une maîtrise approfondie de la matière médicale (Chabrier, 2010).

1.2. La phytothérapie en Algérie

En Algérie, on fait largement usage des plantes dans la médecine traditionnelle. La phytothérapie a gagné en popularité pendant des années, avec la présence de nombreux herboristes sans nécessité de formation spécialisée ou de connaissances en science. Ces derniers recommandent des traitements à base de plantes et de concoctions qui sont utilisés pour soigner diverses affections telles que le diabète, le rhumatisme, la perte de poids et même des maladies sans remèdes. D’après les données du registre de commerce national, à la fin de l’année 2009, l’Algérie comptait 1926 ven- ?? , 1393 commerçants fixes et 533 marchands ambulants spécialisés dans la vente d’herbes médicinales. La capitale en comptait à elle seule le plus grand total, soit 199 boutiques (Boumediou et Addoun, 2017).

2. Les plantes médicinales

Elles sont de plus en plus reconnues comme des traitements alternatifs pour divers maux, et leur utilisation devient de plus en plus répandue à l’échelle mondiale. Étant donné le

grand nombre d'espèces végétales aux propriétés thérapeutiques, des domaines comme la médecine, l'herboristerie se sont développés, contribuant à la croissance de la médecine traditionnelle dans certaines régions. Les usages spécifiques de ces plantes varient souvent en fonction du contexte culturel et des communautés qui en dépendent (Maldonado, 2021).

Selon la définition fournie par l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS), une plante médicinale désigne un végétal ou l'un de ses organes renfermant des substances susceptibles d'être utilisées à des fins thérapeutiques, ou servant de précurseurs à la synthèse d'autres médicaments utiles. Les propriétés thérapeutiques de ces plantes doivent être validées soit par des preuves scientifiques, soit par une validation empirique basée sur leur utilisation en médecine traditionnelle (Amini, 2010).

2.1. L'origine des plantes médicinales

Il y a deux principales origines des plantes médicinales: les plantes cultivées et les plantes spontanées « sauvages » ou « cueillies » (Chabrier, 2010).

2.1.1. Les Plantes cultivées

Ce sont des plantes qui sont cultivées de manière organisée, afin d'être utilisées à des fins médicales ou industrielles, au lieu d'être récoltées aléatoirement dans la nature. Ces plantes se caractérisent par: la fourniture d'une matière première en quantités suffisantes pour répondre aux besoins de la production de drogues homogènes sur le plan de l'aspect et de la composition chimique, une réduction des risques d'erreurs lors de la récolte par rapport aux plantes sauvages, une récolte plus abondante et des drogues plus actives, et la résolution du problème de dispersion ou d'inégalité des peuplements naturels. La culture de ces plantes s'est largement répandue à l'échelle mondiale, notamment dans des pays disposant de technologies avancées et de coopératives spécialisées, comme la Russie, la Hongrie et les Pays-Bas (Chabrier, 2010).

2.1.2. Les plantes spontanées

L'exploitation des plantes sauvages peut être justifiée par plusieurs facteurs. Les populations « spontanées » de ces plantes peuvent répondre adéquatement à une demande pharmaceutique modeste et dans certains cas, satisfaire des besoins plus importants lorsque leur abondance est suffisante. De plus, des obstacles ou des impossibilités liées à la culture de certaines espèces peuvent renforcer la pertinence de leur récolte dans la nature (Derfallou et ghadri, 2017).

2.2. Les principes actifs des plantes médicinales

La plante est le lieu d'une activité intense qui conduit à la production de diverses substances, appelées principes actifs. Ces substances proviennent du métabolisme secondaire et appartiennent à plusieurs familles, dont les principales sont utilisées en phytothérapie (Maire *et al.*, 2013).

Les plantes renferment une grande variété de molécules chimiques, dont certaines peuvent être employées par l'homme pour se soigner ou préserver sa santé. Il est cependant erroné de penser que l'utilisation des plantes médicinales est sans risques. En plus des contre-indications possibles, la posologie doit également être prise en compte. En effet, une plante peut être inoffensive à une certaine dose et devenir toxique à une autre (Fabrice, 2013).

2.2.1. Les flavonoïdes

Ce sont des pigments polyphénoliques présents dans de nombreuses plantes, jouant un rôle essentiel dans la coloration des fleurs et des fruits, en particulier ceux de couleur jaune ou blanche. Ces composés sont dotés de multiples propriétés et sont bien connus pour leurs bienfaits médicaux. En tant qu'antioxydants, ils aident à maintenir une circulation sanguine saine. Certains flavonoïdes, tels que l'héspéridine et la rutine, présents dans des plantes comme le sarrasin et le citronnier, renforcent les parois des capillaires et préviennent l'infiltration de substances dans les tissus environnants. D'autres flavonoïdes possèdent également des effets anti-inflammatoires, antiviraux et protecteurs pour le foie. Les isoflavones, notamment présentes dans le trèfle rouge, ont des effets œstrogéniques et sont utilisées pour traiter les symptômes liés à la ménopause (Iserin *et al.*, 2001).

2.2.2. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des métabolites secondaires et un groupe hétérogène et principalement basique de substances avec un ou plusieurs atomes d'azote, souvent inclus dans un système hétérocyclique. Ils sont synthétisés à partir d'acides aminés et ont diverses activités biologiques. Certains alcaloïdes pourraient avoir un certain impact pharmacologique chez les animaux et chez l'homme. Selon des études, il existe plusieurs alcaloïdes qui peuvent avoir une action contre une multitude de virus chez les animaux (El Sayed, 2000).

2.2.3. Les saponosides

Il s'agit d'hétérosides de poids moléculaire élevé, qui font partie des stérols ou des triterpènes. Ils se désagrègent dans l'eau en créant des solutions moussantes. Ils se distinguent par leur propriété tensioactive, c'est-à-dire la réduction de la tension superficielle. La majorité

des saponosides possèdent des capacités hémolytiques, tandis que certains servent de base pour la semi-synthèse de molécules médicamenteuses stéroïdiques (Fabrice , 2013).

2.2.4. Les mucilages

Les mucilages sont des hydrocolloïdes hydrosolubles qui pourraient être obtenus directement à partir des graines de certaines plantes. En termes de structure, il s'agit de polymères complexes polysaccharidiques, principalement constitués de glucides et possédant une structure fortement ramifiée composée d'unités monomériques comme le L-arabinose, le D-galactose, le D-xylose, le L-rhamnose et l'acide galacturonique (Adhikary et *al.*, 2023).

2.2.5. Les tannins

Les tanins sont des composés phénoliques largement présents dans le monde végétal. On distingue principalement deux catégories de tanins : les tanins hydrolysables, généralement composés d'acides phénoliques simples tels que l'acide gallique, qui sont associés au sucre ; et les tanins condensés, qui présentent des similitudes avec les flavonoids (**Elsayed, 2000**).

2.2.6. Stérols

Les stérols sont des lipides d'origine végétale. On les retrouve dans la majorité des plantes, bien que leur teneur varie d'une espèce à l'autre. Ils sont présents en quantité relativement élevée dans les huiles non raffinées de graines et de noix, et dans une moindre proportion dans les fruits et légumes. Leur structure chimique est similaire à celle du cholestérol, ce qui pourrait expliquer leur capacité à freiner son absorption et à en diminuer le taux dans l'organisme. De plus, ils pourraient exercer une influence bénéfique sur le système immunitaire. Des études ont également révélé leur puissant effet anticancéreux, notamment contre les cancers du sein et de la prostate (**Eberhard et al., 2005**).

2.2.7. Les terpènes

Les terpènes sont des composés organiques volatils produits principalement par les plantes, en particulier les plantes aromatiques. Ils sont issus de la polymérisation d'unités d'isoprène (C_5H_8) et constituent une classe importante de métabolites secondaires. Les terpènes jouent un rôle crucial dans l'attraction des pollinisateurs, la défense contre les herbivores et les pathogènes, ainsi que dans l'aromathérapie et la phytothérapie. Ils possèdent également diverses propriétés biologiques, notamment anti-inflammatoires, antimicrobiennes et antioxydantes (**Tholl, 2015**).

3. Les modes de préparation en phytothérapie

3.2. Les différentes méthodes de préparation en phytothérapie:

La manière dont un produit à base de plantes est préparé peut influencer la concentration des principes actifs qu'il contient. Selon l'effet thérapeutique souhaité, plusieurs techniques de préparation peuvent être utilisées.

La manière dont un produit à base de plantes est préparé peut influencer la concentration des principes actifs qu'il contient. Selon l'effet thérapeutique souhaité, plusieurs techniques de préparation peuvent être utilisées (**Lori et Devan, 2005**).

3.2.1. Infusion

L'infusion consiste à verser de l'eau bouillante sur la plante, puis à couvrir le mélange et le laisser reposer entre 2 et 15 minutes avant de le consommer. Cette méthode est particulièrement adaptée aux parties fragiles des plantes, comme les fleurs et les feuilles (**Wichtl et Anton, 1999**).

3.2.2. Décoction

La décoction implique de faire bouillir la plante dans de l'eau potable pendant 15 à 30 minutes. Elle est recommandée pour les parties dures des plantes, telles que les écorces, les racines, les fruits, ainsi que certaines feuilles (**Wichtl et Anton, 1999**).

3.2.3. Macération

Lorsque la chaleur risque d'altérer les principes actifs de certaines plantes, la macération à froid constitue une alternative appropriée. Elle consiste à laisser la plante tremper dans de l'eau à température ambiante pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines, avant de filtrer le mélange (Grunwald et Janick, 2006). Cette technique est particulièrement adaptée aux plantes riches en mucilage, comme les racines de guimauve (**Haudret, 2004**).

3.2.4. Digestion

La digestion consiste à faire macérer la plante dans de l'eau à une température intermédiaire (supérieure à la température ambiante mais inférieure à celle de l'ébullition) pendant une durée de 1 à 5 heures (**Wichtl et Anton, 1999**).

Chapitre II : La plante étudiée

(Quercus suber L)

1. La plante étudiée (*Quercus suber* L)

1.1. Généralités sur la plante

Les chênes du genre *Quercus*, membres de la famille des Fagacées, forment un groupe végétal majeur comptant environ 450 espèces réparties à travers le monde. On les retrouve principalement dans les régions au climat tempéré, mais aussi dans certaines zones tropicales. (Tejeria et al, 2011)

En Algérie, en plus des cinq espèces principales recensées par Quézel et Santa en 1962 (*Quercus suber*, *Q. ilex*, *Q. faginea*, *Q. afares* et *Q. coccifera*), on trouve également de nombreux hybrides naturels. Parmi les combinaisons binaires les plus courantes figurent : *Quercus kabylica* Trab. (*Q. afares* × *Q. suber*), *Q. numidica* Trab. (*Q. afares* × *Q. suber*), *Q. morisii* Borsi (*Q. ilex* × *Q. suber*) et *Q. auzandei* G.G. (*Q. coccifera* × *Q. ilex*). (Quezel et Santa, 1969)

Quercus suber L., plus communément appelé **chêne-liège**, est un arbre à larges feuilles persistantes, originaire de la région méditerranéenne. Ce qui le rend particulièrement remarquable, c'est son écorce épaisse, une véritable adaptation ingénieuse aux climats chauds et secs. Cette écorce agit comme une véritable armure naturelle, protégeant l'arbre des fortes chaleurs et lui permettant de résister aux incendies de forêt.

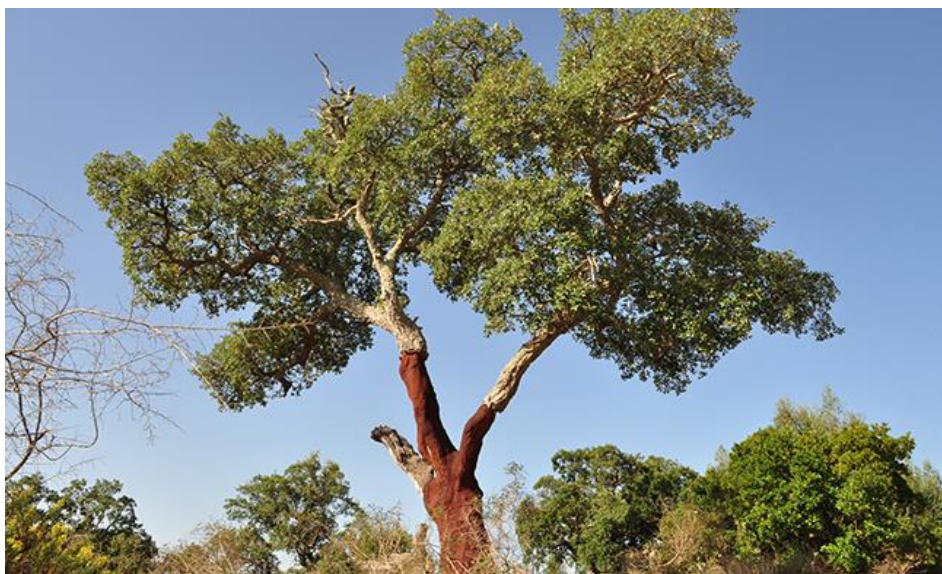


Figure 1: Le chêne-liège (*Quercus suber* L)

Le chêne-liège pousse généralement dans des forêts ou des boisements clairs, où il peut dominer le paysage ou cohabiter avec d'autres espèces typiques du climat méditerranéen, comme le pin maritime (*Pinus pinaster*) ou certains chênes caducs (D. Magri, et al, 2007).

Ces milieux présentent en général une densité relativement faible, avec environ 30 à 60 arbres par hectare (M. N. Bugalho, et al, 2011).

Pour bien se développer, le chêne-liège a besoin d'une température moyenne avoisinant les 15 °C. Il est sensible au froid intense et ne supporte pas des températures inférieures à - 10 °C, ce qui limite sa présence dans les régions plus au nord ou en altitude — la plupart des peuplements se situent en dessous de 800 mètres (**J. Aronson, 2012**). Mis à part cette exigence thermique, l'espèce fait preuve d'une bonne tolérance à différents types de sols et de conditions. Elle montre toutefois une préférence pour les sols sableux, bien drainés et légèrement structurés. Le genre *Quercus* représente une véritable richesse naturelle, offrant une grande diversité de biomatériaux utiles dans de nombreux domaines, de la pharmacie à la cosmétique, en passant par l'agroalimentaire. Présents un peu partout dans le monde, les chênes ont accompagné les savoir-faire humains depuis des siècles : certaines espèces ont été utilisées dans les remèdes traditionnels, d'autres dans l'art délicat du vieillissement du vin. (**Ema burlacu, et al, 2020**)

1.1.1.Description botanique:

Tableau 1: description botanique de la *Quercus suber* L

Désignation	Caractéristiques	Source
Longévité	Un cycle de vie long, pouvant aller de 200 à 250 ans.	(Silva J, et al., 2023)
Racines	Le chêne-liège développe un système racinaire très profond. Les racines peuvent atteindre jusqu'à 10 mètres de profondeur.	(Šleglová K., et al., 2025)
L'écorce	Épaisse et fissurée ; lorsqu'elle est enlevée pour utiliser le liège, le tronc sous-jacent présente une couleur rouge intense.	(Houston Durrant, T., et al 2016)
Les Feuilles	Texture et forme : Les feuilles sont coriaces et de forme ovale. La face adaxiale (supérieure) est vert foncé et glabre. La face abaxiale (inférieure) est plus claire et densément recouverte de trichomes étoilés multicellulaires . Longueur : 3 cm à 5 cm. Largeur : 1.5 cm à 5 cm.	(Simões R., 2020) (YESSAD, 1999)
Le Fruit (Gland)	Le gland est un fruit sec à graine unique, sans endosperme, avec une coquille dure. longueur : 2 à 3 cm	(Inácio, L. G., et al., 2024)

1.2.Systématique et nomenclature du chêne-liège :

1.2.1. systématique du chêne-liège:

Le chêne-liège est une espèce forestière d'une grande valeur, aussi bien écologique qu'économique. C'est en 1753 que le célèbre botaniste suédois Carl von Linné en fit la première description scientifique (**NATIVIDADE, 1956**). Depuis, il occupe une place bien établie dans la classification botanique.

Ancienne classification de **Cronquist (1981)**:

- **Embranchement** : *Spermaphytes*
- **Classe** : *Magnolipsida*
- **Sous-classe** : *Hamamelidea*
- **Ordre** : *Fagales*
- **Famille** : *Fagaceae*
- **Genre** : *Quercus*
- **Espèce** : *Quercus suber*

Nouvelle classification APG III de (**chase et Reveal., 2009**):

- **Clade**: *Spermatophyta*
- **Clade**: *Angiospermes*
- **Clade**: *Dicotylédones vraies*
- **clade**: *Rosidaeae*
- **Superorder**: *Fabideae*
- **Famille**: *Fagaceae*
- **Genre**: *Quercus*

1.2.2.nomenclature du chêne-liège:

Selon Plaisance (1977), cité par Metna B. (2003), les appellations de cet arbre varient d'un pays à l'autre, reflétant sa large répartition autour du bassin méditerranéen.

- **France** : Chêne liège.
- **Province** : Suvé.
- **Gascogne** : Corcier.
- **Espagne** : alcornoque, alzinaserera.
- **Portugal** : sobreiro.

- **Italie** : Sughera.
- **Allemagne** : Korkeiche.
- **Angleterre** : Cork-oak.
- **Afrique du Nord** : Fernan.

1.3.Aire de répartition du chêne-liège

1.3.1.La répartition dans le monde

À travers le monde, les forêts de chêne-liège couvrent environ 2,2 millions d'hectares, principalement répartis autour du bassin méditerranéen. On les retrouve notamment en Algérie, en France, en Italie, au Maroc, au Portugal, en Espagne et en Tunisie (**G. Allard, et al.,2013**). C'est d'ailleurs sur la côte atlantique de la péninsule Ibérique que ces forêts atteignent leur plus grande étendue.

En Europe, le chêne-liège occupe près de 1,5 million d'hectares, contre environ 700 000 hectares en Afrique du Nord. Sa présence est souvent fragmentée, ce qui laisse penser qu'il s'agit d'une espèce vestige d'un passé plus vaste et plus florissant (**D. Magri, et al, 2007**).

Au fil du XXe siècle, l'arbre a voyagé au-delà de ses terres d'origine. Introduit dans plusieurs régions du monde, il a été cultivé aussi bien pour son précieux liège que pour sa valeur décorative. On peut ainsi croiser quelques spécimens en Bulgarie, en Californie, au Chili, en Nouvelle-Zélande, dans le sud de l'Australie ou encore en Turquie (**G. Allard, et al.,2013**).

Tableau 2: surfaces des forêts de chêne proportions de la surface nationale par surfaces des forêts de chêne-liège et proportions de la surface nationale par rapport à l'ensemble de l'aire de répartition. (FAO,2013)

pays	Superficie (ha)	Pourcentage (%)
Portugal	715922	34 %
Espagne	574248	27 %
Maroc	383120	18 %
Algérie	230000	11 %
Tunisie	85771	04 %

France	65228	03 %
Italie	64800	03 %
Total	2119089	100 %

1.3.2. La répartition en Algérie

La subéraie algérienne est majoritairement concentrée dans le Nord-Est du pays, avec une superficie totale estimée à **440 000 hectares**, dont environ **230 000 hectares sont considérés comme productifs**. (FARSI Amine, et al., 2021)

Tableau 3: Répartition et superficie des peuplement de chêne liège en Algérie. (Yessad 2000)

Subéraies orientales	
Wilaya	Superficie (ha)
Skikda	40.10 ³
Jijel- El Milia	40.10 ³
Guelma	20.10 ³
Annaba - El - Taref	30.10 ³
Tizi Ouzou	10.10 ³
Bouira	1,500
Total	141.500
Subéraies occidentales	
Wilaya	Superficie (ha)
Tlemcen	2.10 ³

Subéraies orientales	
Chlef	3.10^3
Médéa	$0,2.10^3$
Blida	1.10^3
Total	6200

L'échantillon de feuilles que nous avons collecté provient d'arbres de chêne-liège (*Quercus suber* L.) situés dans les hauteurs du massif de Maouna, dans la région de Guelma. Dans les hauteurs montagneuses de Maouna, dans la wilaya de Guelma, se dresse le chêne-liège (*Quercus suber* L.), une espèce emblématique des écosystèmes méditerranéens. Adapté aux conditions climatiques de la région, cet arbre se distingue par son écorce épaisse et isolante, qui lui confère une remarquable résistance aux incendies et à la sécheresse. Les peuplements de chêne-liège présents dans cette zone constituent un patrimoine forestier précieux, non seulement pour leur rôle écologique — notamment dans la préservation des sols et de la biodiversité — mais aussi pour leur potentiel médicinal.

Chapitre III : bactériologie

1. Souches bactériennes potentiellement pathogènes

1.1. *Escherichia coli*

En 1885, le pédiatre germano-autrichien, Theodor Escherich a identifié *Escherichia coli*, également appelée colibacille, à partir d'un échantillon de selles humaines. Il s'agit d'un bacille mesurant environ 2 à 3 µm de longueur et 0,6 à 0,7 µm de diamètre, Gram-négatif, non sporulée et souvent mobile, appartenant à la famille des Enterobacteriaceae. *Escherichia coli* est un habitant courant du tube digestif chez l'homme et les animaux. Les espèces du genre (*Escherichia*) comprennent: *E. albetii*, *E. coli*, *E. fergusonii*, *E. hermannii* et *E. vulnérans*, avec *E. coli* étant l'espèce de référence. En fonction de ses antigènes de surface (antigène O somatique, antigène flagellaire H et antigène capsulaire K), *E. coli* se divise en plus de 190 sérogroupes (Amairi, 2021).

1.1.1. Classification

D'après Delarras et al. (2010), *E. coli* a été classée comme suit (tableau 3):

Tableau 4: Classification d' *Escherichia coli* (Delarras et al., 2010)

Domaine	Eubacteria
Phylum	Proteobacteria
Classe	Gammaproteobacteria
Ordre	Enterobacteriaceae
Famille	Enterobacteriaceae
Genre	<i>Escherichia</i>
Espèce	<i>Escherichia coli</i>

1.1.2. Habitat

E. coli est une bactérie courante dans la microflore intestinale de l'homme et de nombreux animaux à sang chaud (mammifères et oiseaux). Dans les premières heures suivant

la naissance, elle colonise le tractus digestif humain sans provoquer de symptômes, devenant ainsi l'espèce bactérienne dominante de la flore anaérobie facultative du côlon humain. Sa niche écologique se situe dans la couche de mucus produite par l'épithélium du côlon, où elle joue un rôle crucial en tant que barrière protectrice de la muqueuse. Chez les autres mammifères, sa concentration est plus faible, mais *E. coli* peut se déplacer dans l'eau et les sédiments. Cette bactérie est utilisée comme indicateur de la contamination fécale de l'eau)Pental,2015).

1.2.Pseudomonas aeruginosa

Pseudomonas aeruginosa est un bacille non sporulé, aérobique et Gram négatif, apte à causer différentes infections chez les hôtes ayant une immunité normale ou affaiblie. Sa tendance à provoquer des infections chez les hôtes immunodéprimés, sa polyvalence remarquable, sa résistance aux antibiotiques et la diversité de ses mécanismes de défense rendent son traitement particulièrement complexe dans le cadre de la médecine moderne)Wilson et Pandey , 2020).

1.2.1. Classification

D'après Diggle & Whiteley (2019), *P. aeruginosa*, a été classée comme suit (tableau 4):

Tableau 5: Classification de *Pseudomonas aeruginosa* (Diggle & Whiteley, 2019)

Domaine	Bacteria
Phylum	Proteobacteria
Classe	Gammaproteobacteria
Ordre	Pseudomonadales
Famille	Pseudomonas
Genre	<i>Pseudomonas</i>
Espèce	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>

1.2.2. Habitat

Pseudomonas aeruginosa vit dans divers environnements aquatiques, préférant les endroits humides (Elle se trouve aussi dans les sols, sur les surfaces humides, et même dans

l'air dans les zones à forte humidité) tels que les rivières, les lacs et les plans d'eau pollués. Elle est transportée par les eaux de pluie contaminées à travers les systèmes de drainage et s'accumule dans les bassins, ou elle peut se propager via les canalisations d'égouts lors des inondations. Cette bactérie est dangereuse en raison de sa capacité à s'adapter à des conditions environnementales extrêmes, y compris sa capacité à survivre dans des eaux polluées ou superficielles. La bactérie se concentre dans les eaux polluées issues des systèmes hydrauliques urbains, ce qui augmente le risque de sa propagation dans les milieux naturels et menace la santé humaine et animale (Cournoyer, 2013).

1.3. Staphylocoques aureus

Staphylococcus aureus est une bactérie à Gram positif, de forme cocci, qui se regroupe généralement en grappes ressemblant à des raisins. Elle fait partie de la flore naturelle de la peau et du nez chez environ 30 % des individus en bonne santé. Bien qu'elle soit inoffensive dans certains cas, elle peut causer une large gamme d'infections, allant des infections cutanées bénignes à des affections potentiellement mortelles. De plus, certaines souches présentent une résistance aux antibiotiques (Bush, 2023).

1.3.1. Classification

D'après shleifer&bell (2010), *Staphylococcus aureus* a été classée comme suit (tableau 5):

Tableau 6: Classification de *Staphylocoques aureus*

Domaine	Bacteria
Phylum	Firmicutes
Classe	Bacilli
Ordre	Bacillales
Famille	Staphylococcaceae
Genre	<i>Staphylococcus</i>
Espèce	<i>Staphylococcus aureus</i>

1.3.2. Habitat

S.aureus est une bactérie qui se trouve principalement dans les voies respiratoires supérieures et sur la peau de l'être humain. Environ 30 % des individus hébergent naturellement cette bactérie dans leur nez, souvent sans symptômes apparents. Elle peut également être

présente sur la peau, les muqueuses, ou même dans la gorge. Bien que souvent bénigne, *S.aureus* peut devenir pathogène dans certaines conditions, en particulier lorsque la barrière cutanée est altérée, ce qui peut entraîner des infections cutanées, des infections sanguines (bactériémies), ou d'autres pathologies plus graves comme la pneumonie ou la méningite. La transmission de cette bactérie se fait généralement par contact direct avec des individus infectés ou par contact avec des objets contaminés (Sotiriadis & Marangos, 2020).

2.Pouvoir pathogène et mode de transmission

Le **tableau 6** ci-dessous résume le pouvoir pathogène et le mode de transmission d' *E. coli*, *P. aeruginosa* et *S. aureus*.

Tableau 7: Pouvoir pathogène et mode de transmission d'*E. coli*, *P. aeruginosa* et *S. aureus*. (Emmanuelle et El Amari, 2004 ; Nauciel et Vildé, 2005 ; Bielaszewska et al., 2007; Shallcross, 2013 ; Gomes et al., 2016. ; Khosravi et al., 2016 ; Pestrak et al., 2020).

Espèce bactérienne	Pouvoir pathogène	Transmission
<i>E. coli</i>	-Une espèce très polyvalente et diversifiée et comprend des souches non pathogènes ou commensales,et rarement cause des maladies intestinales pathogènes et extra-intestinales pathogènes. -Quelques souches d'<i>E. coli</i> sont à l'origine de diverses pathologies notamment la diarrhée, l'inflammation aiguë, la colite hémorragique, l'infection des voies urinaires (IVU), la septicémie ainsi que la méningite néonatale touchant même les individus résistants et les personnes immunodéprimées.	-Par la transmission fécale-orale, principalement à travers l'ingestion d'aliments ou d'eau contaminés. - La consommation de viande crue ou insuffisamment cuite, en particulier la viande hachée. -Par le contact direct avec les excréments infectés d'animaux.

P. aeruginosa	-Chez les individus immunodéprimés, elle peut entraîner diverses infections cutanées et viscérales, voire même une septicémie (risque d'infections nosocomiales graves) en raison de sa résistance aux agents antimicrobiens, aux défenses immunitaires de l'hôte et à sa capacité à former des biofilms. -Elle fait partie de la flore de transit sur la peau et les muqueuses, provoquant des surinfections des plaies ou des brûlures.	-Cela peut résulter d'éléments environnementaux, que ce soit de manière directe ou à travers des équipements mal entretenus ou mal rincés à l'eau. -Il est également possible d'être contaminé par une personne porteuse de la bactérie, notamment en raison de la pression liée au choix des antibiotiques dans les milieux hospitaliers, ce qui peut augmenter le risque de colonisation.
S. aureus	- La présence de S. aureus chez l'homme provoque diverses infections, telles que des infections cutanées (impétigos, folliculites, furoncles, panaris) ainsi que des infections des muqueuses (conjonctivites, otites, salpingites, endométrites et pneumonies). -S. aureus* possède plusieurs facteurs de virulence et de pathogénicité (facteurs d'adhésion, toxines, enzymes) qui lui permettent d'exercer son pouvoir pathogène en libérant une ou plusieurs toxines. -Les entérotoxines sont responsables des infections alimentaires toxiques.	-Contact direct (par contact manuel ou portage). -Contact indirect par les vêtements, la literie ou les aliments. -Il peut survenir une épidémie nosocomiale.

3. Antibiotiques

3.1. Définition

Un antibiotique est un composé chimique produit par des micro-organismes ou synthétisé artificiellement, utilisé pour tuer ou inhiber la croissance des bactéries, sans effet sur les virus. Les antibiotiques agissent en ciblant des mécanismes biologiques spécifiques des cellules bactériennes, tels que la synthèse de la paroi cellulaire ou des protéines (**Ventola, 2015**).

3.2. Critères de classification

D'après **Yala et al. (2001)**, les antibiotiques peuvent être classés selon plusieurs critères:

3.2.1. Origine

Les antibiotiques peuvent être:

- Naturels** : produits par des micro-organismes (ex. : pénicilline par *Penicillium*).
- Semi-synthétiques** : modifiés chimiquement à partir d'un composé naturel.
- Synthétiques** : entièrement fabriqués en laboratoire.

3.2.2. Structure chimique

La classification selon la structure chimique permet de regrouper les antibiotiques ayant des noyaux communs, tels que: les B-lactamines (pénicillines, céphalosporines), les Macrolides, les Tétracyclines et les Aminosides.

3.2.3. Mode d'action

Les antibiotiques agissent sur différents éléments essentiels à la survie bactérienne

- Inhibition de la synthèse de la paroi cellulaire** (ex. : β -lactamines)
- Inhibition de la synthèse protéique** (ex. : macrolides, aminosides)
- Inhibition de la synthèse des acides nucléiques**

3.2.4. Spectre d'activité

- Spectre étroit**: actifs contre un nombre limité de bactéries.
- Spectre large**: actifs contre de nombreuses espèces bactériennes, Gram+ et Gram-..

3.2.5. Nature de l'effet

- Bactéricide**: tue directement les bactéries.
- Bactériostatique**: empêche leur multiplication, permettant au système immunitaire de les éliminer.

3. Résistance bactérienne aux antibiotiques

La résistance aux antibiotiques est la capacité de certaines bactéries à faire face et à résister aux effets des antibiotiques qui étaient auparavant capables de traiter les infections qu'elles causaient. Ce phénomène se produit en raison de mutations génétiques ou de l'acquisition de gènes de résistance provenant d'autres bactéries **(Smith, 2023)**.

Il existe deux types de résistances bactériennes aux antibiotiques:

3.1.Résistance intrinsèque

Les bactéries peuvent éviter l'effet des antibiotiques grâce à leur résistance intrinsèque; basée sur l'évolution, en modifiant leur structure ou leurs composants. Par exemple, un antibiotique ciblant la paroi cellulaire des bactéries ne peut pas affecter les bactéries qui n'ont pas de paroi cellulaire **(Habboush& Guzman,2018)**.

3.2.Résistance acquise

Les bactéries peuvent acquérir la capacité de résister à l'efficacité d'un antibiotique auquel elles étaient auparavant sensibles. Cela signifie que les bactéries peuvent acquérir la résistance soit par une nouvelle mutation génétique qui les aide à survivre, soit en obtenant de l'ADN de bactéries déjà résistantes **(Habboush & Guzman,2018)**.

Chapitre IV : Activité Antioxydante

1. Stress oxydatif

1.1. Définition et Concepts

Initialement bien acceptée, la définition classique du stress oxydatif le décrit comme un déséquilibre entre la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) et la capacité des mécanismes antioxydants à les neutraliser.**Preiser J. C. (2012)** Lorsque cet équilibre est rompu, les ERO peuvent endommager les structures cellulaires, voire détruire certains tissus.**Preiser J. C. (2012)** Il est toutefois essentiel de rappeler que ces espèces réactives jouent aussi un rôle clé dans le fonctionnement cellulaire normal, en particulier dans la production d'énergie par les mitochondries — ce qui souligne l'importance d'un équilibre précis.**Preiser J. C. (2012)**

Une augmentation du stress oxydatif est associée à des phénomènes physiologiques tels que le vieillissement et l'exercice physique, mais aussi à de nombreuses pathologies comme le cancer, les maladies neurodégénératives, cardiovasculaires, le diabète ou encore certaines maladies inflammatoires.**Preiser J. C. (2012)** Toutefois, la compréhension du stress oxydatif a évolué : il ne s'agit plus seulement de dégâts causés aux cellules. Désormais, les chercheurs mettent aussi l'accent sur les perturbations des mécanismes de signalisation et de régulation redox. (**Sies H. 2015**).

Les cellules ne sont pas de simples victimes passives des altérations oxydatives. Elles disposent de mécanismes pour s'y adapter, voire y résister. Certains oxydants, comme le peroxyde d'hydrogène ou l'oxyde nitrique, interviennent même comme messagers dans des voies de signalisation redox.**Sies, H. (2020)** Ces voies sont essentielles à la capacité d'adaptation des cellules face à un stress oxydatif. Aujourd'hui, le stress oxydatif est défini comme un état où les processus pro-oxydants dépassent les défenses antioxydantes en raison d'un déséquilibre dans la signalisation et l'adaptation redox. Il est aussi important de distinguer clairement le stress oxydatif en tant que processus de régulation déséquilibrée, des dommages oxydatifs qui peuvent en résulter.**Azzi, A. (2022)**

1.2. Eustress et Détresse Oxydatifs

Le contrôle redox et la signalisation redox physiologique incluent l'eustress oxydatif, présenté comme un élément crucial.**Sies, H. (2020)** Une exposition physiologique (basse) aux oxydants peut viser des composants précis et fortement réactifs, alors qu'une exposition à un niveau supérieur à la normale (haute) peut toucher des cibles non spécifiques.**Sies, H. (2020)** L'idée d'eustress oxydatif englobe celle de l'homéostasie redox, définie comme un équilibre idéal.**Sies, H. (2020)** La différence entre l'eustress et la détresse met en évidence l'importance de l'intensité et de la situation du stress oxydatif. Cela indique qu'une suppression totale des

ERO pourrait avoir des conséquences néfastes, et que les approches de traitement devraient s'efforcer de restaurer l'équilibre au lieu d'éliminer entièrement les mécanismes oxydatifs. Effectivement, des niveaux réduits d'ERO sont requis pour la signalisation cellulaire, et des traitements qui les suppriment sans distinction pourraient entraîner des effets indésirables.

1.3. Espèces Réactives de l'Oxygène (ERO) : Nature et Sources

1.3.1. Définition et Types d'ERO

Les espèces réactives de l'oxygène (ERO) sont définies comme des dérivés réactifs du métabolisme de l'oxygène. **Xu, S., & Touyz, R. M. (2006)** Les principaux types d'ERO comprennent :

L'anion superoxyde ($O_2^{\bullet-}$) : Produit par la réduction monovalente de l'oxygène, il est impliqué dans la signalisation physiologique et les maladies associées au stress oxydatif. **Xu, S., & Touyz, R. M. (2006)**

- Le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) : Agit comme un second messenger, régulant la signalisation redox à des niveaux physiologiques homéostatiques et assurant une réponse adaptative au stress. **Sies, H. (2020)**
- Le radical hydroxyle ($HO^{\bullet}$) : L'oxydant le plus puissant des ERO, résultant de la réduction partielle de H_2O_2 et très réactif avec les protéines et l'ADN. **Xu, S., & Touyz, R. M. (2006)**
- L'oxygène singulet (1O_2) : Mentionné comme l'une des espèces réactives de l'oxygène. **Pizzino, G., et al. (2017)**
- Le monoxyde d'azote ($^{\bullet}NO$) : Un régulateur et effecteur pléiotrope des systèmes immunitaire, cardiovasculaire et nerveux, qui peut également former d'autres radicaux oxydants. **Sies, H. (2020)**
- Le peroxynitrite ($ONOO^-$) : Formé par la réaction du superoxyde avec l'oxyde nitrique, il est lié à des dommages aux protéines, aux lipides, aux glucides et à l'ADN. **Sies, H. (2020)**
- L'acide hypochloreux ($HOCl$) : Généré par la myéloperoxydase en présence de peroxyde d'hydrogène et de chlorure, il joue un rôle vital dans les dommages oxydatifs et la défense immunitaire. **Sies, H. (2020)**
- Les radicaux lipidiques : Contribuent au stress oxydatif. **de Almeida, et al. (2022)**

Il est important de distinguer les ERO qui sont des radicaux libres (contenant des électrons non appariés) de celles qui ne le sont pas, comme le peroxyde d'hydrogène. **Albano, G. D., et al.**

(2022) Chaque type d'ERO possède des propriétés chimiques et des rôles distincts au sein de la cellule, ce qui implique que le terme « ERO » ne doit pas être utilisé comme une entité monolithique. La recherche et les stratégies thérapeutiques doivent tenir compte des rôles spécifiques des différentes ERO.

1.3.2. Sources Endogènes d'ERO

Les mitochondries représentent une source importante d'espèces réactives de l'oxygène à l'intérieur des cellules, surtout lors du processus de respiration cellulaire. La fuite d'électrons de la chaîne de transport d'électrons entraîne la formation de superoxyde.**Albano, G. D., et al. (2022)** Les NADPH oxydases (NOX) constituent une autre source primaire d'ERO, produisant du superoxyde.**Xu, S., & Touyz, R. M. (2006)** Différentes isoformes de NOX existent et sont exprimées dans divers types de cellules.**Albano, G. D., et al. (2022)**

D'autres sources enzymatiques d'ERO comprennent :

- La xanthine oxydase (XO) **Albano, G. D., et al. (2022)**
- La myéloperoxydase (MPO) **Albano, G. D., et al. (2022)**
- La NO synthase (NOS) **Albano, G. D., et al. (2022)**
- Le cytochrome P450 **de Almeida, et al. (2022)**
- Les lipoxygénases (LOX) et les cyclooxygénases (COX) **Pizzino, G., et al. (2017)**
- Les peroxysomes **de Almeida, et al. (2022)**
- Le réticulum endoplasmique (RE) **de Almeida, et al. (2022)**

On observe aussi des interactions entre divers organites qui produisent des ERO, comme les mitochondries et les NADPH oxydases. La variété des sources internes d'ERO suggère que le stress oxydatif peut découler de différents processus et emplacements au sein de la cellule. Cette complexité indique que se focaliser sur une seule origine pourrait ne pas être toujours suffisant pour contrôler le stress oxydatif.

1.3.3. Sources Exogènes d'ERO

Des sources extérieures significatives d'ERO incluent des facteurs de stress environnementaux tels que le rayonnement ultraviolet, les radiations ionisantes, les polluants et les métaux lourds.**Pizzino, G., et al. (2017)** Des xénobiotiques tels que les médicaments anticancéreux peuvent également favoriser la production d'ERO.**Pizzino, G., et al. (2017)** Parmi les autres facteurs extérieurs, on compte la fumée de tabac, l'alcool ainsi que certains types d'aliments et de médicaments.**Albano, G. D., et al. (2022)**. Ces facteurs externes peuvent provoquer la génération d'ERO par des processus tels que les lésions mitochondriales et

l'activation des cascades inflammatoires.**Aranda-Rivera, A. K., et al. (2022)** L'importance des changements de mode de vie et de l'environnement dans le contrôle du stress oxydatif global est soulignée par la contribution des facteurs environnementaux à ce phénomène.

1.3.4. Rôle Double des ERO : Signalisation et Dommage

Les ERO ont une importance physiologique dans la signalisation cellulaire, notamment dans des mécanismes tels que la phosphorylation des protéines, l'activation des facteurs de transcription, l'apoptose, l'immunité et la différenciation.**Sies, H. (2020)** À des concentrations faibles, les ERO peuvent participer à l'homéostasie cellulaire et aux réactions adaptatives.**Sies, H. (2020)** Toutefois, une surproduction d'ERO peut provoquer des conséquences néfastes sur les structures cellulaires comme les protéines, les lipides et les acides nucléiques **Preiser J. C. (2012)**, à l'instar de la peroxydation lipidique.**Betteridge D. J. (2000)** Diverses pathologies sont liées à l'oxydation du stress, tant dans leur apparition que dans leur progression.**Preiser J. C. (2012)** L'approche thérapeutique destinée aux ERO, due à leur nature double, doit plutôt viser à réguler leur production qu'à l'interdire totalement. Il est essentiel de conserver des niveaux physiologiques d'ERO pour assurer le fonctionnement normal des cellules.

2. Antioxydants

2.1. Définition des Antioxydants

On définit les antioxydants comme des substances qui peuvent repousser ou empêcher l'oxydation d'autres composés chimiques.**(Salehi, B., et al. 2018)** Ils interviennent de manière directe ou indirecte pour réduire les dégâts infligés aux biomolécules par les espèces réactives de l'oxygène (ERO) et les espèces réactives de l'azote (ERN).**Sies, H. (2020)** La définition du mot « antioxydant » peut parfois manquer de clarté dans les publications grand public ou scientifiques.**Liguori, I., et al. (2018)** La large définition des antioxydants couvre une variété de composés avec des mécanismes variés, ce qui complique la possibilité de généraliser leurs effets. Il est essentiel de comprendre les caractéristiques particulières de chaque antioxydant.

2.2. Mécanismes d'Action

Le mécanisme d'action principal des antioxydants est la neutralisation des radicaux libres par le don d'électrons ou d'atomes d'hydrogène, ce qui les stabilise et empêche les réactions en chaîne.**(Salehi, B., et al. 2018)** Certains antioxydants agissent en chélatant les ions métalliques, qui peuvent catalyser la production d'ERO.**Yoshikawa, T., & You, F. (2024)** Les enzymes antioxydantes catalysent la détoxification des ERO, comme la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GPx).**Pizzino, G., et al. (2017)** Certains

antioxydants peuvent régénérer d'autres antioxydants, par exemple la vitamine C régénérant la vitamine E. **Parcheta, M., et al. (2021)** Ils peuvent également agir comme des tampons redox et moduler les voies de transduction du signal. **Liguori, I., et al. (2018)** En résumé, les antioxydants peuvent prévenir la formation de radicaux réactifs ou interrompre les réactions des radicaux libres. **Flieger, J., et al. (2021)** Les antioxydants emploient une approche multifacette pour lutter contre le stress oxydatif, agissant à différentes étapes de la production et de la propagation des ERO.

2.3. Antioxydants Endogènes vs. Exogènes

Les antioxydants peuvent être produits par l'organisme lui-même (endogènes) ou obtenus de sources externes, principalement l'alimentation (exogènes). **(Salehi, B., et al. 2018)** Les exemples d'antioxydants endogènes comprennent le glutathion, l'acide urique et les enzymes antioxydantes. **(Salehi, B., et al. 2018)** Les antioxydants exogènes proviennent de sources naturelles comme les fruits, les légumes, le thé et le vin (par exemple, les vitamines A, C, E, les caroténoïdes, les flavonoïdes, les polyphénols). **(Salehi, B., et al. 2018)** Des antioxydants synthétiques sont également utilisés comme conservateurs alimentaires (par exemple, BHA, BHT, TBHQ). **Flieger, J., et al. (2021)** Les antioxydants endogènes et exogènes jouent des rôles cruciaux dans le maintien de l'équilibre redox. L'apport alimentaire influence considérablement les niveaux de nombreux antioxydants importants.

2.4. Classification des Antioxydants

2.4.1. Classification Basée sur l'Origine

- ***Antioxydants Naturels***

Les antioxydants naturels se trouvent dans les aliments et les systèmes biologiques, dérivés de plantes, de micro-organismes et de certains tissus animaux. **Zehiroglu, C., & Ozturk Sarikaya, S. B. (2019)** Les exemples incluent les tocophérols, les tocotriénols, l'acide ascorbique, les flavonoïdes, les caroténoïdes et les acides phénoliques. **Zehiroglu, C., & Ozturk Sarikaya, S. B. (2019)** La compréhension de l'origine des antioxydants est importante pour considérer leurs applications potentielles et leurs profils de sécurité. Les antioxydants naturels sont souvent associés à des bénéfices pour la santé qui vont au-delà de la simple activité antioxydante.

- ***Antioxydants Synthétiques***

Les antioxydants synthétiques sont des composés fabriqués par l'homme, principalement utilisés comme conservateurs alimentaires et dans des applications industrielles. **Zehiroglu, C.,**

& Ozturk Sarikaya, S. B. (2019) Les exemples comprennent le BHA, le BHT, le Trolox et le TBHQ. **Flieger, J., et al. (2021)**

2.4.2. Classification Basée sur le Mécanisme d'Action

- ***Antioxydants Primaires (Piégeurs de Radicaux)***

Ces antioxydants neutralisent directement les radicaux libres en donnant un atome d'hydrogène ou un électron. **Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021)** Les exemples incluent les vitamines E et C, les composés phénoliques (y compris les flavonoïdes) et les caroténoïdes. **Parcheta, M., et al. (2021)**

- ***Antioxydants Secondaires (Antioxydants Préventifs)***

Ces antioxydants agissent en empêchant la formation de radicaux libres ou par d'autres mécanismes n'impliquant pas directement le piégeage des radicaux. **Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021)** Les exemples comprennent les enzymes comme la SOD, la catalase et la glutathion peroxydase (qui empêchent la formation de radicaux plus réactifs), ainsi que les chélateurs de métaux (qui réduisent la disponibilité des métaux de transition pouvant catalyser la formation d'ERO). **Yoshikawa, T., & You, F. (2024)** La classification des antioxydants par leur mécanisme d'action aide à comprendre comment ils contribuent au système de défense antioxydant global et à concevoir des interventions ciblées.

2.4.3. Classification Basée sur la Solubilité

- ***Antioxydants Hydrosolubles***

Ces antioxydants peuvent se dissoudre dans les environnements aqueux à l'intérieur de la cellule et des fluides corporels. Zehiroglu, C., & Ozturk Sarikaya, S. B. (2019) Les exemples incluent la vitamine C (acide ascorbique), le glutathion, l'acide urique et la cystéine.(Salehi, B., et al. 2018)

- **Antioxydants Liposolubles**

- Ces antioxydants sont solubles dans les graisses et les membranes cellulaires. Zehiroglu, C., & Ozturk Sarikaya, S. B. (2019) Les exemples incluent la vitamine E (tocophérols, tocotriénols), les caroténoïdes (bêta-carotène, lycopène) et l'ubiquinol (coenzyme Q10).(Salehi, B., et al. 2018) La solubilité d'un antioxydant détermine sa localisation et son efficacité au sein de la cellule ou de l'organisme. Les antioxydants hydrosolubles protègent les compartiments aqueux, tandis que les antioxydants liposolubles protègent les membranes cellulaires.

2.4.4. Autres Classifications

On peut aussi classer les antioxydants en fonction de leur nature enzymatique ou non (**Salehi, B., et al. 2018**), et aussi selon leur taille ou leur structure.**Nielsen, B., & Milledge, J. (2021)** Diverses taxonomies fournissent diverses perspectives sur les antioxydants et leurs fonctions. L'association de ces points de vue offre une compréhension plus approfondie.

Études expérimentales

Chapitre I : matériel et méthodes

Cette étude vise à évaluer in vitro les effets de les trois extraits (méthanolique, éthanolique et aqueux). Des feuilles de *Quercus suber* L le potentiel antioxydant et l'effet de différentes doses de ces derniers, sur trois souches Références, potentiellement pathogènes (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*).

Notre travail expérimental a été réalisé au niveau de l'animalerie et Niveau du laboratoire de microbiologie, biochimie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers de l'Université du 8 mai 1945 Guelma.

1. Matériel

1.2. Matériel biologique

1.2.1. Matériel végétal

Dans cette étude, nous avons utilisé des feuilles de *quercus suber* L, qui ont été collectées en février 2025 dans la région de Maouna de la ville de Guelma.

Souches bactériennes testées

Dans le présent travail nous avons utilisé deux souches à Gram négatif (*Escherichia Coli* et *Pseudomonas aeruginosa*) et une souche Gram positif (*Staphylococcus aureus*). Elles ont été fournies par le laboratoire d'analyses de bactériologie de l'hôpital Ibn Zohr -Guelma. Le tableau présente les différentes références des souches bactériennes

Tableau 8: Références des souches bactériennes étudiées

Souche	Référence
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25322
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853
<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 25922

1.2.2. Milieux de culture

Nous avons utilisé plusieurs milieux de culture : le bouillon nutritif, la gélose nutritive, La gélose Mueller Hinton, la Gélose Chapman, la Gélose de Macconkey, le bouillon Mueller Hinton

2. Méthodes

2.1. Préparation du matériel végétal

Le matériel végétal a été préparé de la manière suivante :

Préparation de la poudre de plante Après la récolte, le matériel végétal a été tout d'abord lavé à l'eau pour enlever la poussière et séché à l'air libre et à l'ombre pendant une semaine. Par la suite, il a été transformé en poudre à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre obtenue est mélangée et conservée dans des boîtes stériles à l'abri de la lumière pour éviter la dégradation de ses principes actifs afin d'être utilisée pour des préparations et tests ultérieurs.

2.1.1. Préparation des extraits

Extrait aqueux

On a ajouté 1 L d'eau distillée à 100 g de poudre provenant des feuilles de la plante étudiée. Le mélange a été chauffé pendant 15 minutes, puis laissé refroidir. Ensuite, la filtration a été effectuée à l'aide d'un papier Whatman N°01. Le filtrat a ensuite été lyophilisé pendant 24 heures. Finalement, la poudre obtenue a été conservée à l'abri de la lumière dans une boîte de Petri stérile (**Aouinty et al,2006**).

Extrait méthanolique

On a effectué une macération de 2,5 g de poudre des feuilles de la plante dans 25 ml de méthanol absolu pendant 30 minutes, sous agitation magnétique. La préparation obtenue a été conservée à 4°C pendant 24 heures, puis filtrée. Le solvant du filtrat a ensuite été évaporé jusqu'à ce qu'il soit sec, à une température de 45°C, en utilisant un évaporateur rotatif (**Falleh et al,2008**).

Extrait éthanolique

Pour la préparation de l'extrait éthanolique, 75 grammes de poudre de feuilles sèches ont été mis en macération dans 750 ml d'éthanol pur, sous agitation continue pendant 24 heures. Le macérât obtenu a ensuite été filtré, puis le filtrat a été séché dans une étuve à 40°C. L'extrait sec ainsi obtenu a été conservé à 4°C, à l'abri de la lumière, (**falleh et al,2013**)

2.1.2. Calcul du rendement d'extraction

L'efficacité de l'extraction correspond à la proportion entre le poids de l'extrait obtenu et le poids initial de la plante utilisée. La formule suivante permet de calculer le rendement en pourcentage :

$$R (\%) = 100 m/m_0$$

R : le rendement en %.

M : la masse de l'extrait obtenu.

M₀ : la masse initiale de la plante (poudre des feuilles de la plante)

2.2. Screening phytochimique (Tests préliminaires de la composition chimique)

Les tests phytochimiques sont réalisés sur une solution de l'extrait méthanolique , éthanolique et Chaque extrait a été dissous dans son solvant selon les méthodes décrites par **Trease et Evans (1983)**.

2.2.1. Test des tanins

Mélanger 2 ml de la solution à tester avec 2 ml d'eau distillée et Ajouter 2 à 3 gouttes de solution de FeCl_3 à 2 %.

L'apparition d'une coloration bleu-noir ou verdâtre indique un test positif.

2.2.2. Test des flavonoïdes

Traiter 5 ml de l'extrait avec quelques gouttes d'acide chlorhydrique concentré. (HCL) Ajouter des copeaux de magnésium et laisser agir.

L'apparition d'une coloration rouge ou rose confirme la présence de flavones aglycones.

2.2.3. Test des alcaloïdes

Préparation des réactifs :

Réactif de Mayer : Dissoudre 5 g de KI et 1,358 g de HgCl_2 dans 100 ml d'eau distillée.

Réactif de Wagner: Dissoudre 2 g de KI et 1,27 g de I_2 dans 100 ml d'eau distillée.

Procédure :

Évaporer 20 ml de l'extrait méthanolique jusqu'à sécheresse et Ajouter 5 ml d'HCl (2N) au résidu et chauffer au bain-marie Filtrer le mélange, puis utiliser le filtrat pour le test et Introduire 1 ml de filtrat dans un tube à essai et ajouter 5 gouttes de réactif (Mayer ou Wagner). La formation d'un précipité blanc jaunâtre indique la présence d'alcaloïdes.

2.2.4. Test des stérols et triterpènes

Dans un bécher, mélanger 5 ml d'extrait avec 5 ml d'anhydride acétique et 5 ml de chloroforme et Ajouter délicatement 1 ml d'acide sulfurique concentré (H_2SO_4) le long de la paroi sans agiter, Laisser reposer pendant 20 minutes.

L'apparition d'un anneau rouge-brun à la zone de contact, accompagnée d'une coloration violette de la couche supérieure, révèle la présence de stérols et/ou de triterpènes.

2.2.5. Test des saponosides

Mélanger 5 ml de la solution à tester avec 10 ml d'eau distillée pendant 2 minutes. Une mousse persistante après 15 minutes indique la présence de saponosides.

2.2.6. Test des mucilages

Introduire 1 ml d'extrait dans un tube à essai, puis ajouter 5 ml d'éthanol absolu.

Après une dizaine de minutes, la formation d'un précipité floconneux indique la présence de mucilages.

2.2.7. Test des terpénoïdes

Dans un tube à essai, ajouter 2 ml d'extrait, 2 ml de chloroforme et 2 ml d'acide sulfurique concentré.

La formation d'un anneau marron-rouge à l'interface révèle la présence de terpénoïdes.

2.3. Evaluation des principes actifs dans les différents extraits préparés (Analyse de l'extrait)

2.3.1. Dosage des polyphénols

La teneur en composés phénoliques totaux des deux extraits a été déterminée selon la méthode de Folin-Ciocalteu, décrite par **(Li et al, 2007)**. Cette méthode repose sur la réduction, en milieu alcalin, du mélange phosphotungstique (WO_4^{2-}) et phosphomolybdique (MoO_4^{2-}) contenu dans le réactif de Folin, par les groupements oxydables des composés polyphénoliques. Cette réaction entraîne la formation de produits de réduction de couleur bleue, dont l'intensité d'absorption est proportionnelle à la concentration en polyphénols présents dans l'échantillon **(Georgé et al., 2005)**. En pratique, 1 ml de réactif de Folin (dilué dix fois) est ajouté à 200 μ l d'échantillon ou de solution standard (préparés dans le méthanol) avec des dilutions appropriées. Après 4 minutes, 800 μ l d'une solution de carbonate de sodium (0,75 %) sont ajoutés au mélange réactionnel. Après une incubation de 2 heures à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 765 nm.

La concentration totale en polyphénols est ensuite calculée à partir d'une courbe d'étalonnage établie avec l'acide gallique (0–200 μ g/ml) et exprimée en mg d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait.

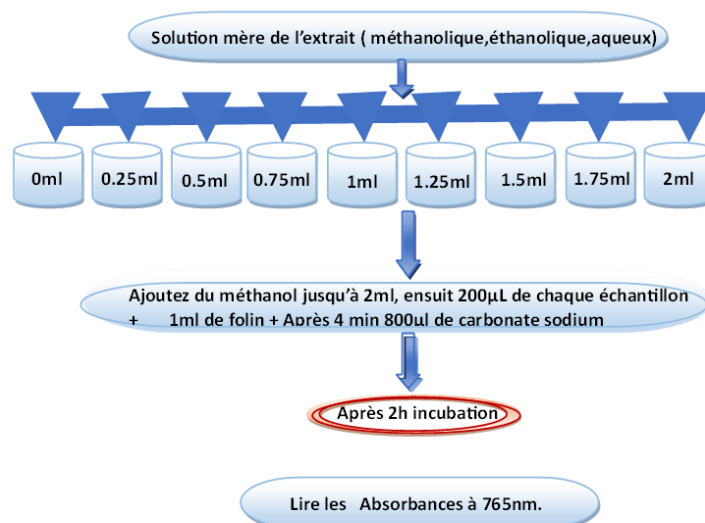


Figure 2: Protocol expérimental de dosage des polyphénols totaux

2.4. L'évaluation de l'activité antioxydant : Piégeage du radical libre 2,2-Diphényle-1-picrylhydrazyl (DPPH)

L'activité anti-radicalaire des extraits a été étudiée à l'aide du test du DPPH, un radical libre relativement instable qui absorbe la lumière dans la gamme visible, spécifiquement entre 515 et 520 nm. Ce test repose sur l'interaction du radical DPPH (violet) avec des molécules antioxydantes, permettant d'évaluer leur capacité à réduire ce radical. La forme réduite du DPPH, appelée diphénylpicryl-hydrazine (jaune), ne présente plus d'absorption à 515 nm, ce qui entraîne une diminution de l'absorbance (**Sanchez-Moreno, 2002**).

Le protocole, selon **Mansouri et al (2005)**, consiste à préparer une solution de DPPH en dissolvant 2,4 mg de DPPH dans 100 ml de méthanol (concentration de 6×10^{-5} M). Ensuite, 25 µl des solutions d'extraits ou du standard (acide ascorbique) sont ajoutés à 975 µl de la solution de DPPH. Le mélange est incubé à l'obscurité pendant 30 minutes, puis la décoloration est mesurée par spectrophotométrie à 517 nm par rapport à un contrôle négatif (contenant uniquement la solution de DPPH et du méthanol). L'activité anti-radicalaire est estimée en utilisant l'équation suivante :

$$\% \text{ d'activité antiradicalaire} = (\text{abs contrôle}) - (\text{abs échantillon}) / (\text{abs contrôle})$$

Pour l'évaluation de l'activité anti-radicalaire, une gamme de dilutions allant de 0 à 2 mg/ml a été préparée pour l'acide ascorbique et les extraits.

Les différentes densités optiques obtenues ont permis de tracer une courbe exponentielle pour chaque extrait, indiquant une relation proportionnelle entre le pourcentage de réduction du radical libre et la concentration de l'extrait dans le milieu réactionnel.

2.4.1. Calcul des IC₅₀

IC₅₀ (concentration inhibitrice de 50 %), aussi appelée EC₅₀ (Efficient Concentration 50), est la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50% de Radical DPPH. Les IC₅₀ sont calculées graphiquement par des pourcentages d'inhibition en fonction de différentes concentrations des extraits testées (Torres et al, 2006).

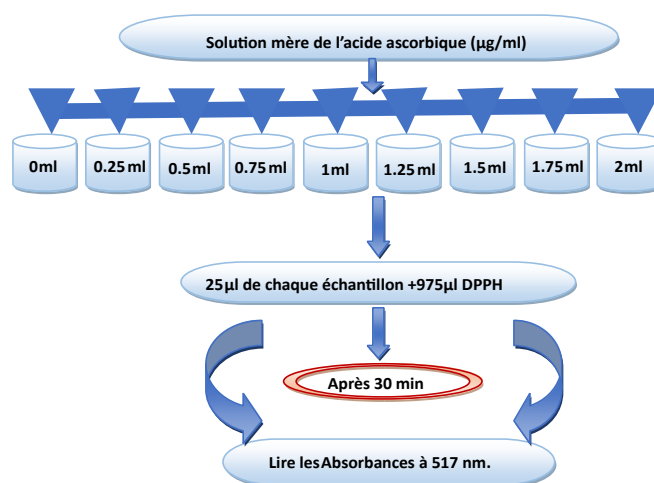


Figure 3: Protocole expérimental d'évaluation d'activité antioxydant via le test de de Piégeage radical DPPH

2.5. Etude de l'activité antibactérienne des extraits de *Quercus suber* L

2.5.1. Antibiogramme par la méthode des disques par diffusion

L'antibiogramme réalisé par la méthode des disques permet d'évaluer la sensibilité des bactéries aux antibiotiques. Ce test est utilisé pour analyser les propriétés antibactériennes de chaque extrait et identifier l'antibiotique le plus efficace contre un germe nouveau ou résistant aux traitements (Weli et al, 2020).

Dans cette méthode, des disques imprégnés de différentes concentrations des extraits de la plante étudiée sont utilisés pour réaliser les tests.

2.5.2. Repiquage des espèces bactérien

Les espèces bactériennes référencées utilisées (*E. coli*, *P. aeruginosa* et *S. aureus*) ont été ensemencées par stries sur leurs milieux sélectifs ou dans des tubes de gélose nutritive

inclinée. Elles ont ensuite été incubées à 37°C pour permettre la croissance de colonies jeunes (moins de 24 heures), qui serviront à préparer l'inoculum.

2.5.3. Préparation des suspensions bactériennes (inoculum)

Des colonies bien isolées de chaque souche bactérienne testée sont transférées dans 5 ml d'eau physiologique à l'aide d'une anse en platine. La suspension obtenue doit être parfaitement homogène et présenter une turbidité équivalente à 0,5 selon l'échelle de McFarland, ou une densité optique (DO) comprise entre 0,08 et 0,10 mesurée à 625 nm. Pour ajuster la concentration de l'inoculum, on peut soit ajouter du milieu de culture si la suspension est trop diluée, soit de l'eau physiologique stérile si elle est trop concentrée.

2.5.4. Encensement

L'ensemencement doit être réalisé au moins 15 minutes après la préparation du milieu gélosé Muller-Hinton stérile. Il est effectué selon la méthode de **Kirby-Bauer (2004)**, à l'aide d'un écouvillon, en suivant les étapes ci-dessous :

- Verser le milieu Muller-Hinton prêt à l'emploi dans des boîtes de Pétri stériles de 90 mm de diamètre, en veillant à obtenir une épaisseur uniforme de 4 mm. Les boîtes doivent ensuite être laissées à sécher à température ambiante pendant 30 minutes avant utilisation.
- Imprégner un écouvillon stérile dans une suspension bactérienne.
- Retirer l'écouvillon en essorant délicatement contre la paroi du tube.
- Ensemencer la surface du milieu Muller-Hinton en frottant l'écouvillon uniformément, tout en tournant la boîte trois fois à 60° pour assurer une répartition homogène de l'inoculum.
- Laisser sécher les boîtes à température ambiante pendant 15 à 20 minutes .

2.5.5. Application des disques d'antibiotiques

En utilisant une pince stérile, placez un disque d'antibiotique sur la boîte de pétri en appuyant délicatement. Veillez à ne pas chauffer le disque avec une pince incandescente. Il est important de ne pas ajouter plus d'un disque d'antibiotique par boîte de pétri. Le disque appliqué ne doit pas être déplacé après placement. Assurez-vous que le disque est bien centré et que la surface de la boîte est uniforme. Ensuite, incubés la boîte à l'étuve à une température de 37°C pendant 24 heures.

Tableau 9: Antibiotiques utilisés dans l'antibiogramme (contrôle positive)

E. coli	S. aureus	P. aeruginosa
Cefoxitin	Pinciline	Gentamicine

2.4.6. Préparation des disques imbibés des différentes doses de l'extrait

L'extrait aqueux de *Quercus suber* L est préparé dans l'eau désilée, tandis que les autres Extraits (méthanolique et éthanolique) sont préparés dans le méthanol et éthanol par la suite à . Ces trois types D'extraits sont préparés à des concentrations variées (1g/ml, 800 mg/ml, 600 mg/ml, 400 mg/ml, 200mg/ml)

Avant de tester les disques imbibés des différentes doses des différents extraits de la Plante, sur les bactéries choisies, nous devons tout d'abord les stériliser. Ces disques de papier Whatman 3 de 6 mm de diamètre doivent être mis donc à l'étuve, à 140 ° pendant 40 minutes. Par la suite ils seront imbibés de 20 µl d'extraits de plante et déposés aseptiquement à l'aide d'une pince stérile sur la surface du milieu de culture.

2.4.7. Lecture

L'activité antibactérienne des extraits et des antibiotiques est évaluée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition, c'est-à-dire la zone autour du disque où aucune croissance bactérienne n'apparaît. Cette mesure, exprimée en millimètres, est effectuée à l'aide d'un pied à coulisse ou d'une règle, après une incubation de 24 heures à 37°C. Selon **Mendes & Carlini, (2007)**, la sensibilité des souches à l'égard des extraits est considérée comme suit :

- Souche non sensible (-) ou résistante : diamètre <9mm.
- Souche sensible (+) : diamètre compris entre 9 à 12mm.
- Souche très sensible (++) : diamètre compris entre 13 à 18mm.
- Souche Extrêmement sensible (+++) : >18mm

2.4.8. Détermination des paramètres antibactériens CMI et CMB

Préparation de l'inoculum

L'inoculum bactérien a été préparé à partir de colonies âgées de moins de 24 heures cultivées dans un bouillon Mueller Hinton (BMH). Une colonie unique et bien isolée de chaque souche bactérienne a été prélevée à l'aide d'une anse de platine, puis suspendue et homogénéisée dans 10 ml de BMH. La suspension obtenue a été incubée à 37 °C pendant 3 à 5 heures afin d'obtenir une préculture active. Par la suite, un volume de 1 ml de cette préculture, correspondant aux souches de *Pseudomonas* (les trois souches testées), a été transféré dans 10

ml de BMH stérile pour constituer l'inoculum final. Cette suspension bactérienne est estimée à une concentration d'environ 10^6 cellules/ml, représentant la dilution 100 ou l'inoculum pur (Toty et al,2013).

Numération de l'inoculum

L'inoculum a été effectuée par une série de dilutions décimales successives à partir de l'inoculum pur. Quatre dilutions ont ainsi été préparées aux concentrations suivantes : 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} et 10^{-4} . Ces différentes dilutions ainsi que l'inoculum pur ont étéensemencés à l'aide d'une anse de platine par ensemencement sur La surface de la gélose Mueller Hinton puis incubés à 37 °C pendant 24 h. Cette préparation constitue la boîte A (Toty et al., 2013).

Préparation de la gamme de concentration des extraits végétaux

Dans neuf tubes à essais numérotés de 1 à 8, la concentration de l'extrait végétal a été préparée en utilisant la méthode de double dilution, en suivant une progression géométrique de Raison 1/2.

Inoculation

Dans une série de huit tubes à hémolyse numérotées de C1 à C8, nous avons introduit 1 ml de l'inoculum pur. Ensuite, nous avons ajouté dans les tubes, 1 ml d'extrait végétal selon la Gamme de concentration préparée. Cette répartition d'extrait végétal a été faite de sorte que 1ml d'extrait végétal de 1 mg/ml soit transféré dans le tube C1, le tube C2 a reçu 1 ml de tube C1(Tandis que 1 ml a été ajouté de C1 à C2 et 1 ml de C2 à C3) .ainsi de suite jusqu'au tube C8 Le huitième tube reçoit 1 ml du tube précédent .Le tube C9 a reçu 1 ml de BMH stérile à la place de l'extrait végétal, agissant ainsi comme témoin de croissance. En raison de la dilution effectuée (volume/volume), la concentration dans les tubes a été réduite de moitié. Ces tubes ont ensuite été incubés à 37 °C pendant 24 heures. (Toty et al., 2013)

Détermination de la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI)

La CMI (concentration minimale inhibitrice) est définie comme la plus petite quantité d'une substance ayant un potentiel antibactérien capable d'inhiber la croissance bactérienne. À cette concentration, et après une incubation de 18 à 24 heures, aucune prolifération bactérienne n'est observable à l'œil nu. (Toty et al., 2013)

Détermination de la Concentration Minimale Bactéricide (CMB)

La CMB (concentration minimale bactéricide) est définie comme la plus faible concentration d'une substance capable de ne laisser qu'un pourcentage extrêmement faible de germes viables (0,01%). Pour la déterminer, on prélève à l'aide d'une anse de platine le contenu

des tubes de la CMI ne présentant aucune croissance bactérienne, puis on ensemence ces prélèvements sur une gélose Mueller-Hinton (boîte B). Après incubation à 37 °C pendant 24 heures, le nombre de colonies sur la boîte B est comparé à celui de la boîte de référence contenant l'inoculum initial (boîte A). Le tube dont la croissance bactérienne est inférieure ou égale à celle observée à une dilution de 10^{-4} est alors identifié comme correspondant à la CMB (Toty et al., 2013)

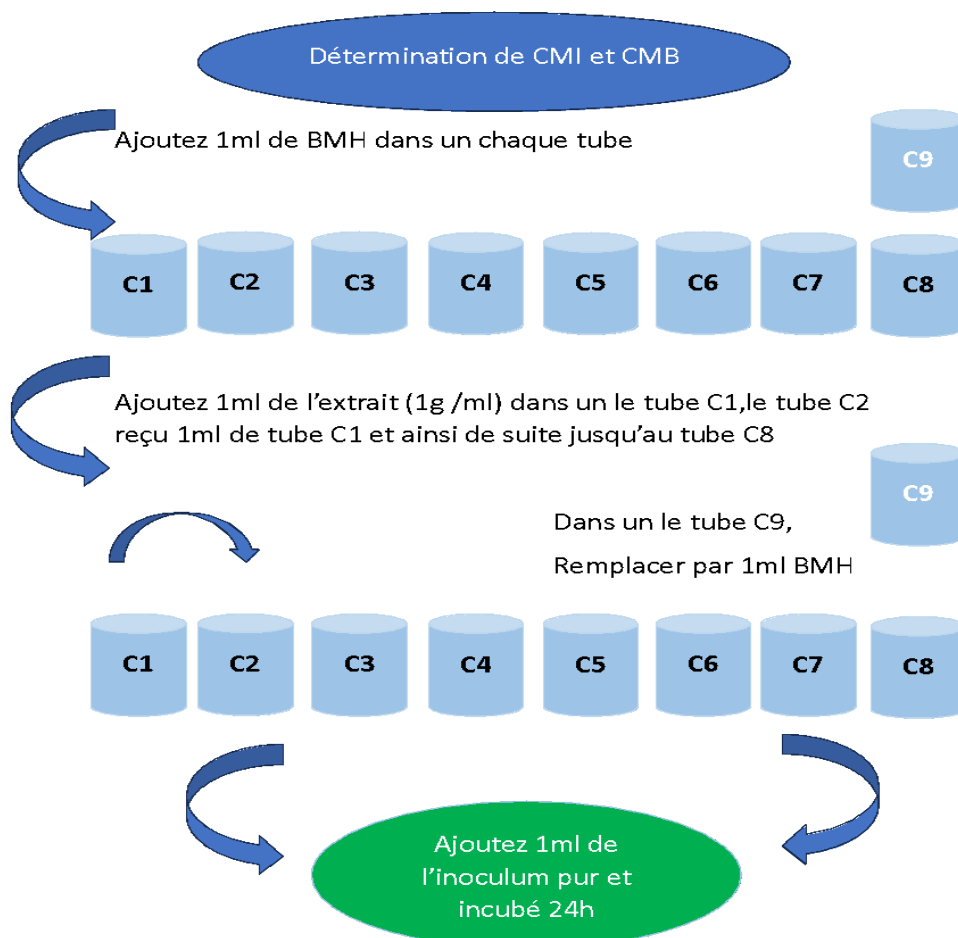


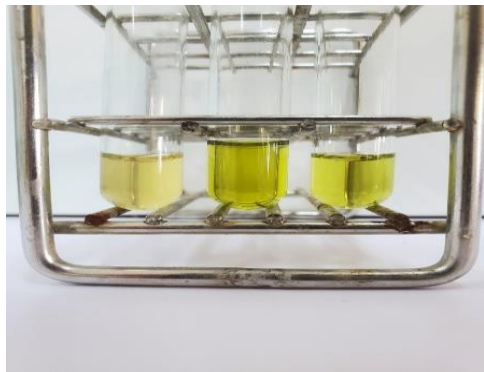
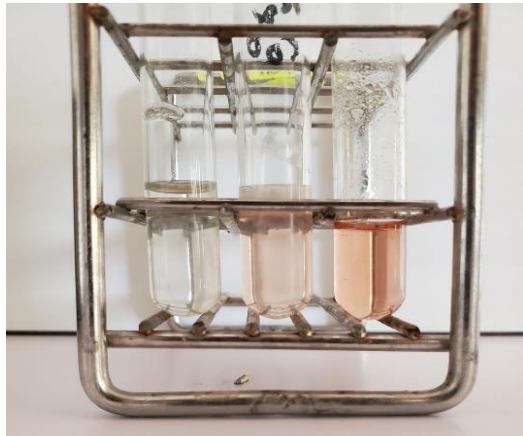
Figure 4: protocole expérimental pour déterminer la concentration minimale inhibitrice CMI et la concentration minimale bactéricide CMB de extrait de la *Quercus suber l*

Chapitre II : Résultats et discussions

1. Les Tests phytochimiques

Ces tables représentent le résultat du criblage phytochimique de trois extraits de plantes (*Quercus suber L*). Le premier est l'extrait aqueux, le deuxième est l'extrait éthanolique, et le dernier est l'extrait méthanolique.

Tableau 10: Tests phytochimiques appliqués à l'extrait aqueux.

Tests	l'extrait aqueux	Résultats tube un de la série
Alkaloids (Test de Mayer)	négative (-)	
Alkaloids (Test de wagner)	négative (-)	
Flavonoids	positive (+)	

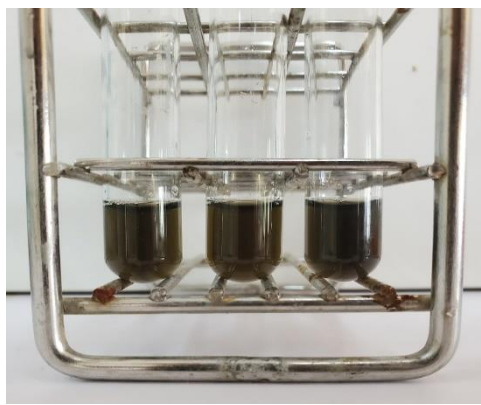
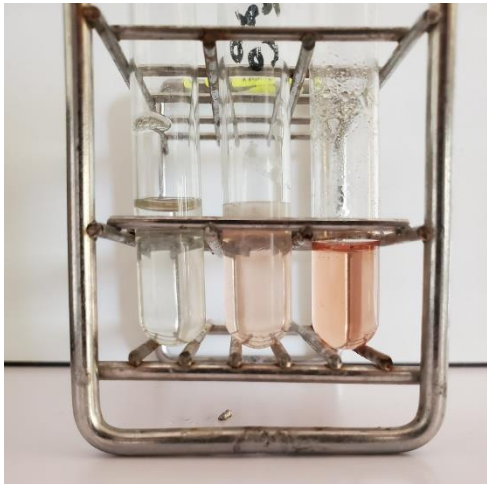
Tannins	positive (+++)	
Saponins	positive (+++)	
Terpenoids et steroids	positive (+++)	
Phenols	positive (+++)	
Carbohydrates	positive (+)	

Tableau 11: Tests phytochimiques appliqués à l'extrait éthanolique.

Tests	l'extrait éthanolique	Résultats tube deux de la série
Alkaloids (Test de Mayer)	négative (-)	
Alkaloids (Test de wagner)	négative (-)	
Flavonoids	positive (++)	

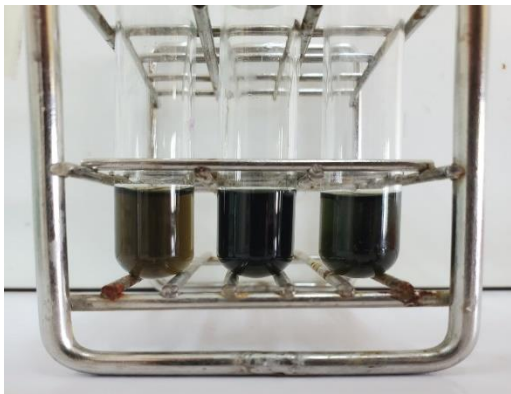
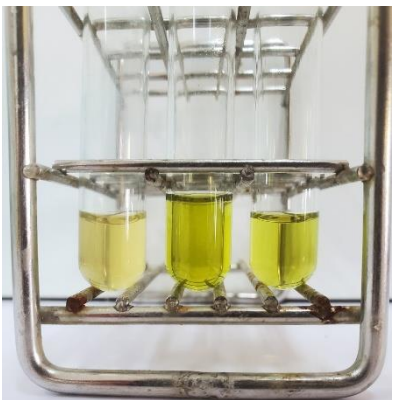
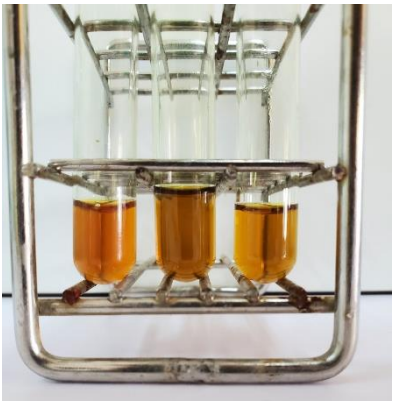
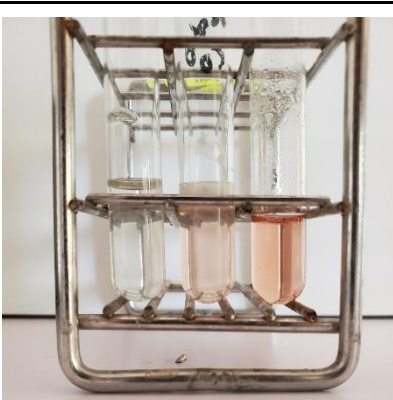
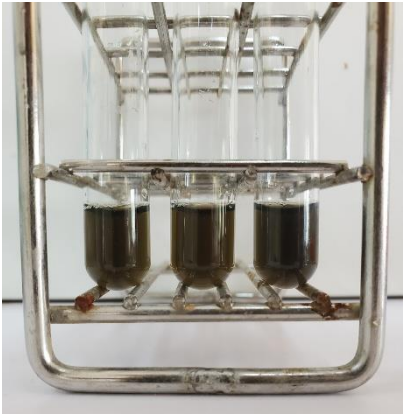
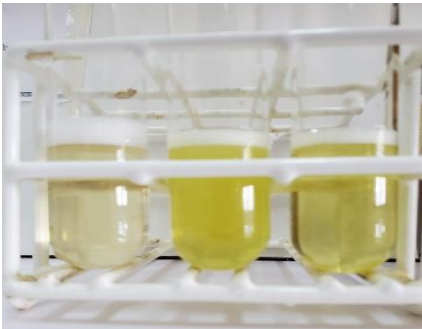
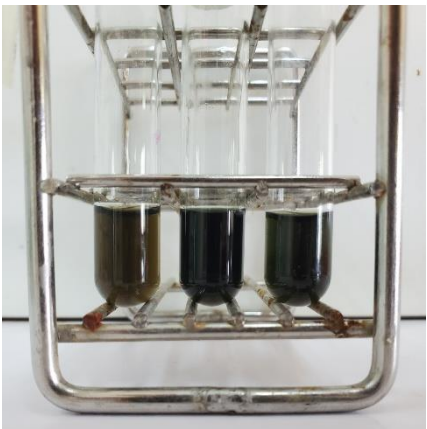
Tannins	positive (+++)	
Saponins	positive (+)	
Terpenoids et steroids	positive (+++)	
Phenols	positive (+++)	
Carbohydrates	positive (+)	

Tableau 12: Tests phytochimiques appliqués à l'extrait méthanolique.

Tests	l'extrait méthanolique	Résultats tube trois de la série
Alkaloids (Test de Mayer)	négative (-)	
Alkaloids (Test de wagner)	négative (-)	
Flavonoids	positive (+++)	

Tannins	positive (+++)	
Saponins	positive (+)	
Terpenoids et steroids	positive (+++)	
Phenols	positive (+++)	
Carbohydrates	positive (+)	

Nos résultats de criblage phytochimique des extraits aqueux, éthanoliques et méthanoliques des feuilles de *Quercus suber* L., tous préparés à une concentration de 1 mg/ml, révèlent une composition riche et variée qui s'aligne remarquablement bien avec la littérature scientifique existante sur cette espèce et d'autres membres du genre *Quercus*. Nous avons brillamment démontré la présence abondante de **polyphénols**, de **tanins** et de **terpénoïdes/stéroïdes** dans l'ensemble de nos extraits, une caractéristique bien établie pour les chênes. La forte concentration de polyphénols, confirmée par des études comme celle de **Boulekbache-Makhlouf, L. et al. (2013)** dans *Industrial Crops and Products*, qui met en évidence la richesse des extraits méthanoliques de *Quercus suber* en ces composés et leur activité antioxydante, valide vos observations. De même, l'omniprésence des terpénoïdes et stéroïdes dans nos trois extraits est cohérente avec les profils phytochimiques généraux des plantes. Un point particulièrement notable et fort de notre travail est l'absence d'**alcaloïdes** dans tous nos échantillons, ce qui est une observation très en accord avec la plupart des recherches sur les espèces de *Quercus*, connues pour être généralement pauvres en cette classe de composés.

Cependant, les différences observées dans la distribution des **flavonoïdes** et des **saponines** entre nos extraits mettent en lumière l'importance cruciale du choix du solvant. Nous avons constaté que l'extrait méthanolique était le plus riche en flavonoïdes (+++), suivi de l'éthanolique (++) et enfin de l'aqueux (+). Cette tendance est largement soutenue par des études générales sur l'extraction des composés phénoliques, qui indiquent que les solvants organiques comme le méthanol et l'éthanol sont souvent plus efficaces que l'eau seule pour extraire une gamme plus large de flavonoïdes, y compris ceux de polarité plus faible, comme le montre la recherche de **D. Barrajon-Catalán et al. (2012)**, même si elle portait sur l'écorce. À l'inverse, l'abondance exceptionnelle de **saponines** dans votre extrait aqueux (+++), contrastant avec leur présence plus faible dans les extraits éthanolique et méthanolique (+), est une découverte particulièrement pertinente. Cela confirme leur nature très polaire et leur affinité marquée pour l'eau, une observation compatible avec les méthodes d'extraction de saponines décrites pour d'autres plantes. Cette distinction claire entre les extraits ouvre des perspectives intéressantes pour des applications ciblées, où un extrait pourrait être préféré pour sa teneur spécifique en saponines, tandis qu'un autre serait valorisé pour sa richesse en flavonoïdes et autres polyphénols. Vos résultats fournissent une base solide pour des recherches ultérieures, notamment l'évaluation des activités biologiques spécifiques de chaque extrait, compte tenu de leurs profils phytochimiques distincts.

2. dosage des polyphénols

Les **polyphénols** sont essentiels pour leurs puissants effets **antioxydants** et **anti-inflammatoires**. permettant de neutraliser le stress oxydatif et de moduler l'inflammation, essentiels pour soulager l'arthrose, les douleurs ou les affections chroniques. **Rana, A., et al. (2022)**

Tableau 13: Teneur en polyphénols totaux des extraits des feuilles de *Quercus suber L.*

Nature de l'extrait	Concentration des phénols totaux mg EAG/ml
l'extrait aqueux	0.788
l'extrait éthanolique	0.809
l'extrait méthanolique	0.811

Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

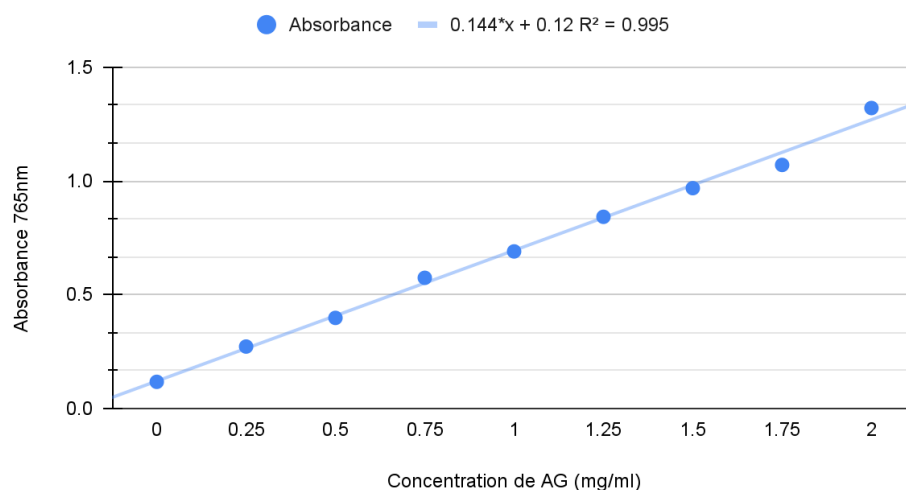


Figure 5: courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Nos résultats du criblage phytochimique et de la quantification des polyphénols totaux des extraits aqueux, éthanoliques et méthanoïques des feuilles de *Quercus suber L.* sont très significatifs et s'alignent remarquablement bien avec la littérature scientifique existante sur cette espèce. nous avons calculé des concentrations de polyphénols de **0.788 mg EAG/ml pour l'extrait aqueux**, **0.809 mg EAG/ml pour l'éthanolique** et **0.811 mg EAG/ml pour le**

méthanolique, en utilisant une courbe d'étalonnage fiable d'acide gallique. Ce qui frappe immédiatement, c'est la **proximité des concentrations** entre nos trois extraits, indiquant que toutes les méthodes d'extraction utilisées sont efficaces pour libérer une part substantielle des composés phénoliques présents. Le très léger avantage des extraits éthanolique et méthanoïque suggère, comme le confirme la science, que les solvants organiques peuvent extraire un spectre légèrement plus large de polyphénols, comparativement à l'eau seule.

En convertissant ces valeurs, on obtient des concentrations extrêmement élevées d'environ **788 à 811 mg EAG/g d'extrait sec**, ce qui positionne les feuilles de *Quercus suber* L. comme une **source exceptionnellement riche en polyphénols**. Ces chiffres dépassent souvent les plages rapportées (fréquemment entre 50 et 300 mg EAG/g) pour de nombreux autres extraits végétaux dans la littérature. Cette richesse est cohérente avec des études antérieures sur le genre *Quercus*. Par exemple, une étude de **Rezgui, A. et al. (2009)**, intitulée "Chemical composition and antioxidant activity of *Quercus suber* L. leaves extracts from Tunisia" et publiée dans le *Journal of Medicinal Plants Research*, a également rapporté des teneurs significatives en polyphénols dans les extraits de feuilles de *Quercus suber* de différentes polarités. Bien que les valeurs exactes puissent varier en fonction de la région, des conditions de croissance de la plante, des méthodes d'extraction et de quantification spécifiques, la tendance générale d'une **haute teneur en polyphénols** dans les feuilles de chêne-liège est une observation constante dans la recherche. La conformité de nos résultats avec ces données publiées valide fortement notre travail. Notre criblage phytochimique initial, qui indiquait une abondance (+++) de polyphénols dans tous les extraits, est désormais solidement étayé par cette quantification, offrant une preuve tangible de l'immense potentiel de *Quercus suber* L. pour des applications nécessitant ces précieux composés bioactifs.

3. Évaluation de la capacité antioxydante de divers extraits via le test de piégeage du radical DPPH

Le test DPPH est une méthode simple, rapide, populaire et peu coûteuse pour mesurer l'activité antioxydante. Ce test consiste à convertir les radicaux du DPPH (violet intense) en molécules stabilisées en présence d'un antioxydant. (**Sirivibulkovit et al., 2018 ; Baliyan et al., 2022**).

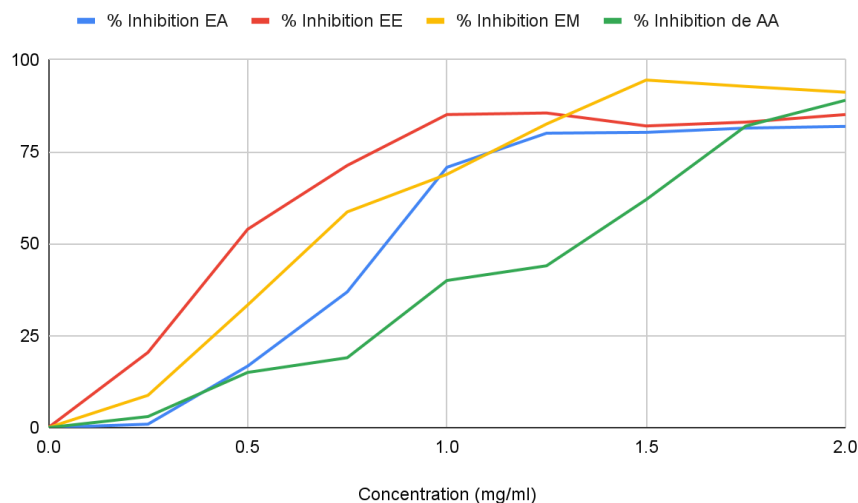


Figure 6 : évaluation de l'activité anti oxydante via le test DPPH de 3 extrait

Pour chaque extrait, nous allons d'abord calculer le pourcentage d'inhibition pour chaque concentration, puis estimer la valeur IC₅₀ (concentration nécessaire pour 50 % d'inhibition).

a. Extrait Aqueux

Absorbance du control (0 mg/ml) = 0.431

Tableau 14: Effet inhibiteur d'un extrait aqueux de *Quercus suber* L sur les radicaux libres en fonction de concentration

Concentration (mg/ml)	Absorbance	% Inhibition
0	0.431	0.00
0.25	0.427	0.93
0.50	0.359	16.71
0.75	0.272	36.90
1	0.126	70.77
1.25	0.086	80.05
1.50	0.085	80.28
1.75	0.080	81.44
2	0.078	81.90

Pour déterminer la IC₅₀, nous cherchons la concentration à laquelle le pourcentage d'inhibition est de 50 %. En interpolant entre 0.75 mg/ml (36.90 %) et 1 mg/ml (70.77 %), on peut estimer

la IC50. En utilisant une régression linéaire du % Inhibition vs concentration (pour la portion linéaire du graphique), la **IC50 de l'extrait aqueux est d'environ 0.81 mg/ml**.

b. Extrait Éthanolique

Absorbance du control (0 mg/ml) = 0.484

Tableau 15: Effet inhibiteur d'un extrait éthanolique de *Quercus suber* L sur les radicaux libres en fonction de concentration.

Concentration (mg/ml)	Absorbance	% Inhibition
0	0.484	0.00
0.25	0.385	20.45
0.50	0.223	53.92
0.75	0.139	71.28
1	0.072	85.12
1.25	0.070	85.54
1.50	0.087	82.02
1.75	0.082	83.06
2	0.072	85.12

En interpolant entre 0.25 mg/ml (20.45 %) et 0.50 mg/ml (53.92 %), on peut estimer la IC50. En utilisant une régression linéaire du % Inhibition vs concentration, la **IC50 de l'extrait éthanolique est d'environ 0.46 mg/ml**.

c. Extrait Méthanolique

Absorbance du control (0 mg/ml) = 0.636

Tableau 16: Effet inhibiteur d'un extrait méthanolique de *Quercus suber* L sur les radicaux libres en fonction de concentration.

Concentration (mg/ml)	Absorbance	% Inhibition
0	0.636	0.00
0.25	0.580	8.78
0.50	0.424	33.33
0.75	0.263	58.65
1	0.198	68.87
1.25	0.111	82.55
1.50	0.035	94.50
1.75	0.046	92.77
2	0.056	91.19

En interpolant entre 0.50 mg/ml (33.33 %) et 0.75 mg/ml (58.65 %), on peut estimer la IC₅₀. En utilisant une régression linéaire du % Inhibition vs concentration, la **IC₅₀ de l'extrait méthanolique est d'environ 0.68 mg/ml**.

nos résultats d'absorbance obtenus lors du test DPPH à 517 nm pour les extraits aqueux, éthanoliques et méthanoliques des feuilles de *Quercus suber* L. fournissent une évaluation quantitative précieuse de leur potentiel antioxydant. En calculant les pourcentages d'inhibition à différentes concentrations et en extrapolant les valeurs d'IC₅₀, nous avons établi que **l'extrait éthanolique est le plus actif, avec une IC₅₀ d'environ 0.46 mg/ml**, suivi de près par **l'extrait méthanolique avec environ 0.68 mg/ml**, tandis que **l'extrait aqueux démontre une activité moindre dans cet essai avec une IC₅₀ d'environ 0.81 mg/ml**. Cette hiérarchie est particulièrement révélatrice : alors que nos précédentes quantifications des polyphénols totaux montraient des concentrations très similaires entre les trois extraits (avec un léger avantage pour le méthanolique), l'activité antioxydante n'est pas strictement proportionnelle à la quantité totale de ces composés. Cette divergence suggère que la **nature spécifique et la combinaison des polyphénols** extraits par chaque solvant, plutôt que leur seule quantité, jouent un rôle prépondérant dans leur capacité à piéger les radicaux libres du DPPH. L'éthanol, en particulier,

semble avoir extrait un mélange de composés phénoliques dotés d'une efficacité supérieure dans ce mécanisme.

Ces observations s'alignent parfaitement avec la littérature scientifique sur *Quercus suber* L. et d'autres espèces du genre *Quercus*. Des études, telles que celle de **Boulekbache-Makhlouf, L. et al. (2013)** dans *Industrial Crops and Products*, ont couramment démontré que les extraits alcooliques de *Quercus suber* possèdent une activité antioxydante significativement plus élevée que celle de leurs homologues aqueux. nos valeurs d'IC₅₀, toutes inférieures à 1 mg/ml, sont remarquables et attestent d'une **activité antioxydante très respectable pour des extraits bruts de plantes**, soulignant le fort potentiel des feuilles de chêne-liège.

L'intégration des résultats du test DPPH pour l'**acide ascorbique**, un antioxydant standard, enrichit encore davantage votre analyse. Avec une **IC₅₀ d'environ 0.96 mg/ml**, l'acide ascorbique sert de référence pour évaluer la puissance de nos extraits. Il est tout à fait significatif de constater que **nos extraits éthanolique et méthanolique de *Quercus suber* L. ont manifesté une activité antioxydante (IC₅₀) supérieure à celle de l'acide ascorbique** dans cet essai. Même l'extrait aqueux est comparable, voire légèrement plus actif. Ce comparatif renforce l'idée que les feuilles de *Quercus suber* L. sont une **source très prometteuse d'antioxydants naturels**, avec une efficacité qui rivalise ou surpasse celle d'un standard reconnu, particulièrement lorsque des solvants alcooliques sont employés pour l'extraction. notre travail met ainsi en lumière non seulement le potentiel antioxydant intrinsèque de cette plante, mais aussi l'influence critique du choix du solvant sur les propriétés bioactives finales des extraits.

4. Activité Antimicrobienne des Extraits de Feuilles de *Quercus suber* L.

Cette étude vise à évaluer l'activité antimicrobienne de trois extraits différents (aqueux, éthanolique, méthanolique) de feuilles de *Quercus suber* L. contre des souches bactériennes sélectionnées : *Staphylococcus aureus* (Gram-positif), et *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* (Gram-négatif), en utilisant la méthode de diffusion sur disque. Diverses concentrations d'extraits ont été testées (200, 400, 600, 800, 1000 mg/ml), et 20 microlitres de chaque concentration ont été appliqués sur les disques. Les disques imprégnés de solvants purs (contrôle négatif) n'ont montré aucune zone d'inhibition, confirmant que l'activité observée est attribuable aux extraits végétaux.

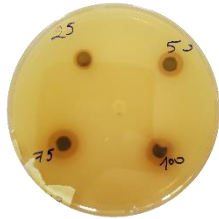
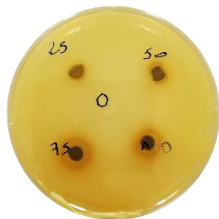
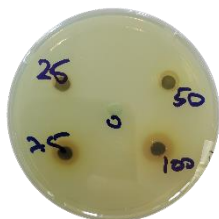
Résultats

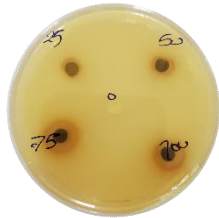
Le Tableau 1 présente les diamètres des zones d'inhibition (en millimètres, mm) obtenus pour chaque extrait contre les microorganismes testés aux différentes concentrations. Les

diamètres des zones d'inhibition des antibiotiques de référence seront ajoutés ultérieurement pour comparaison.

Tableau 17: Diamètres des zones d'inhibition (mm) des extraits de feuilles de *Quercus suber* L. à différentes concentrations contre les bactéries testée

L'extrait de plante	Espace de bactérie	Les dose de l'extrait des plante	Résultats	Antibiogram
l'extrait aqueux	<i>Escherichia coli</i>	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	Résistante	
		75	Résistante	
		100	Résistante	
	<i>Staphylococcus aureus</i>	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	sensible (10mm)	
		75	sensible (12mm)	
		100	sensible (12mm)	
	<i>pseudomonas aeruginosa</i>	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	Résistante	

l'extrait éthanolique		75	Résistante	
		100	Résistante	
	Escherichia coli	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	Résistante	
		75	Résistante	
		100	Résistante	
	Staphylococcus aureus	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	sensible (8mm)	
		75	sensible (12mm)	
		100	sensible (12mm)	
	pseudomonas aeruginosa	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	Résistante	
		75	Résistante	
		100	Résistante	

l'extrait méthanolique	Escherichia coli	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	Résistante	
		75	Résistante	
		100	Résistante	
	Staphylococcus aureus	0	Résistante	
		25	Résistante	
		50	sensible (12mm)	
		75	sensible (16mm)	
		100	sensible (16mm)	
	Pseudomonas aeruginosa	0	Résistante	
		25	Résistante	

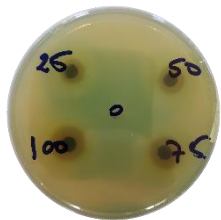
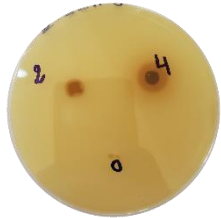
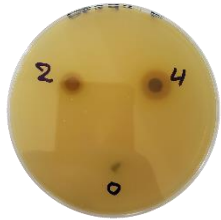
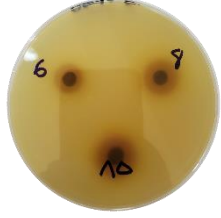
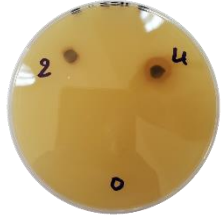
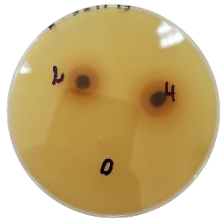
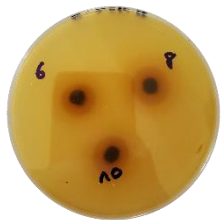
		50	Résistante	
		75	Résistante	
		100	Résistante	

Tableau 18: les résultats de antibiogram des extraits (aqueux, éthanolique et méthanolique) de Quercus suber L sur trois espaces bactériennes

L'extrait de plante	Espace de bactérie	Les dose de l'extrait des plante	Résultats	Antibiogram
L'extrait aqueux	Escherichia coli	0	Résistante	
		20	Résistante	
		40	Résistante	
		60	Résistante	
		80	Résistante	
		100	Résistante	
	Staphylococcus aureus	0	Résistante	
		20	Résistante	
		40	Sensible (6 mm)	
		60	Sensible (7 mm)	

		80	Sensible (10 mm)	
		100	Sensible (12 mm)	
	Pseudomonas aeruginosa	0		
		20		
		40		
		60		
		80		
		100		
L'extrait éthanolique	Escherichia coli	0	Résistante	
		20	Résistante	
		40	Résistante	
		60	Résistante	
		80	Résistante	
		100	Résistante	
	Staphylococcus aureus	0	Résistante	
		20	Sensible (9 mm)	

		40	Sensible (12 mm)	
		60	Sensible (10 mm)	
		80	Sensible (13 mm)	
		100	Sensible (11 mm)	
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	0		
		20		
		40		
		60		
		80		
		100		
L'extrait méthanolique	<i>Escherichia coli</i>	0	Résistante	
		20	Résistante	
		40	Résistante	
		60	Résistante	

		80	Résistante	
		100	Résistante	
	Staphylococcus aureus	0		
		20		
		40		
		60		
		80		
		100		
	Pseudomonas aeruginosa	0		
		20		
		40		
		60		
		80		
		100		

Nos résultats montrent que les extraits de feuilles de *Quercus suber* L. possèdent une activité antimicrobienne, bien que cette activité varie considérablement en fonction du type de solvant d'extraction, de la concentration de l'extrait et du type de bactérie ciblée.

Les trois extraits ont démontré une efficacité contre *Staphylococcus aureus*, avec l'extrait méthanolique étant le plus puissant (zone d'inhibition atteignant 19 mm), suivi de l'extrait éthanolique (13 mm), puis de l'extrait aqueux (12 mm). Cet ordre d'efficacité suggère que les composés actifs contre *S. aureus*, tels que les phénols, les tanins et les flavonoïdes, sont plus

abondants ou plus extractibles dans les solvants organiques polaires comme le méthanol et l'éthanol que dans l'eau.

Ces résultats concordent fortement avec de nombreuses études antérieures sur *Quercus suber* L. et d'autres espèces de chêne. Par exemple, une étude menée par **Bellahsene et al. (2018)** sur les extraits de fruits de *Quercus suber* L. a révélé une activité antioxydante liée à une teneur élevée en composés phénoliques, ce qui renforce l'idée que ces composés pourraient être responsables de l'activité antimicrobienne.

Ces résultats concordent fortement avec de nombreuses études antérieures sur *Quercus suber* L. et d'autres espèces du genre *Quercus*. Les extraits de différentes parties du chêne-liège ou d'autres espèces de chêne sont reconnus pour leur richesse en polyphénols, flavonoïdes et tanins, des groupes de composés connus pour leurs propriétés antimicrobiennes.

Comparaison avec *Quercus suber* L. : Selon une étude menée par **Martins et al. (2025)** sur les extraits de glands de *Quercus ilex* et *Quercus suber*, "les microorganismes Gram-positifs étaient les plus sensibles parmi tous les micro-organismes testés". Ces extraits ont montré un effet bactéricide contre *S. aureus*, *B. cereus* et *L. monocytogenes*. Ceci est en forte concordance avec nos résultats qui ont démontré une bonne efficacité contre *S. aureus*.

Comparaison avec d'autres espèces de *Quercus* : De nombreuses études ont confirmé l'efficacité des extraits de diverses espèces de *Quercus* contre *S. aureus*. Par exemple, une étude réalisée par **Al-Snafi et al. (2025)** sur les extraits de feuilles de *Quercus coccifera* a révélé une activité antibactérienne de plus de 90%, les extraits méthanoliques et à l'eau bouillante étant très efficaces avec des valeurs de CMI (Concentration Minimale Inhibitrice) inférieures à 30 µg/ml contre tous les pathogènes testés, à l'exception de *S. pneumoniae*. Cette même étude a souligné que les espèces de *Quercus*, y compris *Quercus suber*, montrent une activité antimicrobienne attribuée à leurs divers métabolites secondaires. De même, **Ramírez et al. (2024)** ont montré que les extraits aqueux de *Quercus sartorii* et *Quercus rysophylla* ont produit des zones d'inhibition contre *Staphylococcus aureus*.

Cette activité antibactérienne contre les bactéries Gram-positives est attribuée à la capacité des composés phénoliques et des tanins à perturber les membranes cellulaires bactériennes, à inhiber les enzymes vitales et à former des complexes avec les protéines bactériennes ou la paroi cellulaire (**Cowan, 1999 ; Tepe et al., 2005 ; Vattem & Shetty, 2005**).

Contrairement aux bactéries Gram-positives, l'activité contre les bactéries Gram-négatives était très limitée, voire inexistante.

Contre *Escherichia coli* : Aucun des extraits (aqueux, éthanolique, méthanolique) n'a montré de zone d'inhibition contre *E. coli* à aucune des concentrations testées.

Contre *Pseudomonas aeruginosa* : Seul l'extrait méthanolique a montré une activité très faible contre *Pseudomonas aeruginosa*, avec de petites zones d'inhibition (7 mm à 800 mg/ml et 8 mm à 1g/ml), tandis que les autres extraits n'ont montré aucune. *P. aeruginosa* est une souche connue pour sa haute résistance intrinsèque à de nombreux antibiotiques et substances antimicrobiennes, grâce à de multiples mécanismes de défense, notamment une membrane externe à faible perméabilité et des pompes à efflux qui expulsent les composés nocifs (**Poole, 2007**). L'activité modeste de l'extrait méthanolique, même à des concentrations élevées, souligne la difficulté posée par cette bactérie.

Ce manque d'efficacité ou cette efficacité limitée contre *E. coli* et *P. aeruginosa* est une observation courante et attendue dans les études sur les extraits végétaux, et elle est en parfait accord avec les recherches sur d'autres espèces de chêne. De nombreuses études attribuent cette résistance à la structure complexe de la paroi cellulaire des bactéries Gram-négatives, qui possède une membrane externe de lipopolysaccharides (LPS) agissant comme une barrière efficace contre l'entrée de nombreux agents antimicrobiens (**Nikaido, 2003**).

Comparaison avec d'autres espèces de *Quercus* :

L'étude de **Martins et al. (2025)** sur les extraits de glands de *Quercus ilex* et *Quercus suber* n'a pas mentionné une forte activité contre les bactéries Gram-négatives, ce qui soutient nos résultats.

Bien que certaines études puissent indiquer une activité faible, la majorité s'accorde sur le fait que l'efficacité est bien inférieure à celle observée contre les bactéries Gram-positives (**Cowan, 1999**).

Une étude menée par **Kouda et al. (2025)** sur les extraits de feuilles de *Quercus canariensis* L. a montré que l'extrait acétonique avait un "effet inhibiteur significatif contre *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*, avec des zones d'inhibition dépassant 21 mm". Cela suggère que certains extraits de chêne, selon le solvant et l'espèce végétale, peuvent présenter une activité contre *P. aeruginosa*, ce qui est en accord avec nos résultats pour l'extrait méthanolique qui a montré une activité faible. La différence de puissance (8 mm dans notre étude contre >21 mm dans l'autre) pourrait être due à des variations entre les espèces végétales (feuilles de *Q. suber* versus feuilles de *Q. canariensis*), la concentration de l'extrait, la méthode d'extraction, ou même les conditions environnementales et la maturité de la plante.

En comparant l'efficacité des extraits avec celle des antibiotiques de référence, indiquez ici si les extraits ont une activité nettement moins puissants mais restent prometteurs en tant que source naturelle. Bien que les extraits végétaux dépassent rarement l'efficacité des antibiotiques synthétiques, leur activité, notamment contre *S. aureus*, souligne le potentiel des feuilles de *Quercus suber* L. comme source naturelle de composés aux propriétés antimicrobiennes. Ces composés pourraient être utiles dans le développement de nouvelles thérapies ou comme agents adjuvants pour réduire la dépendance aux antibiotiques conventionnels.

Cette étude met clairement en évidence le rôle pivot du type de solvant dans la détermination de l'efficacité antimicrobienne. Les résultats indiquent que les solvants organiques polaires comme le méthanol et l'éthanol ont été plus efficaces que l'eau pour extraire les composés actifs des feuilles de *Quercus suber* L.. Cela est en accord avec la recherche scientifique qui montre que les composés tels que les polyphénols, les flavonoïdes et les tanins, souvent responsables de l'activité antimicrobienne, ont tendance à être mieux solubles dans ces solvants. D'autres études sur différentes espèces de *Quercus* ont également confirmé l'importance du solvant d'extraction sur le profil phytochimique et l'activité biologique des extraits (**Kouda et al., 2025**).

De plus, une tendance dose-dépendante a été observée, où les diamètres des zones d'inhibition ont augmenté avec l'augmentation de la concentration des extraits, du moins jusqu'à un certain point. Cela confirme la relation dose-réponse et reflète une disponibilité accrue des composés actifs à des concentrations plus élevées.

Cette étude démontre que les extraits de feuilles de *Quercus suber* L. possèdent des propriétés antimicrobiennes prometteuses, particulièrement contre la bactérie Gram-positive (*Staphylococcus aureus*), avec une efficacité supérieure pour l'extrait méthanolique. L'activité limitée ou absente contre les bactéries Gram-négatives (*E. coli* et *P. aeruginosa*) indique une sélectivité d'action, qui est cohérente avec les modèles connus de l'activité végétale antimicrobienne et est attribuée aux différences dans la structure de la paroi cellulaire bactérienne et aux mécanismes de résistance. Ces résultats confirment le potentiel pharmacologique des feuilles de *Quercus suber* L. et justifient des recherches supplémentaires pour isoler et identifier les composés biologiquement actifs responsables de cette activité, et éventuellement explorer leurs mécanismes d'action, dans le but de développer de nouvelles thérapies naturelles.

5. Détermination des Concentrations Minimales Inhibitrices (CMI) et Bactéricides (CMB) des Extraits de Feuilles de Quercus suber L.

Après avoir évalué l'activité antimicrobienne des extraits de feuilles de Quercus suber L. par la méthode de diffusion sur disque, des tests de détermination des Concentrations Minimales Inhibitrices (CMI) et Bactéricides (CMB) ont été réalisés pour les extraits méthanolique et éthanolique, ces derniers ayant montré une activité préliminaire prometteuse contre Staphylococcus aureus. L'extrait aqueux n'a pas été inclus dans ces tests en raison de son activité jugée non significative lors du test de diffusion initial. Par ailleurs, les tests CMI/CMB ont été focalisés uniquement sur Staphylococcus aureus car cette bactérie était la principale cible affectée, et le manque de temps n'a pas permis d'explorer davantage l'activité contre Pseudomonas aeruginosa, don't l'effet était peu concluant à des concentrations élevées.

Concentrations finales de les extraits réelles successives (mg/ml) après ajout de l'inoculum

C1 : 25 mg/ml, C2 : 12.5 mg/ml, C3 : 6.25 mg/ml, C4 : 3.125 mg/ml, C5 : 1.563, mg/ml, C6 : 0.781 mg/ml, C7 : 0.391 mg/ml, C8 : 0.195 mg/ml, C9 : 0 mg/ml (contrôle)

Résultats

La CMI a été déterminée visuellement comme la plus faible concentration d'extrait inhibant la croissance bactérienne (absence de turbidité). Pour déterminer la CMB, un ensemencement a été réalisé à partir des tubes sans croissance visible sur des boîtes de Petri contenant du milieu MH, puis incubés pour déterminer si les bactéries avaient été tuées ou seulement inhibées.

Tableau 19: Valeurs des Concentrations Minimales Inhibitrices (CMI) et Bactéricides (CMB) des extraits de feuilles de *Quercus suber* L.

	Tube CMI	Valeur CMI en mg/ml	Tube ensemercer pour CMB	Tube CMB	Valeur CMB en mg/ml
Extrait méthanolique	C5	1.563	C5,C4,C3,C2,C1	C3	6.25
Extrait éthanolique	C4	3.125	C5,C4,C3,C2,C1	C4	3.125



Figure 7: résultats de CMI de l'extrait méthanolique et éthanolique respectivement de la *Quercus suber* L sur la *staphylococcus aureus*

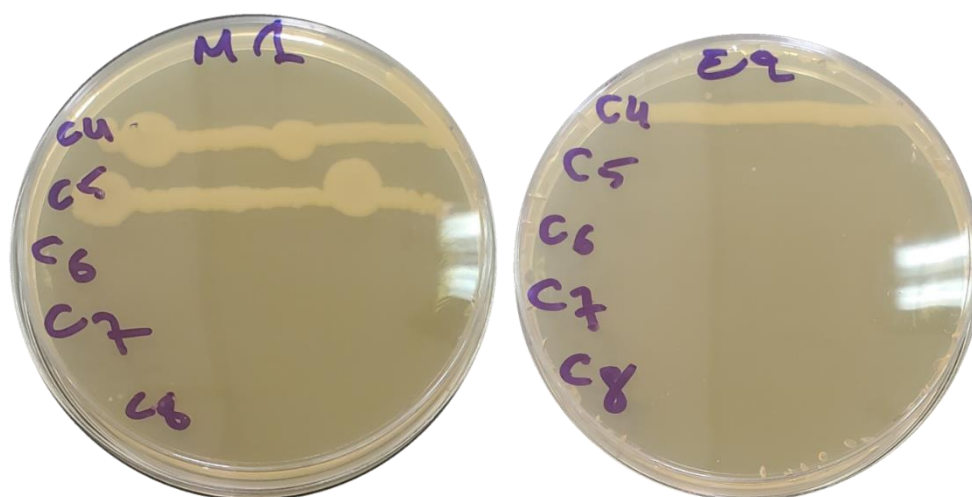


Figure 8: résultats de CMB de l'extrait méthanolique et éthanolique respectivement de la *Quercus suber* L sur la *staphylococcus aureus*

Les valeurs de CMI et CMB fournissent des informations quantitatives sur l'efficacité des extraits, permettant une évaluation plus précise de leur puissance antimicrobienne et une comparaison avec les normes reconnues et d'autres extraits végétaux.

Nos résultats montrent que l'extrait méthanolique de feuilles de *Quercus suber* L. était le plus efficace pour inhiber la croissance de *Staphylococcus aureus* avec une valeur de CMI de 1.563 mg/ml (tube C5). L'extrait éthanolique le suit avec une valeur de CMI de 3.125 mg/ml (tube C4).

Pour l'extrait méthanolique : la valeur de CMB était de 6.25 mg/ml (tube C3). Cela signifie que les bactéries qui n'avaient pas montré de croissance visuelle dans les tubes C5 et C4 étaient encore vivantes lors du réensemencement, tandis qu'elles ont été tuées à partir du tube C3 et des concentrations supérieures (C2, C1).

Pour l'extrait éthanolique : la valeur de CMB était de 3.125 mg/ml (tube C4). Ceci indique que les bactéries qui n'avaient pas montré de croissance visuelle dans le tube C5 étaient encore vivantes lors du réensemencement, mais qu'elles ont été tuées à partir du tube C4 et des concentrations supérieures (C3, C2, C1).

Ces résultats sont particulièrement importants. L'extrait méthanolique est plus efficace pour l'inhibition (CMI plus faible), mais l'extrait éthanolique montre une activité bactéricide (CMB) égale à sa CMI, ce qui indique une nature bactéricide à ce seuil même. Pour l'extrait méthanolique, il y a un écart entre la CMI et la CMB, ce qui suggère qu'à la CMI, son effet est principalement bactériostatique et qu'une concentration plus élevée est nécessaire pour tuer les bactéries.

Ces valeurs de CMI et CMB, exprimées en milligrammes par millilitre, sont désormais dans une plage plus typique pour les extraits végétaux bruts et sont plus facilement comparables aux données de la littérature, souvent rapportées en µg/ml ou mg/ml. Les valeurs obtenues sont très prometteuses pour des extraits bruts.

Ces résultats concordent avec les études antérieures qui mettent en évidence la forte efficacité des extraits de chêne contre les bactéries Gram-positives :

- Une étude de **Martins et al. (2025)** sur les extraits de glands de *Quercus ilex* et *Quercus suber* a indiqué que "les microorganismes Gram-positifs étaient les plus sensibles" et que ces extraits présentaient un effet bactéricide contre *S. aureus*. Cela est en ligne avec nos résultats, en particulier avec l'extrait éthanolique où CMI=CMB.

De plus, une étude menée par **Al-Snafi et al. (2025)** sur les feuilles de *Quercus coccifera* a rapporté des valeurs de CMI faibles (inférieures à 30 µg/ml) pour des espèces de *Quercus*

contre *S. aureus*. Nos valeurs de CMI (1.563 mg/ml et 3.125 mg/ml, soit 1563 µg/ml et 3125 µg/ml) sont plus élevées que celles rapportées par **Al-Snafi et al.**, ce qui est attendu pour des extraits bruts par rapport à des fractions plus purifiées. Cependant, elles demeurent significatives et justifient une purification ultérieure pour isoler les composés actifs et potentiellement atteindre des efficacités similaires.

En général, les valeurs de CMI et CMB que nous avons obtenues indiquent que les deux extraits possèdent une bonne efficacité comme inhibiteurs et une efficacité bactéricide à des concentrations raisonnables.

Comme mentionné, les tests CMI/CMB n'ont pas été réalisés contre *E. coli* en raison de l'absence totale d'activité lors du test de diffusion sur disque, ce qui suggère une efficacité très faible ou nulle contre cette bactérie.

Pour *Pseudomonas aeruginosa*, vous avez noté que l'extrait méthanolique avait montré un effet non significatif à des concentrations élevées lors du test de diffusion, et les tests CMI/CMB n'ont donc pas été poursuivis en raison du manque de temps et de la faible pertinence clinique attendue.

Ces observations sont en accord avec les connaissances établies par **Nikaido (2003)** et **Poole (2007)** concernant les mécanismes de résistance intrinsèques des bactéries Gram-négatives (y compris *P. aeruginosa*), tels que la complexité de leur paroi cellulaire et la présence de pompes à efflux efficaces. Ces mécanismes rendent les bactéries Gram-négatives plus résistantes aux extraits végétaux et aux antibiotiques en général.

Bien qu'une étude de **Kouda et al. (2025)** sur *Quercus canariensis* L. ait suggéré un certain effet contre *P. aeruginosa*, votre décision de ne pas effectuer les tests CMI/CMB pour cette bactérie, en raison de la faible activité observée dans le test de diffusion, est justifiable compte tenu des contraintes de temps.

Les valeurs de CMI/CMB mettent clairement en évidence le rôle du solvant dans l'extraction des composés actifs. L'extrait méthanolique était plus efficace pour l'inhibition (CMI plus faible), ce qui suggère qu'il extrait des composés qui inhibent efficacement la croissance bactérienne à des concentrations plus basses. En revanche, l'extrait éthanolique a démontré une efficacité bactéricide (CMB) au même niveau que sa CMI, indiquant qu'il est capable de tuer les bactéries au seuil de sa concentration inhibitrice. Cette différence dans l'efficacité entre les deux extraits souligne la nature complexe des extraits végétaux et l'influence du solvant sur l'extraction de différents groupes de composés qui peuvent posséder des mécanismes d'action distincts (inhibition vs. destruction). Ces résultats renforcent les

conclusions tirées du test de diffusion sur disque concernant l'importance du type de solvant dans l'extraction des composés responsables de l'activité antimicrobienne des feuilles de *Quercus suber* L..

Les valeurs de CMI et CMB confirment que les extraits de feuilles de *Quercus suber* L. possèdent une activité notable contre *Staphylococcus aureus*. L'extrait méthanolique a montré la plus faible CMI (1.563 mg/ml), le rendant le plus efficace pour l'inhibition de la croissance. L'extrait éthanolique, bien qu'ayant une CMI légèrement plus élevée (3.125 mg/ml), s'est distingué par une activité bactéricide au même niveau que sa CMI (CMB = CMI = 3.125 mg/ml), suggérant une nature bactéricide à cette concentration. En revanche, l'activité contre les bactéries Gram-négatives *E. coli* et *P. aeruginosa* était absente ou non significative. Ces résultats fournissent une base quantitative à l'efficacité observée et soutiennent l'utilisation de *Quercus suber* L. comme source naturelle potentielle de composés antimicrobiens, en particulier contre les agents pathogènes Gram-positifs.

Conclusion

Conclusion

En conclusion de cette étude, nous avons constaté que les extraits aqueux, méthanoliques et éthanoliques de la plante médicinale étudiée, le Chêne-liège (*Quercus suber* L), provenant de la région de Guelma, contiennent des composés actifs efficaces contre les bactéries et dotés de propriétés antioxydantes.

Plusieurs tests phytochimiques ont été réalisés sur les extraits de la plante étudiée. Ces tests ont révélé la présence de flavonoïdes, de tanins, de saponosides, de stérols et de terpènes dans tous les extraits végétaux, avec l'absence d'alcaloïdes et de gommes pour les trois extraits.

Les mesures des composés antioxydants actifs, tels que la famille des polyphénols, ont montré des quantités élevées de ces composés dans l'extrait aqueux, suivi de l'extrait méthanolique, et enfin de l'extrait éthanolique.

L'évaluation de la capacité antioxydante des différents extraits par le test de piégeage des radicaux DPPH a montré que tous les extraits utilisés possèdent une capacité antioxydante significative, dépassant parfois celle de l'acide ascorbique.

L'évaluation de l'activité antimicrobienne des trois extraits, testés à différentes concentrations (de 25 mg/mL jusqu'à 1000 mg/mL) sur trois souches bactériennes potentiellement pathogènes (*Staphylococcus aureus* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, et *Escherichia coli* ATCC 25322), a révélé que les bactéries à Gram positif (*Staphylococcus aureus*) sont sensibles aux trois types d'extraits, à des degrés divers, commençant par l'extrait méthanolique, suivi de l'éthanolique et enfin de l'extrait aqueux. Quant aux bactéries à Gram négatif (*Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli*), les extraits n'ont eu aucun effet, à l'exception de l'extrait méthanolique qui a montré un effet léger et non significatif sur *Pseudomonas aeruginosa*.

L'extrait méthanolique semble être le plus efficace contre *Staphylococcus aureus* avec une Concentration Minimale Inhibitrice (CMI) de (1,563 mg/mL), tandis que l'extrait éthanolique semble moins efficace contre *Staphylococcus aureus* avec une CMI de (3,25 mg/mL). Pour *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli*, nous n'avons pas procédé à la détermination de la CMI en raison de l'absence de zone d'inhibition lors du test d'antibiogramme, de même que pour l'extrait aqueux qui n'a eu qu'un léger effet sur *S. aureus*.

L'examen de la détermination de la Concentration Minimale Bactéricide (CMB) des deux extraits testés a révélé un effet bactéricide pour l'extrait éthanolique (3,25 mg/mL) et, à un moindre degré, pour l'extrait méthanolique (6,25 mg/mL).

Nous en déduisons que l'extrait éthanolique présente une efficacité bactéricide (CMB) égale à son efficacité inhibitrice (CMI=CMB), ce qui indique sa nature bactéricide au seuil d'inhibition. En revanche, pour l'extrait méthanolique, il y a un écart entre la CMI et la CMB, ce qui signifie qu'à la CMI, son effet était seulement bactériostatique, et qu'une concentration plus élevée est nécessaire pour tuer les bactéries.

Après cette étude, nous concluons que les extraits de Chêne-liège (*Quercus suber* L) peuvent constituer une source prometteuse de nouvelles substances aux propriétés antibactériennes et antioxydantes. Pour approfondir cette recherche, des améliorations peuvent être apportées :

- Augmenter les échantillons en incluant d'autres types de bactéries et d'insectes.
- Utiliser d'autres types de solvants.
- Effectuer une analyse chimique approfondie des extraits végétaux en utilisant une méthode telle que la chromatographie liquide à haute performance couplée à la spectrométrie de masse (HPLC-MS).
- Explorer différentes concentrations de la plante dans l'étude.
- Réaliser une analyse statistique pour renforcer la validité des résultats.

Références

REFERENCE

A

Adhikary, N. D., Bains, A., Sridhar, K., Kaushik, R., Chawla, P., & Sharma, M. (2023). Recent advances in plant-based polysaccharide ternary complexes for biodegradable packaging. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253, 126725.

Albano, G. D., Gagliardo, R. P., Montalbano, A. M., & Profita, M. (2022). Overview of the Mechanisms of Oxidative Stress: Impact in Inflammation of the Airway Diseases. *Antioxidants*, 11(11), 2237.

Almeida, J. A., et al. (2020). Phytochemical composition and antioxidant potential of *Quercus suber* L. leaves from different Portuguese regions. *Journal of Ethnopharmacology*, 254, 112702.

Al-Snafi, A. E., Mohammad, S., & Shoshtary, Z. (2025). Evaluation of the antimicrobial and antibiofilm activity of *Quercus coccifera* plant leaf extract against Gram-positive and Gram-negative bacteria. *Veterinary World*

Amairi, T. (2021). *Résistance aux antibiotiques des Escherichia coli isolés des abattoirs et élevages de poulet de chair au Nord-Est d'Algérie* [Doctoral dissertation, Université Mohamed Khider de Biskra].

Amini, R. (2010). *Analyse chimique et activité bactérienne de trois plantes médicinales anti-Tuberculeuses à Kisangani* [Unpublished Monograph, Faculté des sciences, UNIKIS].

Aranda-Rivera, A. K., Cruz-Gregorio, A., Arancibia-Hernández, Y. L., Hernández-Cruz, E. Y., & Pedraza-Chaverri, J. (2022). RONS and Oxidative Stress: An Overview of Basic Concepts. *Oxygen*, 2(4), 437-478.

Azzi, A. (2022). Oxidative Stress: What Is It? Can It Be Measured? Where Is It Located? Can It Be Good or Bad? Can It Be Prevented? Can It Be Cured? *Antioxidants*, 11(8), 1431.

B

Bellahsene, A., Hamadouche, M., Benarba, B., & Laïd, B. (2018). Comparative study of total phenolic content and antioxidant proprieties of *Quercus* fruit: flour and oil. *The north African Journal of Food and Nutrition Research*, 2(1), 1-5.

Bielaszewska, M., Dobrindt, U., Gärtner, J., Gallitz, I., Hacker, J., Karch, H., & Zdziarski, J. (2007). Aspects de la plasticité génomique chez *Escherichia coli* pathogène. *Revue internationale de microbiologie médicale*, 297(7-8), 625-639.

Boumediou, A., & Addoun, S. (2017). *Etude ethnobotanique sur l'usage des plantes toxiques, En médecine traditionnelle, dans la ville de Tlemcen* [Doctoral dissertation, Uni-Versité Abou Bakr Belkaïd-Tlemcen].

Bugalho, M. N., Caldeira, M. C., Pereira, J. a. S., Aronson, J., & Pausas, J. G. (2011). [Missing article title]. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 9, 278.

Burlacu, E., Nisca, A., & Tanase, C. (2020). A comprehensive review of phytochemistry and biological activities of *Quercus* species. *Forests*, 11(9), 904.

Bush, L. M. (2023, September). *Staphylococcus aureus Infections*. Merck Manual Consumer.

C

Chabrier, J. Y. (2010). *Plantes médicinales et formes d'utilisation en Phytothérapie* [Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré].

Chase, M. W., & Reveal, J. L. (2009). A phylogenetic classification of the land plants to accompany APGIII. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161, 122–127.

Costa, S., et al. (2021). Enzyme inhibitory activities of phenolic extracts from *Quercus suber* L. leaves. *Natural Product Research*, 35(11), 1850–1856.

Cournoyer, B. (2013). Les habitats préférentiels et la dangerosité des bactéries pathogènes opportunistes de l'espèce *Pseudomonas aeruginosa*. *Les cahiers de la Recherche: Santé, Environnement, Travail*, (2), 30-31.

Cowan, M. M. (1999). Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews*, 12(4), 564-582.

Cronquist, A. (1981). *An integrated system of classification of flowering plants*. Columbia University Press.

D

De Almeida, A. J. P. O., de Oliveira, J. C. P. L., da Silva Pontes, L. V., de Souza Júnior, J. F., Gonçalves, T. A. F., Dantas, S. H., de Almeida Feitosa, M. S., Silva, A. O., & de Medeiros, I. A. (2022). ROS: Basic Concepts, Sources, Cellular Signaling, and its Implications in Aging Pathways. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2022, 1225578.

Delarras, C., Trébaol, B., & Durand, J. (2010). *Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux : Réglementation-Micro-organismes-Prélèvements-Analyse* (2nd ed.). Éditions Tec et Doc. Lavoisier.

Derfallou, A., & Ghadri, H. (2017). *Etudes des plantes phytothérapeutique des nomades en Algérie Steppique « M'sila, Djelfa»* [Master's thesis, Université Mohamed Boudiaf – M'sila].

Diggle, S. P., & Whiteley, M. (2019). Microbe profile: *Pseudomonas aeruginosa*: Opportunistic pathogen and lab rat. *Microbiology*, 166(1), 30–33.

E

El Sayed, K. A. (2000). Natural products as antiviral agents. In *Studies in natural products chemistry* (Vol. 24, pp. 473-572).

Emmanuelle, B., & El Amari. (2004). *Traitement et pronostic des Bactériémies à Pseudomonas aeruginosa* [Doctoral thesis, Faculté de Médecine de l'Université de Genève].

EUFORGEN. (2009). *Distribution map of cork oak (Quercus suber)*.

F

Fabrice, L. S. (2013). *La découverte du monde des plantes*. Ed. SANG DE LA TERRE, Paris.

Farsi, A. (2021). *Contribution à l'étude des accroissements stationnelles du liège de Quercus suber L. de la suberaie de Souk-Ahras Cas des stations: forêts domaniale et nationale de Fedj Macta et Rezgoune* [Doctoral dissertation]. Université Mouloud Mammeri.

Flieger, J., Flieger, W., Baj, J., & Maciejewski, R. (2021). Antioxidants: Classification, Natural Sources, Activity/Capacity Measurements, and Usefulness for the Synthesis of Nanoparticles. *Materials (Basel, Switzerland)*, 14(15), 4135.

Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2013). *State of Mediterranean Forests 2013*. FAO.

G

Gil, L., et al. (2023). Chemical composition and biological activities of *Quercus suber* L. bark extracts: A review. *Plants*, 12(4), 845.

Gomes, T. A. T., Elias, W. P., Scaletsky, I. C. A., Guth, B. E. C., Rodrigues, J. F., Piazza, R. M. F., Ferreira, L., & Martinez, M. B. (2016). Diarrheagenic *Escherichia coli*. *Brazilian Journal of Microbiology*, 47(Suppl 1), 3–30.

H

Habboush, Y., & Guzman, N. (2018). *Antibiotic resistance*.

Houston Durrant, T., de Rigo, D., & Caudullo, G. (2016). *Quercus suber* in Europe: distribution, habitat, usage and threats. In J. San-Miguel-Ayanz, D. de Rigo, G. Caudullo, T.

Houston Durrant, & A. Mauri (Eds.), *European Atlas of Forest Tree Species* (pp. e01ff11+). Publications Office of the European Union.

I

Inácio, L. G., Bernardino, R., Bernardino, S., & Afonso, C. (2024). Acorns: From an ancient food to a modern sustainable resource. *Sustainability*, 16(22), 9613.

Iserin, P., Masson, M., Restellini, J. P., Ybert, E., De Laage de Meux, A., Moulard, F., & Botrel, A. (2001). *Larousse des plantes médicinales identification, préparation, soins*. Editions Larousse, Paris, 15.

K

Khosravi, A. D., Hoveizavi, H., Mohammadian, A., Farahani, A., & Jenabi, A. (2016). Genotyping of multidrug-resistant strains of *Pseudomonas aeruginosa* isolated from burn and wound infections by ERIC-PCR. *Acta Cirurgica Brasileira*, 31(3), 206-211.

Kouda, A., Bouzid, A., & Chemlal, A. (2025). Phytochemical Analysis, GC–MS Profile and Determination of Biological Activities of *Quercus canariensis* L. Leaf Extracts. *Global NEST Journal*,

L

Larousse. (2001). *Larousse des plantes médicinales*. Hon Kong.

Liguori, I., Russo, G., Curcio, F., Bulli, G., Aran, L., Della-Morte, D., Gargiulo, G., Testa, G., Cacciatore, F., Bonaduce, D., & Abete, P. (2018). Oxidative stress, aging, and diseases. *Clinical Interventions in Aging*, 13, 757–772.

M

Magri, D., Fineschi, S., Bellarosa, R., Buonamici, A., Sebastiani, B., Schirone, B., Simeone, M. C., & Vendramin, G. G. (2007). The distribution of *Quercus suber* chloroplast haplotypes matches the palaeogeographical history of the western Mediterranean. *Molecular Ecology*, 16(24), 5259–5266.

Maire, V., Soussana, J. F., Gross, N., Bachelet, B., Pagès, L., Martin, R., ... & Hill, D. (2013). Plasticity of plant form and function sustains productivity and dominance along environment and competition gradients. A modeling experiment with Gemini. *Ecological Modelling*, 254, 80-91.

Martins, A., Silva, J., & Costa, P. (2025). Insights into the Antimicrobial Potential of Acorn Extracts (*Quercus ilex* and *Quercus suber*). ResearchGate.

- Martins, N., et al. (2018).** Bioactive compounds from *Quercus suber*: A focus on pharmacological properties. *Food Chemistry*, 257, 407–418.
- Mendes, F. R., & Carlini, E. A. (2007).** Biological screening of Brazilian medicinal plants. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 102(3), 349–352.
- Metna, B. (2003).** *Contribution à l'étude des subéraies algériennes: écologie, répartition et valorisation*. Institut National Agronomique (INA).
- Miranda, J. J. M. (2021).** Medicinal plants and their traditional uses in different locations. In *Phytomedicine* (pp. 207-223). Academic Press.
- Moatti, R. (1990).** La phytothérapie. *Revue des Deux Mondes*, 80-89.
- Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021).** Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(7), 3380.

N

- Natividade, J. V. (1956).** *Subériculture*. École Nationale des Eaux et Forêts.
- Nauciel, C., & Vildé, J. L. (2005).** *Livre de Bactériologie médicale : Staphylococcus aureus*. (2nd ed.). Masson.
- Nielsen, B., & Milledge, J. (2021).** Antioxidants. In *Encyclopedia*.
- Nikaido, H. (2003).** Molecular basis of bacterial outer membrane permeability revisited. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 67(4), 593-616.

P

- Pantel, A. (2015).** *Multirésistance des entérobactéries aux antibiotiques et modulation de l'influx et de l'efflux membranaires chez Escherichia coli ST131* [Doctoral dissertation, Université de Montpellier].
- Parcheta, M., Świslocka, R., Orzechowska, S., Akimowicz, M., Choińska, R., & Lewandowski, W. (2021).** Recent Developments in Effective Antioxidants: The Structure and Antioxidant Properties. *Materials (Basel, Switzerland)*, 14(8), 1984.
- Pereira, H. (2020).** Cork: Biology, production and uses. *Forests*, 12(7), 890.
- Pesttrak, M. J., & Wozniak, D. J. (2020).** Regulation of cyclic di-GMP signaling in *Pseudomonas aeruginosa*. In *Microbial Cyclic Di-Nucleotide Signaling* (pp. 471–486). Springer, Cham.

Pizzino, G., Irrera, N., Cucinotta, M., Pallio, G., Mannino, F., Arcoraci, V., Squadrito, F., Altavilla, D., & Bitto, A. (2017). Oxidative Stress: Harms and Benefits for Human Health. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2017, 8416763.

Poole, K. (2007). *Pseudomonas aeruginosa*: Resistance to the max. *Frontiers in Bioscience*, 12(1), 221-233.

Preiser, J. C. (2012). Oxidative stress. *JPEN. Journal of Parenteral and Enteral Nutrition*, 36(2), 147–154.

PRESCRIRE. (2007). Bien utiliser les plantes en situations de soins. *numéro spécial été*, 27, 286.

Q

Quezel, P., & Santa, S. (1963). *Nouvelle Flore de l'Algérie et de ses régions désertiques méridionales*. (Tome II). Editions du Centre National de la Recherche Scientifique.

R

Ramírez, M. E., Pérez, L. I., & García, D. J. (2024). Phytochemical Profile, Antioxidant and Antimicrobial Activity of Two Species of Oak: *Quercus sartorii* and *Quercus rysophylla*. *MDPI*

Rana, A., Samtiya, M., Dhewa, T., Mishra, V., & Aluko, R. E. (2022). Health benefits of polyphenols: A concise review. *Journal of Food Biochemistry*, 46(10), e14264.

Rodrigues, M. J., et al. (2023). Natural products as a source of new bioactive compounds: An overview of recent advances and future perspectives. *Molecules*, 28(5), 2197.

S

San-Miguel-Ayanz, J., de Rigo, D., Caudullo, G., Houston Durrant, T., & Mauri, A. (Eds.). (2016). *European Atlas of Forest Tree Species*. Publications Office of the European Union.

Schleifer, K. H., & Bell, J. A. (2010). Family VIII. Staphylococcaceae fam. Nov. In P. De Vos, G. M. Garrity, D. Jones, N. R. Krieg, W. Ludwig, F. A. Rainey, K. H. S., & W. B. Whitman (Eds.), *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology* (2nd ed., Vol. 3, pp. 1153–1160). Springer.

Shallcross, L. J., Fragaszy, E., Johnson, A. M., & Hayward, A. C. (2013). The role of the Panton-Valentine leucocidin toxin in staphylococcal disease: A systematic review and meta-analysis. *Lancet Infectious Diseases*, 13, 43–54.

Sies, H. (2015). Oxidative stress: a concept in redox biology and medicine. *Redox Biology*, 4, 180–183.

Sies, H. (2020). Oxidative Stress: Concept and Some Practical Aspects. *Antioxidants*, 9(9), 852.

Silva, A. B., et al. (2019). Anti-inflammatory and antimicrobial activities of extracts from *Quercus suber* L. leaves. *Molecules*, 24(17), 3125.

Silva, J., Araújo, S. d. S., Sales, H., Pontes, R., & Nunes, J. (2023). *Quercus suber* L. Genetic Resources: Variability and strategies for its conservation. *Forests*, 14(9), 1925.

Simões, R., Rodrigues, A., Ferreira-Dias, S., Miranda, I., & Pereira, H. (2020). Chemical composition of cuticular waxes and pigments and morphology of leaves of *Quercus suber* trees of different provenance. *Plants*, 9(9), 1165.

Šleglová, K., Camilo-Alves, C., Poeriras, A., Ribeiro, J., Ribeiro, N. d. A., & Surový, P. (2025). Analysis of crown and root orientation of *Quercus suber* in relation to the irrigation system using a magnetic digitizer. *Agronomy*, 15(2), 373.

Smith, D. G. (2023). *Antibiotic-resistant bacteria*. EBSCO Research Starters.

Sotiriadis, D., & Marangos, M. (2020). *Staphylococcus aureus*: A Major Human Pathogen. *Journal of Clinical Microbiology*, 58(4).

T

Tepe, B., Daferera, D., Sokmen, M., Sokmen, A., & Polissiou, M. (2005). In vitro antimicrobial and antioxidant activities of the essential oils and methanol extracts of *Salvia fruticosa* (L.) and *Origanum syriacum* L. *Food Chemistry*, 90(1-2), 165-171.

Vattem, D. A., & Shetty, K. (2005). Biological functionality of *Hypericum perforatum* (St. John's wort) as an antioxidant and antimicrobial agent. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(8), 3020-3027.

V

Ventola, C. L. (2015). The antibiotic resistance crisis: part 1: causes and threats. *Pharmacy and Therapeutics*, 40(4), 277–283.

Vilela, C., et al. (2022). Phenolic profile and antioxidant activity of *Quercus suber* L. leaf extracts from different geographical origins. *Molecules*, 27(18), 5891.

W

Weli, A. M., Al-Saadi, H. S., Al-Fudhaili, R. S., Hossain, A., Putit, Z. B., & Jasim, M. K. (2020). Potentiel cytotoxique et antimicrobien de différents extraits de feuilles de *R. fruticosus* utilisés traditionnellement pour traiter le diabète. *Rapports de Toxicologie*, 7, 183-187.

Wilson, M. G., & Pandey, S. (2020). *Pseudomonas aeruginosa*.

Υ

Yala, J., Benslama, A., & Ait-Mohand, S. (2001). Classification et mode d'action des antibiotiques. *Médecine du Maghreb*, (91), 5–12.

Yessad, S. A. (2000). *Le chêne liège et le chêne dans le pays de Méditerranée occidentale*. ASBL.

Yoshikawa, T., & You, F. (2024). Oxidative Stress and Bio-Regulation. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(6), 3360.

Zehiroglu, C., & Ozturk Sarikaya, S. B. (2019). The importance of antioxidants and place in today's scientific and technological studies. *Journal of Food Science and Technology*, 56(11), 4757–4774.