

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou



Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département des Sciences Alimentaires

Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Science de la nature et de la Vie

Filière : Science Alimentaire

Spécialité : Agroalimentaire et Contrôle Qualité

Présenté par :

ASSOUS SARA

AZIBI MELISSA

Thème

**Valorisation de la partie non comestible d'ail (*Allium sativum L.*)
en tant que source d'agents antimicrobiens naturels**

Soutenu le : 30/06/2025, devant le jury :

Président : Mr Msela Amine

Maitre de conférences à l'UMMTO.

Encadrant : Mme LAMMI-MEFIDENE Sarah

Maitre de conférences à l'UMMTO

Examinatrice : Mme Boudraa Hayet

Maitre de conférences à l'UMMTO

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

Nous remercions avant tout **DIEU** tout puissant, de nous avoir accordé la santé, la patience et la force tout au long de la réalisation de ce mémoire. Grâce à sa bénédiction, nous avons pu avancer ensemble, surmonter les difficultés et atteindre nos objectifs.

Nous adressons nos remerciements les plus sincères à Madame **Lammi-Mefidene S.**, notre promotrice, pour sa bienveillance, sa disponibilité et son engagement sans faille. Malgré les circonstances personnelles qui auraient pu la tenir éloignée, elle est restée constamment présente, nous accompagnant avec patience et générosité. Toujours à l'écoute, réactive et investie, elle nous a guidées tout au long de ce travail avec une rigueur exemplaire. Nous avons eu la chance d'être encadrées par une promotrice aussi remarquable, et nous lui en sommes profondément reconnaissantes.

Nous exprimons notre reconnaissance à Madame **Boudraa H.** examinatrice de notre mémoire, pour l'attention portée à notre travail, ainsi qu'à Monsieur **Msela A.** président du jury, pour sa présence et son rôle dans l'évaluation de ce mémoire.

Nos remerciements chaleureux vont également à Madame **Remane Y.** et Monsieur **Msela A.**, qui ont su nous orienter avec clarté et pédagogie.

Nous remercions également de tout cœur Mesdames **Khadija** et **Damia**, ingénieures des laboratoires de microbiologie agroalimentaire, pour leur accompagnement et leur disponibilité. Elles nous ont aidées avec efficacité dans la gestion du matériel et les différentes étapes de nos expérimentations.

Nos sincères remerciements vont aussi à Madame **Hassani**, pour son soutien constant au laboratoire. Sa rigueur et sa gentillesse ont été d'un grand secours dans la réussite de notre travail pratique.

Nous souhaitons également remercier Monsieur **Lefsih**, pour sa sympathie et sa disponibilité, ainsi que ses doctorants, Moussa et Lydia, pour leur aide technique précieuse.

Nous remercions chaleureusement nos familles qui, nous ont soutenues et contribuées à la réalisation de ce travail.

SARA et MELISSA

Dédicaces

À **mes chers parents**, vous avez toujours été mon pilier, mon refuge et ma source inépuisable de motivation. Votre amour, vos sacrifices et vos encouragements m'ont permis d'arriver jusqu'ici. Merci pour tout ce que vous avez fait pour moi.

À mes sœurs bien-aimées, **Kahina, Lynda, Sonia et Kaissa**, votre amour et votre présence m'ont toujours réconforté. Merci à vous et à vos **époux** pour votre soutien constant et vos précieux conseils.

Une pensée spéciale à vos enfants, mes chers **neveux** et **nièces**, qui illuminent nos vies.

À mes frères adorés, **Djilali** et **Tarik**, vous avez été mes protecteurs et mes modèles. Votre affection et votre bienveillance ont fait de moi la personne que je suis aujourd'hui. Merci de m'avoir tant choyée.

À **mes amis**, votre présence et vos encouragements ont été un véritable moteur tout au long de ce parcours. Merci pour votre amitié sincère et votre soutien infaillible.

Et enfin, à ma précieuse binôme, Sara, Merci pour ta collaboration, ta patience et ton énergie positive. Ce mémoire est aussi le fruit de notre travail d'équipe et de notre complicité. Je suis fière d'avoir partagé cette aventure avec toi.

À vous tous, ce mémoire vous est dédié avec tout mon amour et ma reconnaissance.

MELISSA

Dédicaces

À ma chère MAMAN,

Il n'existe pas de mots assez forts pour exprimer toute ma gratitude. Merci pour ton amour inconditionnel, ton soutien sans faille et tes prières silencieuses. Tu as été ma force dans les moments de doute, mon refuge dans les tempêtes, et ma plus grande source d'inspiration. Ce travail est aussi le tien, car derrière chaque réussite, il y a ton sacrifice, ta patience et ton cœur immense.

À mon cher PAPA,

Ta présence rassurante, ton encouragement et tes conseils ont été les piliers de mon parcours. Merci pour ton amour, pour tes sacrifices silencieux et ton soutien constant. Tu m'as appris la persévérance, l'humilité et le respect du travail bien fait. Ce mémoire est aussi le fruit de tes efforts et de ta présence.

À mon cher frère Hakim,

Ta spontanéité, tes blagues, ton énergie m'ont donné de la force quand j'en manquais. Je te dédie ce travail avec tout mon amour, en espérant qu'il t'inspire à poursuivre tes rêves avec passion et confiance.

À mes chers cousins et cousines

Entre rires partagés, souvenirs gravés et instants de pure folie, votre présence a transformé chaque rencontre en une fête. Je dédie ce travail également à toute ma grande famille.

À mes amis

Je dédie ce mémoire à mes amis, dont la présence et le soutien m'ont été précieux. Ainsi qu'à mes camarades de promo.

À mon binôme Melissa

Ensemble, on a franchi les obstacles, relevé les défis et prouvé qu'à deux, on est plus fortes. Les fous rires, les coups de stress et les longues journées, on s'est soutenue jusqu'au bout. Merci d'avoir été présente dans chaque étape de ce parcours, avec ton sérieux et ta détermination. On l'a fait !

SARA

Sommaire

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction générale 1

Synthèse bibliographique

I. Généralités sur Ail..... 3

I.1. Historique 3

I.2. Description de la plante 3

I.2.1. Bulbe..... 4

I.2.2 Racines, tiges et feuilles 5

I.3. Classification de l'ail..... 5

I.4. Habitat et répartition géographique 5

I.5. Composition biochimique de l'ail 6

I.6. Production de l'Ail dans le monde 7

I.7. Variété d'Ail cultivé en Algérie 7

I.8. Les différentes utilisations de l'ail..... 8

I.8.1. Utilisations culinaires 8

I.8.2. En industrie alimentaire 8

I.8.3. Utilisations thérapeutiques..... 8

II. La partie non comestible de l'ail 9

II.1. Pelure d'ail..... 9

II.2. Composés phénoliques des pelures d'ail..... 10

III. Les polyphénols 11

III.1. Généralités sur les polyphénols 11

III.2. Classification des polyphénols 12

III.2.1. Polyphénols simples..... 12

III.2.2. Polyphénols complexes (tanins)	12
III.3. Composants bioactifs de l'ail	13
III.4. Effets antibactériens des pelures d'ail	15
III.5. Les différentes activités d'ail	16
III.5.1. Activité antioxydante	16
III.5.2. Activité antibactérienne	16
III.5.3. Activité antifongique	17
III.5.4. Activité antivirale	17

Matériels et méthode

I. Matériel utilisés	18
I.1. Biomasse végétale	18
I.2. Souches microbiennes	19
II. Méthodes	19
II.1. Préparation de la biomasse végétale	19
II.2. Extraction des composés bioactifs	20
II.2.1 Macération aqueuse à chaud (MC)	20
II.2.2 Macération aqueuse à froid (MF)	21
II.2.3. Macération hydro-alcoolique (MHAA).....	21
II.3. Le séchage	22
II.4. Calcul du rendement	22
III. Dosage des polyphénols totaux	22
III.1. Principe	22
III.2. Protocole expérimental	23
III.3. Calcul de concentration des polyphénols totaux	23
IV. Recherche de l'activité antimicrobienne	24
IV.1. Revivification des souches microbiennes de référence	24
IV.2. Vérification de la pureté des souches microbiennes de référence	24

IV.2.1 Coloration de Gram	24
IV.2.2 Test de catalase.....	24
IV.3. Réalisation de l'antibiogramme	25
IV.3.1. Pré-culture	25
IV.4. Détermination de la CMI	26

Résultats et discussion

I. Rendement d'extraction.....	28
II. Dosage des polyphénols totaux	29
III. Evaluation de l'activité antimicrobienne	30
III.1. Vérification de la pureté des souches	30
III.2. Activité antimicrobienne.....	32
III.2.1. L'antibiogramme	32
III.2.2. Détermination de la CMI	35
Conclusion et perspectives.....	37

Références bibliographiques

Annexes

Résumé

Liste des abréviations

ATCC: *American Type Culture Collection.*

CMI: Concentration minimale inhibitrice.

DMSO: Diméthyl sulfoxyde.

FAO: *Food and Agriculture Organization.*

GN : milieu de culture Gélose Nutritive.

M : Macérât.

MCA : Macération à Chaud de l'Ail.

MFA : Macération à Froid de l'Ail.

MHAA : Macération Hydro Alcoolique de l'Ail.

MH : milieu de culture Mueller Hinton.

SM : Solution mère.

Listes des tableaux

Tableau I : Classification d' <i>Allium sativum</i> (APGIII, 2009).....	5
Tableau II: Pays exportateurs d'ail frais au monde (FAO, 2023).....	7
Tableau III: Composition nutritionnelle de la pelure d'ail (Azmat <i>et al.</i> , 2023).....	9
Tableau IV : Composition minérale de la pelure d'ail (Azmat <i>et al.</i> , 2023).....	11
Tableau V : Rendement d'extraction des différentes macérations.....	28
Tableau VI : Résultat de coloration de Gram des souches ATCC.....	31
Tableau VII : Résultat de test catalase sur les bacteries ATCC.....	32
Tableau VIII : Moyenne et écart type des diamètres (en mm) des zones d'inhibition des obtenues (diamètre des disques inclus Ø=6 mm).	33
Tableau IX : Diamètre (en mm) des zones d'inhibition des différentes dilutions d'extrait à chaud contre <i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 9027	35

Listes des figures

Figure 1: Schéma général d' <i>Allium sativum</i>	3
Figure 2 : Bulbe d' <i>Allium Sativum</i> et ses caïeux (Gerbeaud, 2008).....	4
Figure 3: Quelques attributs pharmacologiques de l' <i>Allium sativum</i> (Tudu <i>et al.</i> , 2022)...	9
Figure 4: Structure du noyau phénol (Stookey, 1970).....	12
Figure 5: Types de tanins et leurs structures de base (Ghosh, 2015).....	13
Figure 6: Liste et structures de certains composés soufrés isolés à partir d' <i>Allium sativum</i> . (El-Saber <i>et al.</i> , 2020).....	15
Figure 7 : Caisses remplies de tiges et pelures d'ail rejetées	18
Figure 8 : Les souches microbiennes utilisées.....	19
Figure 9 : Lavage et séchage de la pelure d'ail.....	20
Figure 10 : Macération aqueuse à chaud.....	21
Figure 11 : Macération hydro alcoolique	21
Figure 12: Séchage des différents macérâts.....	22
Figure 13 : Tube des extraits des différentes macérations avec réactifs.....	23
Figure 14 : Comparaison de la suspension bactérienne avec le standard de turbidité Mc Farland 0.5	25
Figure 15 : Dépôt des disques des différents extraits.....	26
Figure 16 : Teneurs en polyphénols totaux des extraits issus des trois types de macération	29
Figure 17 : Zone d'inhibition des différentes dilutions de l'extrait chaud sur <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	35

Introduction

L'ail (*Allium sativum L.*) est une plante bulbeuse utilisée comme aliment, épice et médicament dans différentes parties du monde. Son utilisation médicinale repose sur une expérience traditionnelle transmise de génération en génération en raison de ses propriétés antioxydantes et antimicrobiennes (**Singh et Singh, 2008 ; Kallel et Chaabouni, 2017**).

La culture et la transformation industrielle de l'ail génèrent d'importantes quantités de sous-produits agroalimentaires, posant des enjeux économiques. Ces déchets, issus de différentes étapes de la récolte et du post-traitement, sont riches en composés bioactifs tels que les polysaccharides solubles, les polyphénols, les protéines, les fibres insolubles et les composés soufrés, présentant un fort potentiel d'exploitation dans les domaines alimentaire, médical et agricole. La valorisation des déchets d'ail peut se faire en adaptant les technologies de traitement pour extraire et utiliser des composants individuels ou en appliquant la matière entière (**Qiu et al., 2025**).

Les composés phytochimiques peuvent être utilisés comme substituts naturels aux antioxydants et antimicrobiens synthétiques, protégeant ainsi contre les dommages oxydatifs et la détérioration des aliments (**Aires et al., 2016**).

En raison de leur fonction protectrice, les pelures d'ail sont considérées comme une source plus riche en composés bioactifs que les parties intérieures des fruits et légumes (**Noda et al., 2019**). Les extraits de pelures d'ail contiennent des concentrations élevées en composés phénoliques et ont des effets antibiotiques similaires à ceux des extraits d'ail frais (**Min et al., 2020**).

Dans un contexte où les préoccupations liées à la santé publique, la sécurité alimentaire et la préservation de l'environnement prennent de plus en plus d'ampleur, l'intérêt pour les alternatives naturelles aux additifs chimiques ne cesse de grandir. Les consommateurs, ainsi que les acteurs de l'industrie agroalimentaire, se tournent désormais vers des solutions plus durables, notamment les agents antimicrobiens d'origine végétale.

Parmi les plantes les plus étudiées pour leurs propriétés bioactives, l'ail (*Allium sativum L.*) occupe une place de choix. Sa richesse en composés soufrés, en particulier l'allicine, lui confère une activité antimicrobienne reconnue et largement documentée (**Bourgoin et al., 2017**). Toutefois, les recherches se sont majoritairement concentrées sur la partie comestible du bulbe, laissant de côté les éléments non consommés comme les pelures et les parties aériennes, qui sont pourtant produits en grande quantité lors de la transformation de l'ail.

C'est dans cette optique que s'inscrit le présent travail, qui vise à explorer le potentiel de valorisation de ces parties non comestibles. L'objectif principal est d'extraire, caractériser et évaluer l'activité antimicrobienne des composés bioactifs qu'elles renferment, en vue d'une utilisation possible dans la bioconservation des aliments.

Synthèse bibliographique

I. Généralités sur Ail

I.1. Historique

L'activité biologique de l'ail est connue depuis l'Antiquité. Les Babyloniens, les Égyptiens, les Phéniciens, les Grecs et les Romains utilisaient l'ail comme remède contre les troubles intestinaux, les infections respiratoires, les maladies de la peau, les infections bactériennes, les vers, les plaies et les tumeurs. En particulier, avant la découverte des antibiotiques, l'ail était utilisé contre la dysenterie amibienne et les maladies épidémiques telles que le typhus, le choléra, la diphtérie et la tuberculose (**Lanzotti *et al.*, 2014**).

En Inde et en Chine, il est utilisé comme aliment et comme médicament depuis plus de 5000 ans, tandis qu'en Egypte, il était utilisé 2000 ans avant Jésus-Christ (**Singh et Chand, 2003**).

I.2. Description de la plante

L'ail cultivé, ou *Allium sativum* L., est une plante monocotylédone, vivace, faisant partie de la famille des alliacées. Elle donne des gousses d'ail, également appelées caïeux, qui sont largement utilisées dans le domaine culinaire pour leur goût et leur odeur caractéristiques. (**Dethier, 2010**).

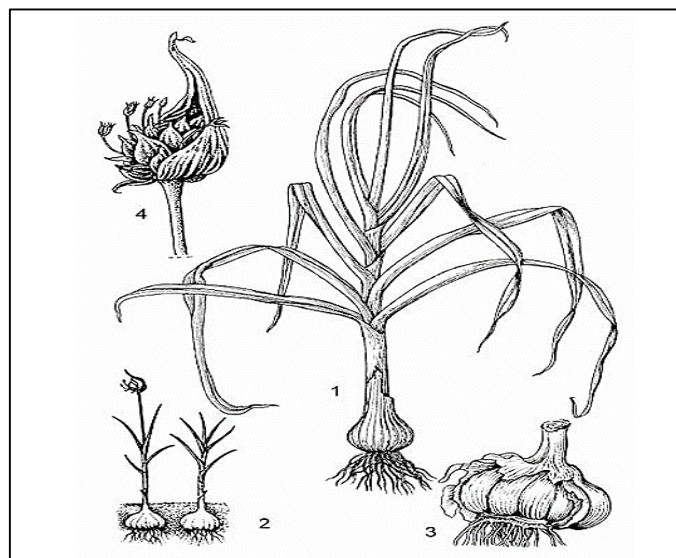


Figure 1: Schéma général d'*Allium sativum* (**Prota, 2004**).

(1, 2 Port de la plante, 3 : bulbe, 4 : inflorescence)

L'appareil végétatif de l'ail est constitué de :

I.2.1. Bulbe

L'ail commun est une plante herbacée géophyte, c'est-à-dire qu'elle peut passer la mauvaise saison enfouie dans le sol grâce à la persistance souterraine de ses organes vitaux sous forme de bulbe, (**Figure 2**)(**Botineau, 2010**).

A la base du bulbe se trouve une tige verticale très courte et modifiée avec des feuilles, c'est le plateau du bulbe.

Les feuilles de ce plateau sont réduites à la gaine et s'y insèrent. Des bourgeons axillaires sont présents à l'aisselle de ces feuilles. Plus on s'éloigne de la base, plus les feuilles sont sèches, minces et âgées, et ont un rôle protecteur, tandis que les autres, jeunes et charnues, constituent des réserves nutritives. Ces feuilles sont appelées tuniques en raison de leur mode d'insertion dans le plateau. La survie de l'espèce est assurée par la multiplication végétative, donnant naissance à de nouvelles plantes. Ce phénomène de division du bulbe génère, à partir des bourgeons axillaires, des gousses que l'on appelle traditionnellement « gousses d'ail » (**Dupont et Guignard, 2012**).

Le bulbe peut être de couleur blanche, rosée ou violacée. Les gousses sont entourées individuellement d'une tunique protectrice, et possèdent un petit bourgeon en leur centre (**PROTA, 2004**). Chaque caïeu est capable de redonner un nouveau bulbe (**Maurice, 2015**).



Figure 2 : Bulbe d'*Allium Sativum* et ses caïeux (**Gerbeaud, 2008**).

I.2.2 Racines, tiges et feuilles

- Les racines : ce sont des racines adventives qui prennent naissance sous le bulbe, au niveau du plateau correspondant à la tige souterraine.
- Tige : 40 cm de hauteur en moyenne, mais peut être beaucoup plus haute jusqu'à 150 cm). Elle émerge de la partie supérieure du bulbe. C'est en fait une fausse tige qui est formée par l'emboîtement entre elles des gaines foliaires des feuilles qui partent du plateau du bulbe.
- Feuilles : alternes et glabres. Elles sont au nombre de 2 à 10. Les feuilles sont réduites au pétiole qui est tubulaire et élargi à la base. Elles sont engainantes à la base. Le limbe est linéaire. Le froissement des feuilles dégage une odeur caractéristique. (Colin., 2016).

I.3. Classification de l'ail

L'ail (*Allium sativum* L.) est une plante en forme de bulbe appartenant au genre *Allium* (Tableau I) qui comprend également l'oignon (*Allium cepa* L.), le poireau (*Allium ampeloprasum* L. var. *porrum* Gay), l'échalote (*Allium ascalonicum* L.), l'échalote (*Allium fistulosum* L.) et la ciboulette (*Allium schoenoprasum* L.) (Lanzotti et al., 2014).

Tableau I : Classification d'*Allium sativum* (APGIII, 2009).

ANGIOSPERME
Clade : Monocotylédones
Ordre : Asparagales
Famille : <i>Amaryllidaceae</i>
Sous famille : <i>Allioideae</i>
Genre : <i>Allium</i>
Espèce : <i>Allium sativum</i>

I.4. Habitat et répartition géographique

A. sativum est originaire de l'Asie centrale, mais cultivé maintenant dans de nombreuses régions du monde, notamment en Europe, en Afrique du Nord, en Asie, en Amérique du Nord et en Afrique de l'Ouest (Edouard, 1991; Morrison, 1994).

I.5. Composition biochimique de l'ail

La gousse d'ail contient principalement de l'eau (65 %), mais aussi des polysaccharides de réserve (28 %) qui sont principalement des fructanes, des enzymes (2 % dont alliinase et peroxydase), des acides aminés libre (1.2 %), et des composés soufrés (2,3 %). On retrouve également des vitamines et du sélénium (**Dethier, 2010**).

- **Les glucides** : sont composés des monosaccharides (fructose, glucose), des disaccharides (saccharose, lactose), des tri saccharides (raffinose), des polysaccharides (l'amidon, dextrine, inuline), et d'autres tels que le D-galactane, l'arabinose, pectines, D-fructane.
- **Les lipides** : la concentration en lipides dans l'ail est trop faible pour agir dans le corps. Il s'agit des acides gras (acide linoléique, acide linoléique, acide oléique, acide palmitique), des triglycérides, des phospholipides (phosphatidylcholine, phosphatidylsérine, phosphatidyléthanolamine), des prostaglandines (prostaglandine A, prostaglandine E, prostaglandine F).
- **Les protides** : regroupent les protéines et les acides aminés (la lysine, la thréonine, la valine, la méthionine, l'isoleucine, le tryptophane, la phénylalanine, la leucine, l'histidine, l'arginine, l'acide aspartique, la sérine, la glutamine, la proline, la glycine, l'alanine et la cystéine).
- **Les fibres alimentaires** : elles représentent les parties d'origine végétale non transformées par les enzymes de la digestion. Ce sont des substances résiduelles provenant de la paroi cellulaire ou le cytoplasme des végétaux, constituées de mélanges complexes de glucides.
- **Les vitamines** : les vitamines A, B1, B2, B6, C et E. (**Banfitebiyi et al., 2019**).
- **Les minéraux et oligo-éléments** : le phosphate, le potassium, le magnésium, le cuivre, le fer, le manganèse, le zinc et le sélénium. L'ail possède une grande quantité de sélénium contrairement aux autres légumes : diméthylsélénide, acide méthyle-ster-méthane-sulféno sélénoïque, diméthyldisélénide, bi-(méthylthio)-sélénide, allylméthylsélénide, acide méthylester-2-propènesulfénosélénoïque, acide propylester-1-propènesulfénosélénoïque, allylthiométhylthiosélénide.
- **Les composés soufrés** : 2,3% de composés soufrés. Alliine, allicine ($C_6H_1OOS_2$) et les dérivés d'allicine (trisulfures divers, les ajoènes, disulfure de diallyl). Ils sont à l'origine de la plupart des vertus pharmacologiques. Les

principaux composés oragnosulfrés présents dans le bulbe de l’ail sont : l’alliine (S-allylcystéine sulfoxide), la γ -glutamyl-S-allylcystéine, la méthiin (S-méthylcystéine sulfoxyde), l’isoalliin (S-trans-1-propenylcystéine sulfoxyde) (Anton, 2016).

- **Quelques traces de pigments** : comme de la chlorophylle, des caroténoïdes, des anthocyanes (ce sont des pigments hydrosolubles qui donnent une coloration rouge violette ou bleue). Les quantités des pigments sont faibles dans l’ail et autres composés divers : des acides comme l’acide phénol, l’acide organique, les saponosides, les flavonoïdes, les phytohémagglutinines, les gibbérellines A3 et A7. (Banfitebiyi *et al.*, 2019).

I.6. Production de l’Ail dans le monde

Selon les statistiques de la FAO en 2023, la Chine est le principal producteur d’ail avec une production estimée à 20 millions de tonnes en 2023.

Les principaux pays producteurs d’ail dans le monde après la Chine sont : l’Inde, Bangladesh, Egypte, république de Corée, Ouzbékistan, Algérie, Myanmar... (FAO, 2023).

Avec une production estimée à 1,4 million de quintaux, l’Algérie devient autosuffisante en ail (TSA, 2023).

Tableau II: Pays exportateurs d’ail frais au monde (FAO, 2023).

Pays exportateurs	Quantité exportée (tonnes).
Chine	2, 032,197.54
Espagne	150,559.11
Argentine	121,128.63
Inde	61,287.37
Egypte	43,432.52

I.7. Variété d’Ail cultivé en Algérie

En Algérie, plusieurs variétés d’ail sont cultivées, alliant des cultivars locaux et importés. Parmi les plus connues figurent le **Rouge local**, le **Rose de Kabylie**, le **Rose de Chine**, le **Rouge d’Espagne**, ainsi que des variétés améliorées telles que **Thermidrome**, **Messidrome**, **Fructidor**, **Rouge d’Iran**, **Germidour**, **Mocta Bulgare** et **Simple Californie**.

La culture de l'ail est principalement concentrée dans les zones du **sublittoral** et des **hautes plaines**, notamment dans les wilayas de **Biskra, Médéa, M'sila, Skikda, Batna, Tizi-Ouzou, Béjaïa, Tlemcen, Guelma** et **Oum El Bouaghi**(ITCMI, 2022).

I.8. Les différentes utilisations de l'ail

I.8.1. Utilisations culinaires

Depuis la nuit des temps, l'ail est considéré comme l'épice de la vie. Il donne du goût aux sauces, aux viandes et aux plats. Il est classé parmi les plantes aromatiques pour son parfum et son piquant, Il est considéré comme un condiment, car il est utilisé dans les assaisonnements et les marinades et il est associé au groupe des légumes pour l'apport nutritionnel qu'il peut apporter. L'ail est vendu frais, séché, en poudre ou en granulés comme condiment. Les gousses entières peuvent être cuites pour accompagner les légumes.

L'ail est consommé dans le monde entier, mais il est particulièrement apprécié par les populations méditerranéennes. Les Italiens sont particulièrement friands d'une sauce à base d'ail et d'huile d'olive appelée « *aïoli* ». L'ail se marie parfaitement avec le poisson, les fruits de mer, la volaille, l'agneau...

I.8.2. En industrie alimentaire

L'ail est utilisé comme antioxydant dans les huiles pour les conserver longtemps. On remplace les antibiotiques par la poudre de l'ail dans l'aliment de bétail, de volaille et de poisson, pour qu'il n'y ait pas de résidus d'antibiotiques dans la viande. (SALEH et al., 2015) L'ail est ajouté au poisson fumé, à la charcuterie et à la viande fraîche conservée à 4°C pour prévenir la détérioration. L'ail est utilisé pour prévenir l'altération et le rancissement (NURWANTORO et al., 2015)

I.8.3. Utilisations thérapeutiques

En raison de son composant biologiquement actif, l'allicine, et de ses dérivés, l'ail est utilisé depuis longtemps comme médicament pour traiter diverses maladies et troubles, notamment l'hypertension artérielle (Singh et Singh, 2019).

La plante traite la fièvre, la toux, les maux de tête, les douleurs abdominales, la congestion des sinus, la goutte, les rhumatismes, les hémorroïdes, l'asthme, la bronchite, l'essoufflement, l'hypotension artérielle, l'hypoglycémie, l'hyperglycémie et les morsures de serpent.

Les gousses d'ail ont des qualités antilipémiantes (hypocholestérolémiantes), antihypertensives, antimicrobiennes et anticancéreuses, qui aident toutes à prévenir la formation de cellules cancéreuses dans l'estomac, le foie et d'autres organes humains (Bayan *et al.*, 2014

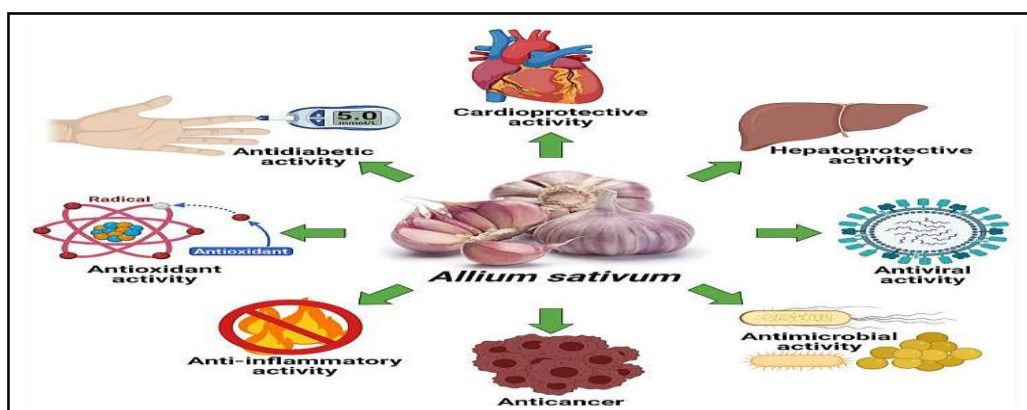


Figure 3: Quelques attributs pharmacologiques de l'*Allium sativum* (Tudu *et al.*,2022).

II. La partie non comestible de l'ail

II.1. Pelure d'ail

La pelure d'ail est un sous-produit obtenu en épluchant les bulbes d'ail (*Allium sativum*). Elle contient des quantités importantes de protéines, de fibres, de minéraux, (Tableaux III et IV) d'hydrates de carbone et d'un certain nombre de composés biologiquement actifs. L'utilisation de la pelure d'ail peut constituer une méthode écologique pour réduire les déchets résultant de l'épluchage des bulbes d'ail (Velcirov *et al.*, 2024).

Tableau III: Composition nutritionnelle de la pelure d'ail (Azmat *et al.*, 2023).

Composés	Teneurs (%)
Glucides (digestible)	8.5
Sucre (réducteurs)	1.36
Sucres (totaux)	6.51
Matière sèche	80.8

Cendre totales	7.37
Eau	19.2
Fibres alimentaires totales	62.10
Protéines brutes	2.61
Matière grasse libre	22

Tableau IV : Composition minérale de la pelure d'ail (Azmat *et al.*, 2023).

Minéraux	Ecorce d'ail (mg/kg)
Calcium	20610
Potassium	9081
Soufre	1635
Magnésium	950
Aluminium	826
Phosphore	721
Fer	682
Sodium	123
Manganèse	35.4
Chrome	18.40
Bore	18
Zinc	12.9
Cuivre	2.09
Sélénium	0.058

II.2. Composés phénoliques des pelures d'ail

Comme de nombreuses autres matières végétales, les pelures d'ail contiennent une variété de composés phénoliques, qui sont des antioxydants naturels qui présentent également des effets bactériostatiques et bactéricides. En outre, ces composés sont bénéfiques pour les plantes, car ils lui permettent de se défendre contre les défis environnementaux (Fortunata *et al.*, 2019).

Les pelures d'ail contiennent une variété de produits phénoliques, notamment l'alliine, qui est une substance chimique contenant du soufre. C'est un précurseur de l'allicine, qui donne à

l'ail son odeur caractéristique. Les pelures d'ail contiennent de la quercétine, du kaempférol et de la rutine. L'acide caféique, l'acide férulique et l'acide p-coumarique sont quelques-uns des acides phénoliques qui ont été trouvés dans les pelures d'ail.

III. Les polyphénols

III.1. Généralités sur les polyphénols

Les polyphénols, également connus sous le nom de composés phénoliques, sont des molécules spécifiques du règne végétal. Ils appartiennent au métabolisme secondaire des plantes (Torreggiani *et al.*, 2005).

Ils sont présents dans les plantes, des racines aux fruits. Leurs fonctions ne sont pas strictement essentielles à la vie des plantes, mais elles jouent un rôle majeur dans les interactions de la plante avec son environnement (Hynes et O'Coinceanainn, 2004).

L'élément structural fondamental qui les caractérise est la présence d'au moins d'un cycle phénolique à 6 atomes de carbone, auquel s'ajoute au moins un groupe hydroxyle (OH) libre ou lié à une autre fonction : éther, ester ou hétéroside (Kakhlon et Cabantchik, 2002 ; Welch *et al.*, 2002).

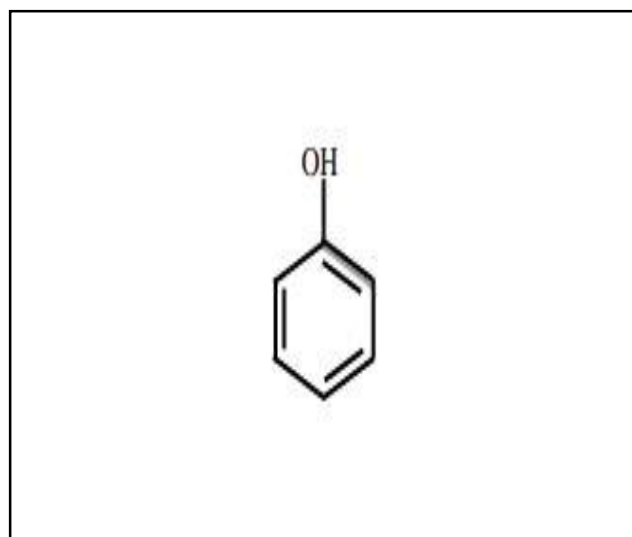


Figure 4: Structure du noyau phénol (Stookey, 1970).

III.2. Classification des polyphénols

La classification des polyphénols est essentiellement basée sur la structure, le nombre de noyaux aromatiques et les éléments structuraux reliant ces noyaux. Ils sont classés en deux catégories: les composés phénoliques simples et les composés phénoliques complexes (**Gibbs, 1976., Pascual-Reguera et al., 1997**)

III.2.1. Polyphénols simples

a).Acides phénoliques

Ce sont des composés organiques comportant au moins une fonction carboxyle et un hydroxyle phénolique. Ils sont représentés par deux sous-classes dérivés des acides hydroxybenzoïque et hydroxycinnamique (**Thompsen et Mottola., 1984**).

b).Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des composés dont le squelette de base est composé de quinze atomes de carbone, constitués de deux cycles aromatiques et d'un hétérocycle central de type pyrane formant une structure C6-C3-C6 (**De Souza et De Giovani., 2004**).

Ce sont les composés les plus abondants parmi tous les composés phénoliques. Ils interviennent dans la pigmentation des fleurs et divers autres processus comme la défense contre les rayons UV, les herbivores et les attaques microbiennes (**Korkina et Afanas'ev ., 1997**).

Il existe plusieurs classes de flavonoïdes, dont les principales sont les flavones, les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones et les anthocyanidines. (**Afanas'eva et al., 2001**).

III.2.2. Polyphénols complexes (tanins)

Les tanins représentent une classe très importante de polyphénols localisés dans les vacuoles (**Karamac et Pegg .,2009**).

Historiquement, le terme « tanin » a été utilisé pour décrire les composés polyphénoliques caractérisés par leurs propriétés de combinaison des protéines (**Manach et al.,2004**).

D'un point de vue structurel, les tanins sont divisés en deux groupes : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (**Monteiro et al., 2007**).

- ❖ **Les tanins hydrolysables** : ce sont des esters de D-glucose et d'acide gallique ou de ses dérivés, en particulier l'acide ellagique. (Monties *et al.*, 1969 ; Cheng *et al.*, 2007).

Ces substances sont facilement hydrolysées chimiquement ou enzymatiquement (tannase). (Nagata, 1992).

- ❖ **Tanins condensés** : les tanins condensés ou proanthocyanidines sont des polymères composés d'unités de flavane liées par des liaisons entre les carbones C4 et C8 ou C4 et C6. (Monties *et al.*, 1969).

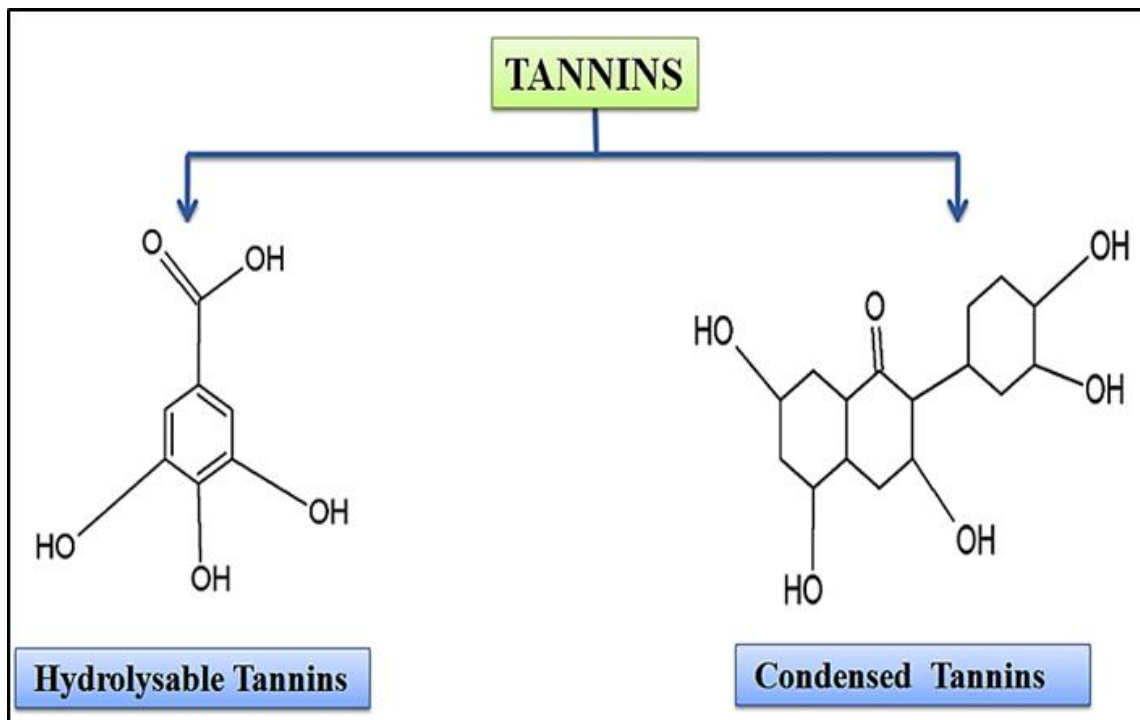


Figure 5: Types de tanins et leurs structures de base (Ghosh, 2015)

III.3. Composants bioactifs de l'ail

L'ail est une source alimentaire très importante pour ses propriétés antioxydantes, notamment les composés sulfurés, les polyphénols et les caroténoïdes. L'ail contient des composés soufrés tels que le thiosulfinate de diallyle (allicine), le trisulfure de diallyle, le trisulfure d'allyle et de méthyle, le disulfure de diallyle, l'ajoène et d'autres encore, qui présentent des propriétés anticancéreuses, antioxydantes, anti-inflammatoires, immunomodulatrices, antimicrobiennes, hypoglycémiantes et cardiovasculaires. (Viswanathan *et al.*, 2014).

Les bulbes d'*Allium sativum* contiendraient des centaines de substances phytochimiques, notamment des composés contenant du soufre, tels que des ajoènes (E-ajoène, Z-ajoène), des thiosulfates (allicine), des vinylthiols (2-vinyl-(4H)-1,3-dithiols, 3-vinyl-(4H)-1,2-dithiols), sulfures (disulfure de diallyle, trisulfure de diallyle et autres, qui représentent 82 % de la teneur totale en soufre de l'ail. (Al Snafi., 2013).

L'alliine, le principal sulfoxyde de cystéine, est transformée en allicine par l'enzyme allinase après avoir coupé l'ail et décomposé le parenchyme. Le S-propyl-cystéine-sulfoxyde, l'allicine et le S-méthyl-cystéine-sulfoxyde sont les principales molécules odorantes des homogénats d'ail fraîchement broyés. Le S-propyl-cystéine-sulfoxyde peut produire plus de cinquante métabolites en fonction de la teneur en eau et de la température, ainsi que l'enzyme allinase qui peut agir sur le mélange de, Le S-propyl-cystéine-sulfoxyde et alliine pour produire d'autres molécules, telles que le méthane allylique, thiosulfates, méthanthiosulfonate de méthyle et autres thiosulfates correspondants (R-S-S-R0), par où R et R0 sont des groupes allyle, propyle et méthyl. (Zeng *et al.*, 2017).

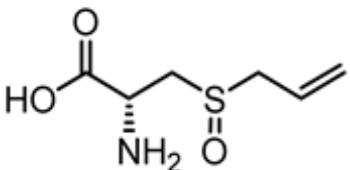
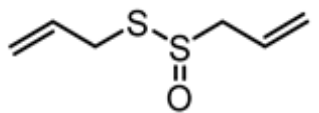
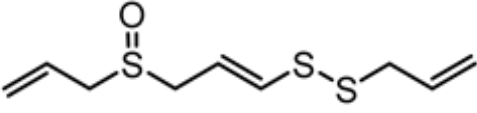
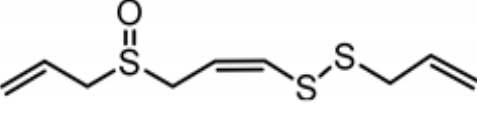
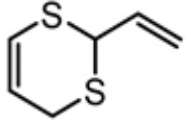
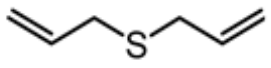
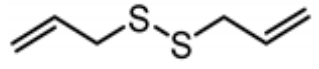
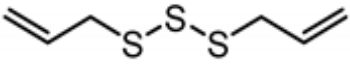
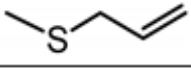
Compounds	Molecular formula	Structure
Alliin	$C_6H_{11}NO_3S$	
Allicin	$C_6H_{10}OS_2$	
E-Ajoene	$C_9H_{14}OS_3$	
Z-Ajoene	$C_9H_{14}OS_3$	
2-Vinyl-4H-1,3-dithiin	$C_6H_8S_2$	
Diallyl sulfide (DAS)	$C_6H_{10}S$	
Diallyl disulfide (DADS)	$C_6H_{10}S_2$	
Diallyl trisulfide (DATS)	$C_6H_{10}S_3$	
Allyl methyl sulfide (AMS)	C_4H_8S	

Figure 6: Liste et structures de certains composés soufrés isolés à partir d'*Allium sativum* (El-Saber *et al.*, 2020)

III.4. Effets antibactériens des pelures d'ail

En raison de la présence de substances bioactives telles que l'allicine, l'alliine et l'ajoène, la pelure d'ail s'est révélée avoir des effets antibactériens. Ces substances ont des effets inhibiteurs sur une variété de bactéries, champignons et virus nuisibles. (Azmat *et al.*, 2023).

L'allicine est l'un des principes actifs des homogénats d'ail fraîchement écrasés, possède une variété d'activité antibactérienne. On a constaté que l'allicine sous sa forme pure présentait une activité antibactérienne contre un large éventail de bactéries Gram négatives et Gram positives, y compris des souches entérotoxigènes multirésistantes d'*Escherichiacoli* ; une activité antifongique, en particulier contre *Candida albicans* ; une activité antiparasitaire,

y compris contre certains parasites protozoaires intestinaux humains majeurs tels que *Entamoeba histolytica* et *Giardia lamblia* ; et une activité antivirale. Le principal effet antimicrobien de l'allicine est dû à sa réaction chimique avec les groupes thiol de diverses enzymes, par exemple l'alcool déshydrogénase, la thiorédoxine réductase et l'ARN polymérase, qui peuvent affecter le métabolisme essentiel de l'activité de la cystéine protéinase impliquée dans la virulence d'*E. histolytica*.(Ankri et Mirelman., 1999).

L'ajoène est considéré comme un composé naturel majeur dérivé de l'ail par la conversion de l'alliine en allicine, par un clivage induit par l'alliinase. Cette enzyme, stockée dans la vacuole des cellules mésophylles, est libérée lors de lésions tissulaires. L'allicine est un composé labile, facilement transformé en un certain nombre d'allylsulfures stables et solubles dans les lipides, tels que l'ajoène.(Kay., 2010)

III.5. Les différentes activités d'ail

III.5.1. Activité antioxydante

L'ail est riche en antioxydants, qui contribuent à la destruction des particules de radicaux libres et endommagent les membranes cellulaires et l'ADN, contribuant ainsi au processus de vieillissement.(Tesfay., 2021).

III.5.2. Activité antibactérienne

L'extrait d'ail inhibe la croissance des bactéries Gram-positives et Gram-négatives telles que *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Micrococcus*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Klebsiella*, *Lactobacillus*, *Pseudomonas*, *Shigella*, *Salmonella*, *Proteus* et *Helicobacter pylori*.

III.5.3. Activité antifongique

L'allicine a montré un effet fongicide contre de nombreuses levures et champignons, y compris *Candida albicans*, *Cryptococcus trichophyton*, *Histoplasma capsulatum* et *Cryptococcus neoformans*(**Sabitha et al., 2005**).

III.5.4. Activité antivirale

L'ail et ses composants soufrés ont démontré une action antivirale contre les *coxsackievirus spp*, le virus de l'herpès simplex de type 1 et 2, la grippe B, le virus de la parainfluenza de type 3, le virus de la vaccine, le virus de la stomatite vésiculaire, le virus de l'immunodéficience humaine de type 1 et le rhinovirus humain de type 2 (**Azene, 2021**).

Matériel et méthodes

La partie expérimentale de notre travail a été réalisée au niveau des laboratoires de microbiologie et de physico-chimie du département de sciences alimentaires et au laboratoire commun de microbiologie au département de biologie moléculaire et cellulaire de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

➤ Objectif

Ce travail a pour objectif de valoriser un sous-produit agricole, en l'occurrence les pelures et tiges d'ail, à travers l'évaluation de son activité antimicrobienne. Pour ce faire, des extraits ont été obtenus par macération aqueuse à chaud et à froid, ainsi que par macération hydro-alcoolique. Le dosage des polyphénols a été réalisé sur les extraits obtenus, suivi de l'évaluation de leur efficacité antimicrobienne.

I. Matériel utilisés

I.1. Biomasse végétale

La biomasse végétale utilisée dans ce travail est constituée de pelures et de tiges d'ail récupérées auprès d'un complexe frigorifique situé à Draa Ben Khedda, dans la wilaya de Tizi Ouzou. Ce complexe spécialisé dans le stockage frigorifique de produits agricoles.

Avant d'être mises en chambre froide, les gousses d'ail doivent être détachées de leurs tiges et débarrassées de divers débris. (TSA, 2023). La biomasse utilisée dans ce travail est générée lors des opérations de tri, d'épluchage et de mise en filets des gousses d'ail destinées à la commercialisation. Cette biomasse, non commercialisée, est généralement destinée à être rejetée (**Figure 7**).



Figure 7 : Caisses remplies de tiges et pelures d'ail rejetées

(Photographie personnelle)

I.2. Souches microbiennes

Dans la partie microbiologique de notre étude, six souches microbiennes ont été utilisées. Quatre d'entre elles sont des souches de référence ATCC, fournies par le laboratoire de microbiologie du département des sciences alimentaires de la faculté des sciences biologiques et agronomiques de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. Il s'agit des bactéries *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 9027), *Staphylococcus aureus* (ATCC 6538), *Bacillus subtilis* (ATCC 6633) et la levure *Candida albicans* (ATCC 10231). Les deux autres souches sont des bactéries pures isolées à partir de carcasses de poulet, elles ont été gracieusement fournies par Monsieur Msela, enseignant à la faculté des sciences biologiques et agronomiques de la même université et correspondent à *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*(Figure 8).



Souches de référence
ATCC

Bactéries isolées de
carcasse de poulet

**Figure 8 : Les souches microbiennes utilisées
(Photographie personnelle)**

II. Méthodes

II.1. Préparation de la biomasse végétale

Après la récolte des parties aériennes et des épluchures d'ail, nous avons procédé comme suit (**Figure 9**):

- Lavage de la biomasse végétale à l'eau afin d'éliminer la terre et les impuretés;
- Séchage à l'air libre et à l'abri de la lumière directe du soleil, de la chaleur excessive et de

l'humidité, afin de préserver au mieux les composés bioactifs recherchés.

- Réduction de la taille de l'échantillon par écrasement manuel.



**Figure 9 : Lavage et séchage de la pelure d'ail
(Photographie Personnelle).**

II.2. Extraction des composés bioactifs

La macération est une méthode d'extraction utilisée dans ce travail. C'est une démarche populaire et peu coûteuse. Elle consiste à laisser un matériel végétal dans un solvant, dans le but d'extraire les molécules solubles. Cette méthode a plusieurs avantages : utilisation de mélange de solvants, contrôle de la température d'extraction et maintien des molécules thermosensibles. La macération nécessite des étapes de filtration et d'évaporation qui sont plus ou moins longues (Azmir et al., 2013).

II.2.1 Macération aqueuse à chaud (MC)

10 grammes de matrice végétale concassée et 200 millilitres d'eau distillée bouillie sont ajoutés dans un erlen meyer. Temps de macération 1 heure à partir de l'ébullition sur une plaque d'agitation. A la fin de la macération, le macérât doit être filtré (Figure 10) pour retirer les morceaux solides. Le protocole utilisé est inspiré de celui décrit par Bourgoïn et al., (2017), avec quelques modifications.



Figure 10 : Macération aqueuse à chaud

(De gauche à droite : pesée de la biomasse végétale, chauffage de l'eau distillée jusqu'à ébullition, agitation du mélange eau distillée et biomasse végétale, filtration)(**Photographie Personnelle**).

II.2.2 Macération aqueuse à froid (MF)

10 grammes de pelure d'ail et 200 millilitres d'eau sont ajoutés dans un erlen meyer. Ce mélange est couvert de papier aluminium et laissée pendant 24 heures pour une macération à température ambiante sur une plaque d'agitation à 100 tours/min. A la fin de la macération, le mélange est filtré pour retirer les morceaux solides(**Bourgoin et al., 2017**)

II.2.3. Macération hydro-alcoolique (MHAA)

20 grammes d'échantillons sont introduits dans 200 ml d'un mélange éthanol/eau (50/50) et placés sur une plaque d'agitation pendant 24 heures. L'extrait obtenu est ensuite filtré à l'aide d'un papier filtre Whatman (**Ifesan et al., 2014**).



Figure 11 : Macération hydro alcoolique

(De gauche à droite : pesée de la biomasse végétale, agitation du mélange solvant et biomasse végétale, filtration)

(**Photographie Personnelle**).

II.3. Le séchage

Après filtration, les extraits issus des différentes méthodes de macération ont été versés séparément dans des cristallisoirs et des boîtes de Pétri en verre, puis placés dans une étuve réglée à 40 °C pour permettre l'évaporation du solvant et le séchage pendant une durée allant de 48 à 72 heures. Après séchage les résidus obtenus sont raclés à l'aide d'une spatule, puis conservés au frais dans des tubes d'Eppendorf en vue des analyses ultérieures (**Figure 12**).



Figure 12 : Séchage des différents macérâts.

(De gauche à droite : macérât avant séchage dans une étuve réglée à 40 °C, macérât après évaporation de la phase liquide, raclage du résidu de séchage, poudres des différents extraits)

(Photographie Personnelle)

II.4. Calcul du rendement

Le rendement d'extraction est calculé en pourcentage du rapport de la masse de la matière sèche de l'extrait sur la masse totale de la biomasse végétale de départ, par la formule suivante :

$$R\% = [(m - m_0) / m_d] \times 100$$

- R% : rendement d'extrait en pourcentage ;
- m : masse de cristalliseur après séchage ;
- m₀ : masse de cristalliseur vide ;
- m_d : mase de départ de la biomasse végétale utilisée dans l'extraction.

III. Dosage des polyphénols totaux

III.1. Principe

Le dosage des polyphénols totaux repose sur une réaction colorimétrique avec le réactif de Folin-Ciocalteu (**Singleton et Rossi., 1965**), qui permet de quantifier les groupements hydroxyles des composés phénoliques présents dans l'extrait. La lecture de l'absorbance est

effectuée à une longueur d'onde de 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Les résultats sont exprimés en équivalents d'acide gallique.

III.2. Protocole expérimental

1. Dans un tube à essai on introduit 50mg de poudre d'ail avec 5ml d'eau distillée qui ce qui correspond à la solution mère.

2. Ensuite dans un autre tube on prend 30 µl de la solution mère ;

3. On ajoute 2,5mL de réactif de Folin-Ciocalteu dilué et fraîchement préparé (**Annexe n°03**) et on le laisse reposer 2 min à l'abri de la lumière ;

4. On ajoute ensuite 2 ml de solution de carbonate de sodium à 7,5 % (**Annexe n°03**);

5. Agiter le mélange pour homogénéiser ;

6. Incuber pendant 15 minutes à 50°C, à l'abri de la lumière ;

7. Mesurer l'absorbance à 760 nm à l'aide du spectrophotomètre, en utilisant un blanc préparé de la même façon mais sans extrait, les essais sont reproduits 3 fois. Le protocole utilisé est basé sur celui décrit par **Ali-Rachedi et al. (2018)**, avec quelques modifications.

Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique à différentes concentrations (**Annexe n°04**).



Figure 13 : tube des extraits des différentes macérations avec réactifs

III.3. Calcul de concentration des polyphénols totaux

Les teneurs en phénols totaux des extraits sont exprimées en mg d'équivalent d'acide gallique par g de matière végétale (mg EAG/g MS) selon la formule suivante :

$$\text{CPT} = (C \times V_{\text{extrait}} \times F_d/m) \times 10^{-3}$$

- C : concentration calculée à partir de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique ;
- V : volume totale de l'extrait (la solution mère) (ml)
- F_d : facteur de dilution de l'extrait
- MS : masse de l'extrait sec obtenu après macération
- 10^{-3} : pour convertir μg en mg

IV. Recherche de l'activité antimicrobienne

IV.1. Revivification des souches microbiennes de référence

Les souche bactérienne ATCC ont été repiquées sur le milieu de culture gélose nutritive (GN) et incubées pendant 24h à 37°C et la souche fongique ATCC a été repiquées sur le milieu de culture Sabouraud et incubée à 29° C pendant 24h.

IV.2. Vérification de la pureté des souches microbiennes de référence

IV.2.1 Coloration de Gram

La coloration de Gram est une méthode mise au point en 1884 par le bactériologiste danois Hans Christian Gram, permettant de classer les bactéries en deux grandes catégories : Gram positives (Gram+) et Gram négatives (Gram-). Après la coloration, les bactéries Gram+ apparaissent violettes, tandis que les bactéries Gram- prennent une coloration rose. Cette différence de coloration est due à la composition de leur paroi cellulaire Elle permet non seulement de visualiser facilement les bactéries, mais aussi d'obtenir des informations sur leur forme, leur taille et leur structure membranaire (**Madigan et al., 2015**).

IV.2.2 Test de catalase

Le test de la catalase est un test biochimique pour les organismes aérobies qui nous permet de constater la production d'enzymes catalases chez les microorganismes. C'est l'enzyme la plus courante que l'on trouve dans tous les organismes vivants qui survivent principalement dans l'oxygène et catalyse la décomposition du peroxyde d'hydrogène, libérant ainsi de l'eau et de l'oxygène. Le test de la catalase est utile pour la caractérisation théorique de la plupart des bactéries. (**Khatoon et al., 2022**).

IV.3. Réalisation de l'antibiogramme

IV.3.1. Pré-culture

Dans un premier temps, les bactéries ont été repiquées par la méthode des stries sur des boîtes de Pétri contenant le milieu Mueller-Hinton, puis incubées à 37 °C pendant 18 heures afin d'obtenir des cultures jeunes et bien isolées.

IV.3.2. L'antibiogramme

Ensuite, une ou plusieurs colonies issues de chaque culture pure ont été prélevées à l'aide d'une anse stérile et transférées dans 5 mL d'eau physiologique stérile pour préparer une suspension microbienne fraîche. Cette suspension a été homogénéisée, puis ajustée en comparant sa turbidité au standard de McFarland 0,5, correspondant à une concentration d'environ $1,5 \times 10^8$ UFC/mL, afin d'assurer une standardisation des tests microbiens (Figure 14).

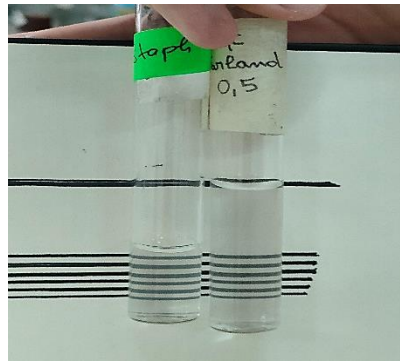


Figure 14 : Comparaison de la suspension bactérienne avec le standard de turbidité Mc Farland 0.5 (Photographie Personnelle)

À l'aide d'une micropipette, 100 μ L d'inoculum ont été ensemencés sur de nouvelles boîtes de Pétri contenant également du milieu Mueller-Hinton, puis étalés uniformément avec un râteau stérile.

Des disques stériles de 6 mm de diamètre ont été imbibés avec les différents extraits préparés, puis déposés à la surface du milieu de culture à l'aide d'une pince stérile. Un disque témoin négatif qui contient 10 μ L de DMSO (diméthylsulfoxyde), a été utilisé afin de vérifier l'absence d'effet antimicrobien du solvant (Figure n°). En parallèle, des témoins positifs ont été utilisés correspondants aux disques antibiotiques commerciaux contenant respectivement de la

tétracycline, de la gentamicine et de l'ampicilline. Les boîtes de Pétri ainsi préparées sont ensuite incubées à 37 °C pendant 18h à 24h.

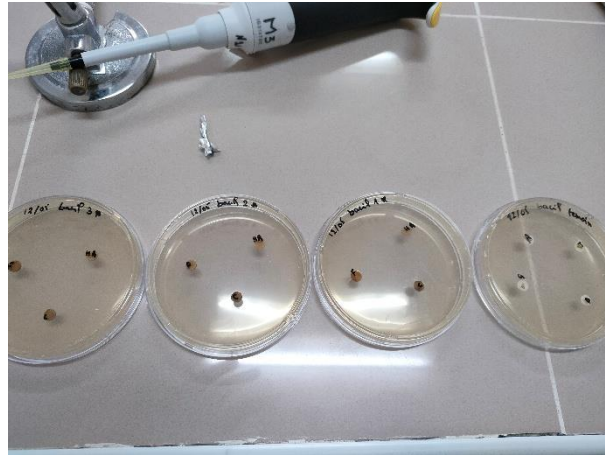


Figure 15 : Dépôt des disques des différents extraits.

(Photographie personnelle)

Les résultats ont été évalués en mesurant les diamètres des zones d'inhibition formées autour des disques, indiquant une activité antimicrobienne (**Okombe Embeya et Nzuzi Mavungu, 2019**).

IV.4. Détermination de la CMI

La concentration minimale inhibitrice (CMI) de l'extrait de pelures d'ail fut déterminée par la méthode de diffusion sur disque. Un extrait par macération aqueuse à chaud a été soigneusement préparé. Ensuite, nous avons procédé à son séchage pour obtenir une poudre. Une solution mère (SM) a été préparée en dissolvant 100 mg de cette poudre dans 1 ml d'eau distillée, correspondant à la concentration 100 mg/ml. Cette solution mère fut diluée trois fois : 250 μ l d'extrait et 750 μ l d'eau distillée) correspondant à la concentration 25 mg/ml, (500 μ l d'extrait et 500 μ l d'eau distillée) correspondant à la concentration 50 mg/ml et à (750 μ l d'extrait et 250 μ l d'eau distillée) correspondant à la concentration 75 mg/ml.

Des disques stériles ont été imbibés de chaque dilution, puis aseptiquement déposés sur une gélose Mueller-Hinton préalablement ensemencée par étalement avec une suspension de *Pseudomonas aeruginosa* d'une pré-culture jeune à 37°C sur le milieu de culture Mueller-Hinton, qui était ajustée à une turbidité équivalente au standard de 0,5 de McFarland. La lecture des résultats est réalisée après 18 heures d'incubation à 37 °C.

Résultats et discussions

I. Rendement d'extraction

Les rendements des extraits de la pelure et de la partie aérienne d'ail (*Allium sativum*) obtenus à partir des trois types de macération (aqueuse à chaud, aqueuse à froid et hydroalcoolique) exprimés en pourcentage (%) sont présentés dans le **Tableau V**

Tableau V : rendement d'extraction des différentes macérations.

Extraits	MFA	MCA	MHAA
Rendement (en %)	5.83	5.11	2.18

Les rendements obtenus pour les différentes méthodes d'extraction montrent des variations notables. On remarque que la macération à froid a donné un rendement légèrement élevé avec un taux de 5.83% tandis que la macération à chaud (MCA) a permis d'obtenir un rendement de 5,11 %. En ce qui concerne la macération hydroalcoolique (MHAA), le rendement mesuré est de 2,18 %.

Cette variation s'explique par plusieurs mécanismes bien établis dans la littérature scientifique. En effet, selon **Okoduwa et al.(2016)**, la macération à froid repose sur un gradient de concentration entre solvant et matrice végétale, favorisant la diffusion lente mais efficace des composés bioactifs. Ainsi, la macération à froid pendant 24 heures à la température ambiante permet une extraction douce et optimale des composés bioactifs, en préservant leur intégrité tout en assurant un rendement satisfaisant sans risque de dégradation thermique. L'étude menée par **DaSilva et ses collaborateurs (2016)**, affirme que de nombreux facteurs contribuent à l'efficacité de l'extraction par solvant, tels que le type du solvant, la température, ainsi que la taille et la forme des particules de la matrice végétale.

La macération à chaud présente un rendement de 5,11% ; ceci s'explique par l'effet de la température élevée, qui accélère l'extraction des composés en facilitant leur passage dans le solvant. Toutefois, cette chaleur peut également entraîner la dégradation de certains composés thermosensibles, ce qui peut réduire l'efficacité de l'extraction. Ce résultat peut s'expliquer par l'impact de la température sur les mécanismes d'extraction. En effet, l'augmentation modérée de la température, généralement autour de 60 °C, augmente la perméabilité des membranes cellulaires végétales, favorise la diffusion des composés bioactifs et réduit la viscosité du solvant, ce qui permet une extraction plus rapide et plus efficace des polyphénols. **Antony et Farid et (2022)**, ont démontré que l'augmentation de la température améliore le transfert de

matière, ce qui favorise à une libération plus importante des composés phénoliques dans le solvant aqueux.

L'extraction par macération hydro alcoolique a donné un rendement de 2.18%, cela pourrait être due à la nature sélective du solvant hydro-alcoolique, qui cible certains types de composés (comme les polyphénols ou les alcaloïdes) plutôt qu'une large gamme de constituants, expliquant ainsi que certains composés hydrosolubles ou volatils nécessitent un solvant plus spécifique pour être efficacement extraits (eau pure ou alcool pure). **Limet *al.*(2023)** a mis en évidence que les extractions à l'eau pure permettent d'extraire d'avantage de métabolites polaires tandis que lorsque la teneur en éthanol dans le solvant augmente le rendement total d'extraction diminue, en raison de la polarité plus élevée de l'eau par rapport à l'éthanol et de plus grande abondance des métabolites polaires dans la biomasse végétale de départ.

II. Dosage des polyphénols totaux

La figure ci-dessous présente les teneurs en polyphénols totaux (exprimés en mg EAG/g d'extrait) obtenues pour les différents extraits testés.

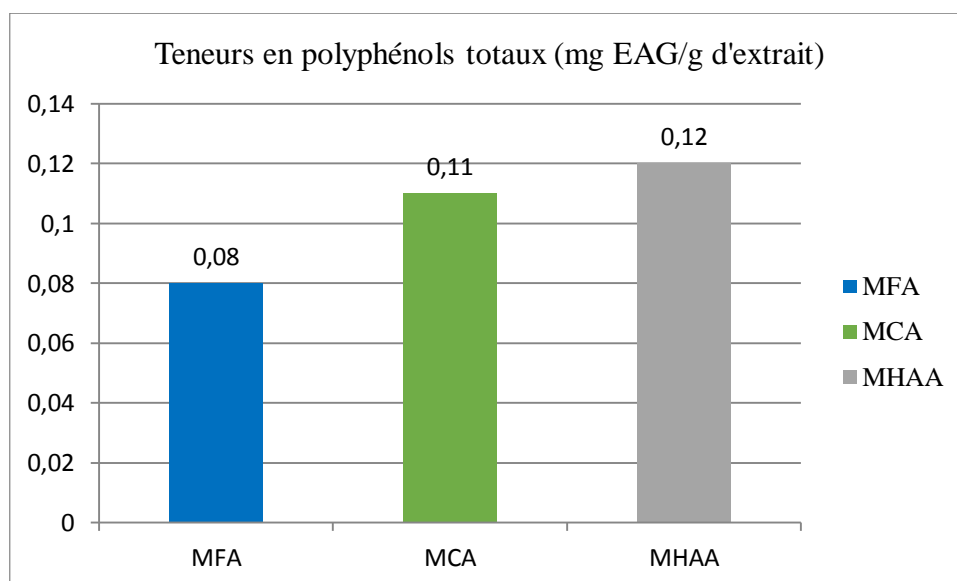


Figure 16 : Teneurs en polyphénols totaux des extraits issus des trois types de macération.

D'après les résultats obtenus on remarque que l'extrait à froid a donné une teneur (en mg d'équivalent d'acide gallique par g) de 0.08mg EAG/g d'extrait. La macération à chaud a permis d'obtenir 0.11 mg EAG/g tandis que la teneur de l'extrait hydro alcoolique représente la valeur de 0.12 mg EAG/g d'extrait.

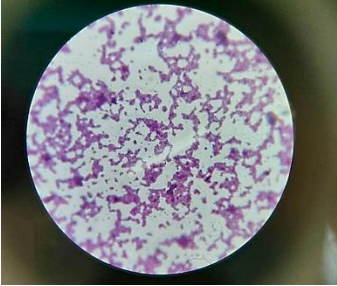

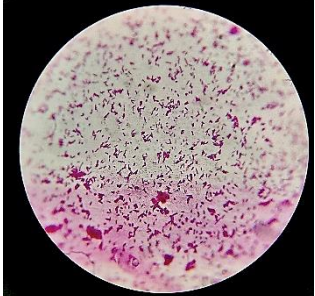

L'extraction hydro alcoolique de pelure d'ail a permis d'obtenir une teneur plus élevée en polyphénols totaux que les extractions aqueuses. Cela s'explique par le mélange eau-éthanol (50-50 %), qui combine la polarité de l'eau pour les composés hydrophiles et la capacité de l'éthanol à extraire des molécules moins polaires. Selon **Dos Santos et al. (2022)**, les extraits hydro alcooliques de pelure d'ail présentent une richesse en composés bioactifs plus importante, conduisant à une activité antioxydante et antimicrobienne renforcée. La macération à froid présente une faible concentration de ces composés. Selon l'étude de **Thach, (2022)**, sur la pelure de l'ail, la température élevée améliore la solubilité et la diffusivité, aboutissant à une libération accrue de composés bioactifs.

III. Evaluation de l'activité antimicrobienne

III.1. Vérification de la pureté des souches

Les souches microbiennes ATCC fournies par le laboratoire de microbiologie ont subi deux tests : une coloration de Gram et un test catalase ; tandis que la levure a subi une coloration au bleu de méthylène pour vérifier leur pureté. Les résultats des colorations de Gram sont illustrés dans le **Tableau VI** et le test catalase dans le **Tableau VII**.

Tableau VI : Résultat de coloration de Gram des souches ATCC

Souche bactérienne	Observation microscopique
<p><i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538</p>	
<p><i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633</p>	
<p><i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC9027</p>	
<p><i>Candida albicans</i> ATCC 10231</p>	

La technique de coloration de Gram pour les bactéries et coloration avec le bleu de méthylène pour la levure ont permis de mettre en évidence les caractéristiques morphologiques et structurales propres à chaque souche. *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 bactérie observée sous microscope à Gram positive, de forme coccique, caractérisé par un regroupement en amas rappelant des grappes de raisin. *Bacillus subtilis* ATCC 6633, bactérie a Gram positive, se

présentant sous forme de bacilles regroupés en chaînes courtes ou isolées. *Pseudomonas aeruginosa* ATCC9027 bactérie à Gram négative également en forme bacille disposée de manière isolée ou en paires. Et pour la levure *Candida albicans* ATCC 10231, la coloration au bleu de méthylène a permis d'observer des cellules ovales, en bourgeonnement.

Tableau VII : Résultat de test catalase sur les bacteries ATCC

Souche microbienne	Test Catalase
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC9027	(+)
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	(+)
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633	(+)
<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	(-)

Le test de la catalase a été réalisé afin de confirmer certaines caractéristiques enzymatiques. Ce test repose sur la détection de l'enzyme catalase, capable de décomposer le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau et en oxygène, se manifestant par un dégagement immédiat de bulles. Les résultats ont montré que *Pseudomonas aeruginosa* ATCC9027 a réagi positivement au test, ce qui est cohérent avec son profil de bactérie aérobie. De même, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538 a également donné une réaction positive, *Bacillus subtilis* ATCC 6633 est catalase positive aussi. En revanche, *Candida albicans* ATCC 10231, étant une levure, a donné un résultat négatif au test de la catalase, comme attendu pour la plupart des levures pathogènes.

Ces observations microscopiques et le test catalase ont confirmés la pureté des souches, validant ainsi leur utilisation pour les essais d'activité antimicrobienne.

III.2. Activité antimicrobienne

III.2.1. L'antibiogramme L'antibiogramme a été réalisé dans le but d'évaluer l'effet des extraits de macération à chaud à froid et hydro alcoolique imbibés dans des disques de papier Whatman et déposé sur le tapis microbien déjà ensemencé sur gélose MH . Les boîtes de Pétri

sont incubés pendant 18 à 24h à 37°C pour les bactéries (*Pseudomonas aeruginosa* ATCC9027, *Staphylococcus aureus* ATCC 6538, *Bacillus subtilis* ATCC 6633, *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*) et à 29°C pour la levure *Candida albicans* ATCC 10231 après avoir subis une prédifusion au frais. Après incubation les zones d'inhibition, (**Annexe 05**) ont été mesurées à l'aide d'une règle (**Tableau VIII**).

Tableau VIII : moyenne et écart type des diamètres (en mm) des zones d'inhibition des obtenues (diamètre des disques inclus Ø=6 mm).

Souches microbiennes	Moyenne (MHA)	Moyenne (MF)	Moyenne (MC)
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633	7,50 ±0.70	8,50 ± 0.71	9,00 ±1,41
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC6538	6,66±0.57	7,00 ± 1,00	8,66 ±1,52
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC9027	9,50 ± 0,70	6,00± 0,00	9,05 ±1,48
<i>Candida Albicans</i> ATCC 10231	6,00 ± 0,00	6,66 ±0.58	7,66 ± 1,52
<i>Staphylococcus aureus</i>	7,00± 1,00	6,66 ±1.15	6,00 ± 0,00
<i>Escherichia coli</i>	7,00 ± 0,00	6,66±0,58	6,66 ±0,57

L'analyse des diamètres moyens des zones d'inhibition révèle une **activité antimicrobienne différenciée selon la souche ciblée et le type d'extrait utilisé.**

La bactérie *Bacillus subtilis* ATCC6633 a montré une **sensibilité**, avec des zones d'inhibition allant de 7,5 mm (HA) à 9 mm (C). L'efficacité marquée de l'extrait C pourrait s'expliquer par une meilleure extraction des composés actifs thermo solubles via la macération à chaud.

Pour *Staphylococcus aureus* ATCC 6538. Le diamètre passe de 6,66 mm (HA) à 8,66 mm (C), ce qui confirme que cette souche est **non sensible (<9 mm)**.

Pseudomonas aeruginosa ATCC9027 C'est la **souche la plus sensible**, avec les plus grandes zones d'inhibition enregistrées, notamment pour les extraits HA (9,5 mm) et C (9,05 mm). Ce résultat est très intéressant, car cette bactérie est généralement connue pour sa **forte résistance aux antimicrobiens**. L'extrait HA semble particulièrement actif contre cette bactérie, suggérant la présence de composés puissants, solubles dans un milieu hydroalcoolique.

Candida

albicans ATCC

10231

ne montre aucune de **sensibilité** envers les différents extraits.

Les deux bactéries isolées de la viande de volaille ne présentent aucune sensibilité à nos extraits. Cela pourrait s'expliquer par leur résistance accrue, développée à la suite de contacts répétés avec des antibiotiques dans leur environnement d'origine, en raison d'une utilisation excessive et anarchique de ces substances, notamment dans l'élevage de la volaille.

La résistance aux antimicrobiens est une menace pour la santé mondiale, et l'utilisation d'antimicrobiens et la résistance aux antimicrobiens dans la production animale sont l'une des sources qui y contribuent. La volaille est l'un des types de viande les plus consommés dans le monde. Les troupeaux de volailles sont souvent élevés dans des conditions intensives et utilisent de grandes quantités d'antimicrobiens pour prévenir et traiter les maladies, ainsi que pour stimuler la croissance. Les agents pathogènes de la volaille résistants aux antimicrobiens peuvent entraîner l'échec du traitement, ce qui entraîne des pertes économiques, mais aussi constituer une source de bactéries/gènes résistants (y compris des bactéries zoonotiques) qui peuvent représenter un risque pour la santé humaine. (Nguyen *et al.*, 2017).

Les résultats montrent que parmi toutes les souches testées, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 9027 est la plus sensible aux extraits des parties non comestibles de l'ail, en particulier à l'extrait chauffé (C). Selon Saha *et al.* 2015, l'effet antibactérien de l'extrait aqueux d'ail sur *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853) a donné des zones d'inhibition de : 7 mm pour une concentration de 25 µg/10 µl. La comparaison de ces données montre que la zone d'inhibition obtenue dans notre étude (9-9,5 mm) se situe dans une valeur proche de celle obtenue par Saha *et al.* 2015, avec une concentration intermédiaire (probablement entre 25 et 50 µg/10 µl). Ces résultats confirment que l'extrait à chaud de la partie non comestible de l'ail possède une activité inhibitrice mesurable contre *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 9027. Cela suggère que les déchets d'ail, souvent négligés, pourraient représenter une source potentielle d'agents antibactériens naturels.

D'après la littérature, l'extrait de pelure d'ail est efficace contre *Bacillus subtilis*, *Listeria monocytogenes*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Salmonella*, *Streptococcus mulans* et *Staphylococcus aureus*. De plus, il possède des effets antifongiques contre *Candida albicans* et *Aspergillus niger* (Azmat *et al.*, 2023).

De nombreuses plantes aromatiques, médicinales, à épices et autres possèdent des propriétés biologiques très intéressantes, qui sont appliquées dans divers domaines : agronomie,

dans le cadre de la lutte biologique contre les agents phytopathogènes, médecine, pharmacie, etc.

III.2.2. Détermination de la CMI

Après avoir évalué l'activité antimicrobienne de l'extrait par la méthode de l'antibiogramme, qui permet une première estimation de l'efficacité contre les souches bactériennes testées, la détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) a été effectuée. Cette deuxième étape, plus précise, vise à quantifier la plus faible concentration d'extrait capable d'inhiber visiblement la croissance microbienne. Les résultats obtenus sont illustrés dans le **Tableau IX** et la **Figure 18**.

Tableau IX : Diamètre (en mm) des zones d'inhibition des différentes dilutions d'extrait à chaud contre *Pseudomonas aeruginosa* ATCC9027

(Le diamètre du disque est de 6mm).

Dilution	SM	¼ (S1)	½ (S2)	¾(S3)
Diamètre Zone d'inhibition en mm	15	11	10	7

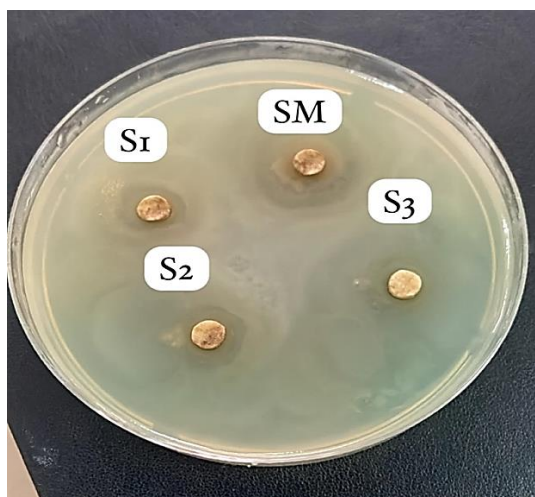


Figure 17 : zone d'inhibition des différentes dilutions de l'extrait chaud sur *Pseudomonas aeruginosa*. (**Photographie personnelle**).

Le tableau présente les diamètres des zones d'inhibition (en mm) observées pour différentes dilutions de l'extrait à chaud testé contre *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 9027. On constate que la solution mère (SM) affiche la plus grande zone d'inhibition (15 mm), traduisant une activité antimicrobienne élevée. À mesure que la dilution augmente, les diamètres des zones diminuent progressivement, atteignant respectivement 11 mm pour la dilution $\frac{1}{4}$ (S1), 10 mm pour la dilution $\frac{1}{2}$ (S2) et 7 mm pour la dilution $\frac{3}{4}$ (S3). Cette diminution témoigne d'une relation dose-dépendante entre la concentration de l'extrait et son efficacité antimicrobienne. La plus faible concentration montrant encore une activité inhibitrice est celle correspondant à la dilution $\frac{3}{4}$ (25mg/ml), avec un diamètre de 7 mm, ce qui permet de proposer cette dilution comme la concentration minimale inhibitrice (CMI) vis-à-vis de la souche testée.

Il a également été démontré qu'une combinaison d'extraits d'ail et de pelures de gingembre possède une activité antibactérienne contre des infections cliniques résistantes à de nombreux médicaments, notamment *Pseudomonas aeruginosa*. Cela laisse penser que les extraits d'ail et de gingembre pourraient avoir un intérêt pour la prévention et le traitement des infections microbiennes résistantes aux antibiotiques synthétiques (Al Defiery *et al.*, 2021).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Face aux préoccupations croissantes liées à l'utilisation d'additifs alimentaires synthétiques, l'industrie agroalimentaire cherche des alternatives plus sûres et naturelles. Parmi les pistes prometteuses figure la valorisation des sous-produits végétaux, souvent considérés comme des déchets. C'est dans ce cadre que s'inscrit la présente étude concernant la partie non comestible de l'ail (*Allium sativum* L.), connue pour ses propriétés antimicrobiennes.

Ce travail a permis d'évaluer l'efficacité de trois méthodes d'extraction de composés bioactifs à partir de la même biomasse végétale (pelure et partie aérienne de l'ail): la macération hydroalcoolique, la macération aqueuse à froid et la macération aqueuse à chaud.

La macération aqueuse à froid a permis d'obtenir le rendement d'extraction le plus élevé, atteignant 5,83 %, ce qui souligne son efficacité pour la récupération des composés hydrosolubles.

Cependant, l'extrait obtenu par macération hydroalcoolique présente la concentration en polyphénols totaux la plus élevée (0.12 mg EAG/g d'extrait), ce qui suggère une meilleure capacité de cette méthode à extraire des composés phénoliques bioactifs. En revanche, l'extrait issu de la macération à chaud a montré une activité antimicrobienne remarquable, en particulier contre la souche *Pseudomonas aeruginosa* ATCC.

Les résultats de ce travail confirment que les pelures et tiges d'ail, souvent considérées comme des déchets, constituent en réalité des biomasses valorisables possédant un potentiel antimicrobien intéressant. Exploiter ces fractions habituellement jetées permettrait non seulement de renforcer la sécurité microbiologique des aliments, mais aussi de répondre à des enjeux de durabilité en réduisant le gaspillage de ressources agricoles.

Les résultats de ce travail ouvrent de nouvelles perspectives, parmi lesquelles :

- L'optimisation des procédés d'extraction des composés bioactifs à partir des sous-produits de l'ail par macération, ainsi que l'exploration de méthodes d'extraction douces telles que l'extraction assistée par ultrasons, l'extraction assistée par micro-ondes ;
- Une meilleure caractérisation chimique et fonctionnelle des extraits obtenus ;
- L'élargissement de la gamme de souches microbiennes utilisées pour l'évaluation de l'activité antimicrobienne des extraits issus des pelures et des parties aériennes de l'ail;
- L'évaluation de l'activité antioxydante des extraits ;
- Il serait pertinent d'approfondir l'étude en intégrant une analyse statistique complète des résultats obtenus, afin de valider la significativité des différentes observées entre les

types d'extraction , les teneurs en composées phénoliques , ainsi que l'activité antimicrobienne

- L'intégration de ces extraits dans des stratégies de bioconservation des aliments

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Afanas'eva IB., Ostrakhovitch EA., Mikhal'chik EV., Ibragimova GA et Korkina LG. (2001). Enhancement of antioxidant and anti-inflammatory activities of bioflavonoid rutin by complexation with transition metals. *Biochemical Pharmacology*, 61(6), 677-684.
- Aires A., Carvalho R et Saavedra MJ. (2016). Reuse potential of vegetable wastes (broccoli, green bean and tomato) for the recovery of antioxidant phenolic acids and flavonoids. *International Journal of Food Science & Technology*, 52, 98–107.
- Al-Defiery ME., Al Muttairi AK., Saeed HH et Hadi RK.(2021). Antimicrobial activity of garlic peel and Pomegranate Peel extracts against some pathogenic bacteria. *Earth and Environmental Science*, 722, 012017
- Al-Snafi A. (2013). Pharmacological effects of Allium species grown in Iraq. An overview. *Int J Pharm Health Care Res*, 1, 132–147
- Ali-RACHEDI F., MERAGHNI S., TOUAIBIA N et Sabrina.(2018). Analyse quantitative des composés phénoliques d'une endémique algérienne *Scabiosa Atropurpurea sub. Maritima L.* Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège,87 ,13 -21.
- aNIail. aNI ail : Association Nationale Interprofessionnelle de l'Ail. Disponible sur: http://www.aile-caractere.fr/?p=ail_qui_es_tu (Consulté le 01/06/2025 à 01 :42).
- Ankri S et Mirelman D.(1999). Antimicrobial properties of allicin from garlic. *Microbes Infect*, 1(2):125-129.
- Anton R. (2016). Les constituants spécifiques des Alliaceae. *Phytothérapie*, 14, 149-153. [Cité dans Banfitebiyi G., Yaovi A., Efoui H., Bouraïma D., Kouassi So., Kokou et Simplicie D. (2019). Revue sur l'Ail et ses Composés Bioactifs. *Article in European Scientific Journal*, 15,79-80.]
- Antony et Farid.(2022). Effect of Temperatures on Polyphenols during Extraction. *Applied Sciences*, 12(4), 2107.
- APGIII (Angiosperm Phylogeny Group III). 2009.
- Azmat F., Imran A., Islam F., Afzaal M., Zahoor T., Akram R., Aggarwal S., Rehman M., Naaz S., Ashraf S., Hussain G., Suleria H., Ali Q., Bibi M., Batool F., Gul F.,

- Nosheen Amjad et Asif Shah M. (2023). Valorization of the phytochemical profile, nutritional composition, and therapeutic potentials of garlic peel: a concurrent review, *International Journal of Food Properties*, 26(1), 2642-2655.
- Azmir J., Zaidul ISM., Rahman MM., Sharif KM., Mohamed A., Sahena F., Jahurul MHA., Ghafoor K., Norulaini NAN et Omar AKM. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials. *Journal of food engineering*, 117, 426-436.
 - Banfitebiyi G., Yaovi A., Efoui H., Bouraïma D., Kouassi So., Kokou et Simplicie D. (2019). Revue sur l'Ail et ses Composés Bioactifs. *Article in European Scientific Journal*, 15,79-80.
 - Bayan L., Koulivand PH., et Gorji A. (2014). Ail : une revue des effets thérapeutiques potentiels. *Avicenna journal of phytomedicine*, 4, 1 – 14.
 - Bourgoïn M., Garza Guajardo R., Philippe G et Souchet S. (2017). Etude des propriétés antimicrobiennes de l'extrait d'ail (*Allium sativum L.*).
 - Botineau M. (2010). Botanique systématique et appliquée des plantes à fleurs. *Le Journal de Botanique* ,51,120.
 - Chaudhary BU., Lingayat S., Banerjee AN et Kale RD. (2021). Development of Multifunctional Food Packaging Films Based on Waste Garlic Peel Extract and Chitosan. *Internaional Journey of Biological Macromolecules*, 192, 479–490.
 - Cheng JC., Bo Zhou FD., Yang L et Liu ZL. (2007). Antioxidant activity of hydroxycinnamic acid derivatives in human low density lipoprotein: Mechanism and structure–activity relationship. *Food Chemistry*, 104 (1), 132–139.
 - Colin L.(2016). L'ail et son interet en phytotherapie. Le diplôme d'Etat de Docteur en Pharmacie Université de Lorraine Nancy France.
 - CUQ JL. (2016). microbiologie alimentaire (cours), ed. polytech montpellier.
 - Da Silva RPF., Rocha-Santos TAP et Duarte AC.(2016). Supercritical fluid extraction of bioactive compounds. *Trends in Analytical Chemistry*, 76, 40-51.

- De Souza RFV et De Giovani WF. (2004). Antioxidant Properties of Complexes of Flavonoids with metal ions. *Redox Report*, 9(2), 97-104.
- Dethier B. (2010). Contribution à l'étude de la synthèse de l'alliine de l'ail. Université de Liège
- Dupont F et Guignard JL. (2012). Botanique Les familles des plantes. Elsevier Masson, 15ème Ed, Issy-les-Moulineaux
- Dos Santos PCM., Da Silva LMR., Magalhaes FEA., Cunha FET., Ferreira MJG et de Figueiredo EAT.(2022). Garlic (*Allium Sativum L.*) peel extracts : From industrial by-product to food additive. *Applied Food Research*, 2(2), 100186.
- Edouard A. (1991). Contribution to ethnobotanical and floristic studies in Western Nigeria. Scientific Technical & Research Commission.
- Embe VO et Mavungu.(2019). Etude de l'activité antibactérienne (in vitro) des extraits aqueux et méthanoliques de l'ail (*Allium Sativum L.*)
- FAO STAT.(2023). food And Agriculture Organization of the United Nation. *Statistical database*. <https://www.fao.org/faostat/en/#data>
- Fortunata SA., Rahmawati D et Andika D. (2019). Evaluation of Phytochemical Activities of Aqueous and Ethanolic Garlic Peel Extract. *Journal of Functional Food And Nutraceutical*, 1(1), 41–46
- Gerbeaud X.(2008). Disponible sur: <http://www.gerbeaud.com/fruit-legume-de-saison/ail-alliumsativum.php>
- Gibbs CR. (1976). Characterization and application of ferrozine iron reagent as a ferrousiron indicator. *Analytical Chemistry*, 48(8), 1197-1201.
- Gosh D.(2015).Tannins from Foods to Combat Diseases.*International Journal of Pharma Research & Review*, 4(5), 40-44
- Hynes MJ et O'Coinceanainn M. (2004). The kinetics and mechanisms of reactions of iron(III) with caffeic acid, chlorogenic acid, sinapic acid, ferulic acid and naringin. *Journal of Inorganic Biochemistry*, 98(8), 1457–1464.

- Ifesan BOT., Fadipe EA et Ifesan BT.(2014). Investigation of Antioxidant and Antimicrobial Properties of Garlic Peel Extract (*Allium sativum*) and Its Use as Natural Food Additive in Cooked Beef. *Journal of Scientific Research & Reports*, 3(5), 711-721.
- ITCMI.(2022).INSTITUT TECHNIQUE DES CULTURES MARAICHERES ET INDUSTRIELLES. Fiches techniques valorisées des cultures maraîchères et Industrielles.la culture de l’AIL.
- Kakhlon O et Cabantchik ZI. (2002). The labile iron pool: characterization, measurement, and participation in cellular processes1. *Free Radical Biology & Medicine*. 33(8), 1037–1046.
- Karamać M et Pegg RB. (2009). Limitations of the tetramethylmurexide assay for investigating the Fe (II) chelation activity of phenolic compound. *Journal of Agriculturaland Food Chemistry*, 57(14), 6425-6431.
- Kallel F et Ellouz Chaabouni S. (2017). Perspective of garlic processing wastes as low-cost substrates for production of high-added value products: a review. *Environmental Progress & Sustainable Energy*, 36, 1765–1777.
- Kay HY., Yang JW., Kim TH., Lee DY., Kang B., Ryu JH., Jeon R et Kim SG.(2010). Ajoene, a stable garlic by-product, has an antioxidant effect through Nrf2-mediated glutamate-cysteine ligase induction in Hep G2 cells and primary hepatocytes. *The journal of nutrition*, 140(7), 1211-1219.
- Khatoon H., Anokhe A et Kaliab V.(2022).Catalase Test : A Biochemical Protocol for Bacterial Identification. *AgriCos e-Newsletter*, 03(01), 53-54.
- Korkina LG et Afanas’ev IB. (1997). Antioxidant and chelating properties of flavonoids. *Adv Pharmacol*, 38, 151–163.
- Lanzotti V., Scala F et Bonanomi G.(2014).Compounds from *Allium* species with cytotoxicand antimicrobial activity.*Phytochemistry Reviews*, 13(4), 769-791.
- Lim J., Kim K., Kwon DY., Kim JK., Sathasivam R et Park SU.(2023). Effets de différents solvants sur l’extraction des composés phénoliques et flavonoïdes, et sur les

- activités antioxydantes, dans les racines velues de *Scutellaria baicalensis horticulturæ*, 11(5), 1376.
- Madigan M T., Bender K.S., Buckley D.H., Sattley W M., et Stahl D A. (2015). *Brock Biology of Microorganisms* (14th ed.). Boston, MA: Pearson Education Limited. ISBN : 9780321897398.
 - Maurice S. 2015 Cultivez votre ail . Ail Québec - Association des producteurs. 2015 Disponible sur: <http://ail.quebec/decouvrez-ail-du-quebec/cultiver-votre-ail/>
 - Manach C., Scalbert A., Morand C., Remesy C et Jimenez L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *American Journal of Clinical Nutrition*, 79, 727-747.
 - Min JH., Jeong JH., Park YU., Lee JS., Lee SJ et Chang WB. (2020). Quality characteristics of garlic peel according to processing methods. *Korean Journal of Food Preservation*, 27(1), 32–37.
 - Monika M et Gupta AS.(2023). Unleashing the power of garlic polyphenols : Insights into extraction, identification, structural characteristics and bioactivities. *Trends in Phytochemical Research*, 7(4), 262-278.
 - Monteiro M., Farah A., Perrone D., Trugo LC., Donangelo C. (2007). Chlorogenic acid compounds from coffee are differentially absorbed and metabolized in humans. *Journal of Nutrition*, 137(10), 2196-2201.
 - Monties B., Marine-Font A et Douillard R. (1969). Propriétés spectroscopiques des polyphénols. *Ann Physiol Vég*, 11(4), 313-339.
 - Morrison B.H. (1994). *The useful plants of west tropical Africa*. Royal Botanic Garden Ke, 2ème Ed ; Royaume Uni.
 - Mougou I.(2022). *L'ail (Allium Sativum) : Activité antimicrobienne et effets multiples*. Editions universitaires européennes ISBN: 978-6138497950
 - Nagata T., Hayatsu M et Kosuge N. (1992). Identification of aluminium forms in tealeaves by Al NMR. *Phytochemistry*, 31(4), 1215-1218.

- Nguyen TN., Chansiripornchai N et Carrique-Mas J.(2017). Antimicrobia Resistance in bacterial poultry pathogens : a review. *Front Vet Sci*, 4, 126
- Noda Y., Asada C., Sasaki C et Nakamura Y. (2019). Effects of hydrothermal methods such as steam explosion and microwave irradiation on extraction of water soluble antioxidant materials from garlic husk. *Waste and Biomass Valorization*, 10, 3397–3402.
- Nurwantoro., Bintoro VP., Legowo AM., Purnomoadi A et Setiani BE. (2015). Garlic Antioxidant (*Allium sativum* L.) to Prevent Meat Rancidity. *Procedia Food Science*, 3, 137 – 141.
- Okombe Embeya V et Nzuzi Mavungu G.(2019). Etude de l'activité antibactérienne (in vitro) des extraits aqueux et méthanoliques de l'ail (*Allium Sativum* L.).*Journal of Applied Biosciences*, 141, 14419-14425
- Okoduwa SI., Umar IA., James DB., Inuwa HM et Habila JD.(2016).Evaluation of extraction protocols for anti-diabetic phytochemical substances from medicinal plants. *World J Diabetes*, 7(20), 605-614
- Pascual-Reguera MI., Ortega-Carmona I et Molina-Diaz A. (1997). Spectrophotometric determination of iron with ferrozine by flow-injection analysis. *Talanta*. 44(10): 1793-1801.
- PROTA.(2004). *Allium sativum* L (Plant Resources of Tropical Africa).Disponible sur : <https://prota.prota4u.org/protav8.asp?g=pe&p=Allium+sativum+L> .
- Qiu Z., Zheng Z et Xiao H. (2025). Sustainable valorization of garlic byproducts : from waste to resource in the pursuit of carbon neutrality. *Comprehensive Reviews*. Abstract.
- Sabitha P., Adhikari PM., Shenoy SM., Kamath A., John R., Prabhu MV., Mohammed S., Baliga S., and Padmaja U.(2005). Efficacy of garlic paste in oral candidiasis, *Tropical Doctor*, 35

- Saha SK., Saha S., Houssain MA et Paul SK. (2015). In vitro assessment of antibacterial effect of garlic (*Allium sativum*) extracts on *Pseudomonas aeruginosa*. *Mymensingh Medical Journal*, 24(2), 222-232.
- Saleh NE., Michael FR et Toutou MM. (2015). Evaluation of garlic and onion powder as phyto-additives in the diet of sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Egyptian Journal of Aquatic Research*, 41, 211–217.
- Singleton VL et Rossi JA.(1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid . *American Journal of Enology and Viticulture*, 16, 144-158.
- Singh VK et Singh DK. (2008). Pharmacological Effects of Garlic (*Allium sativum L.*). *Annual Review of Biomedical Sciences*, 10, 6-26.
- Singh R et Singh K. (2019). Garlic: A Spice with wide medicinal action. *Journal of Pharmacology and Phytochemistry*, 8(1), 1349-1355.
- Singh Y et Chand R.(2003). Performance studies of some garlic (*Allium sativum L.*) clones. *Himachal Journal of Agricultural research*, 29(1), 35–42.
- Stookey LL. (1970). Ferrozine- A new spectrophotometric reagent for iron. *Analytical Chemistry*, 42(7), 779-781.
- Thach NA. (2022). Investigation of the effects of extraction temperature and time on bioactive compounds content from garlic (*Allium sativum L.*) husk. *Frontiers in Sustainable Food Systems*, 6, Article 1004281.
- Tesfay A. (2021). Revealing the Therapeutic Uses of Garlic (*Allium sativum*) and Its Potential for Drug Discovery. *The Scientific World Journal*, 2021, Article ID 8817288, 3-4.
- Thompsen JC et Mottola HA. (1984). Kinetics of the complexation of iron (II) with ferrozine. *Analytical Chemistry*, 56(4), 755-757.

- Torreggiani A., Tamba M., Trincherro A et Bonora S. (2005). Copper(II)–Quercetin complexes in aqueous solutions : spectroscopic and kinetic properties. *Journal of Molecular Structure*, 744–747, 759-766.
- Tudu CK., Dutta T., Ghorai M., Biswas P., Samanta D., Oleksak P., Jha NK., Kumar M., Radha., Proćków J., Pérez de la Lastra JM et Dey A. (2022). Traditional uses, phytochemistry, pharmacology and toxicology of garlic (*Allium sativum*), a storehouse of diverse phytochemicals: A review of research from the last decade focusing on health and nutritional implications. *Frontiers in Nutrition*, 9, 949554.
- TSA : Tout Sur l'Algérie. (2023) disponible sur : <https://www.tsa-algerie.com/lalgerie-atteint-une-autosuffisance-fragile-en-ail/> (Consulté le 23/05/2025 à 11 :30).
- Velciov AB., Popescu GS., Cozma A., Brei L., Stoin D., Lalescu VD., Rădulescu L., Megyesi CL et Rada M.(2024). Preliminary research on garlic peel powder as a source of essential mineral elements. *Journal of Agroalimentary Processes and technologies*, 30(4), 463-470.
- Viswanathan V., Phadatare AG et Mukne A.(2014). Antimycobacterial and Antibacterial Activity of *Allium sativum* Bulbs. *Indian J Pharm Sci*, 76(3), 256-61.
- Welch KD., Davis TZ and Aust SD. (2002). Iron Autoxidation and Free Radical Generation: Effects of Buffers, Ligands, and Chelators. *Archives of Biochemistry and Biophysique*. 397(02), 360–369.
- Zeng Y., Li Y., Yang J., Pu X., Du J., Yang X., Yang T et Yang, S.(2017). Therapeutic role of functional components in *Alliums* for preventive chronic disease in human being. *Evid Based Complement Altern Med*, 2017, 9402849

Annexes

Annexe 01 : Verrerie

Verrerie	Autres matériels utilisés
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Becher ➤ Boîtes de Pétri ➤ Cristallisoir ➤ Erlenmeyers. ➤ Eprouvette graduée. ➤ Entonnoir en verre. ➤ Fiole jaugée 100ml. ➤ Flacons en verre 180 ml. ➤ Lame et lamelle ➤ Pipette pasteur. ➤ Tube à essai. 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Barreau magnétique. ➤ Ciseau. ➤ Disques d'antibiotiques : Ampiciline, Gentamicine, Tétracycline. ➤ Disque d'antifongique : Ketoconazole. ➤ Disques en papier Whatman de 6mm de diamètre stérilisés. ➤ Etiquette autocollante. ➤ Elastique. ➤ Embouts de pipette stériles (jaune et bleu). ➤ Gant médicale. ➤ Micropipette 5-50µl, 100µl et 1000µl fixe et réglable. ➤ Papier aluminium. ➤ Papier absorbant ➤ Papier film. ➤ Pince ➤ Pipette pasteur ➤ Pissette. ➤ Portoir. ➤ Spatule. ➤ Tubes d'Eppendorf.

Annexe 02 : Appareils

Appareils	Marque / Référence
Autoclave	Nuve OT 012
Agitateur magnétique marque	RAYPA TRADE.
Bain marie de la marque MEMMERT.	MEMMERT
Balance de précision de la marque	RADWAG AS220.R2
Bec bunsen.	
Etuve réglable à température différente.	MEMMERT
Etuve à température fixe	MEMMERT
Microscope optique	
pH mètre.	inoLab
Plaque chauffante	VELP SCIENTIFICA
Plaque d'agitation	IKALABORTECHNIK HS501digital.
Spectrophotometre UV/Visible	SHIMADZU UV-1900i
Réfrigérateur	ENIEM
Vortex	NEUATION ISWIX VT

ANNEXE 03 : Réactifs et produits chimiques**1. L'eau physiologique :**

0,9 g de chlorure de sodium (NaCl) sont dissous dans 100 mL d'eau distillée, puis la solution est stérilisée par autoclavage à 120 °C.



Figure 19: Flacon de chlorure de sodium

2. Le réactif de Folin-Ciocalteu

Il est préparé en mélangeant 8 mL du réactif commercial avec 72 mL d'eau distillée, afin d'obtenir la concentration souhaitée pour l'analyse des composés phénoliques.

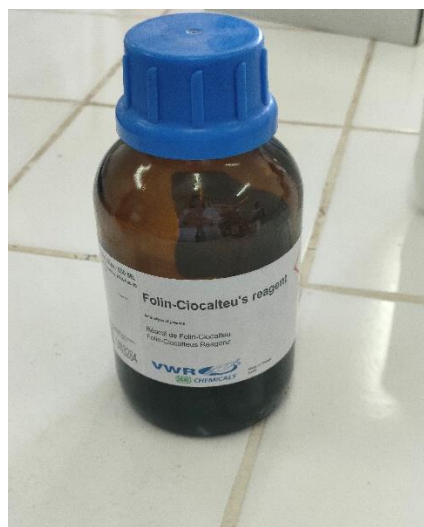


Figure 20 : Flacon du réactif du Folin Ciocalteu

3. Solution de carbonate de sodium Na_2CO_3

Une solution de carbonate de sodium à 7,5 % est préparée en dissolvant 7,5 g de Na_2CO_3 dans 100 mL d'eau distillée.

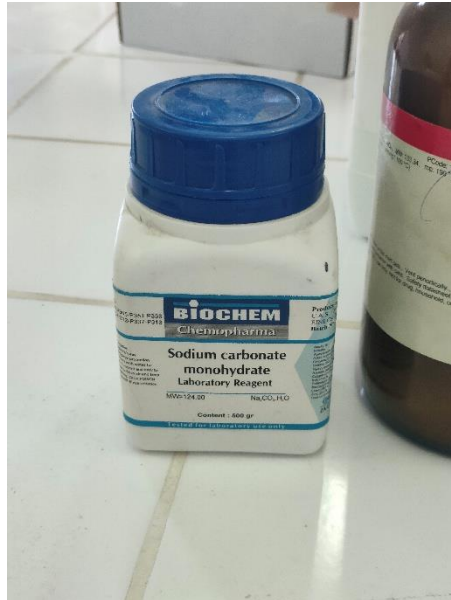


Figure 21: Flacon de carbonate de sodium

4. Acide gallique

50 mg d'acide gallique sont dilués dans 50ml d'eau distillé.

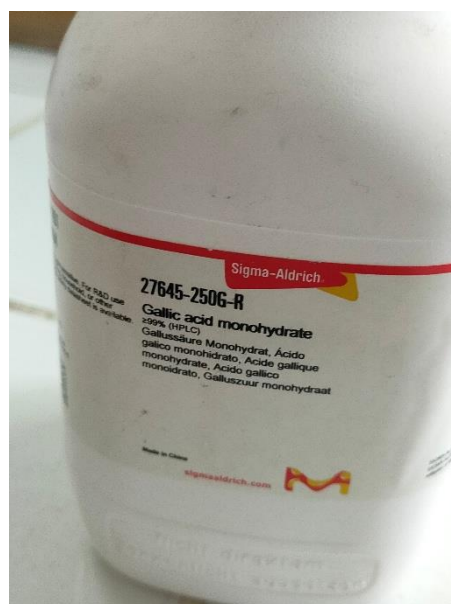


Figure 22 : Flacon d'acide gallique

Annexe 04 : courbe d'étalonnage

La courbe d'étalonnage a été obtenue à partir de solutions d'acide gallique de concentrations différentes. Les concentrations ont été préparées à partir d'une solution mère contenant 50 mg d'acide gallique pour 50 millilitre d'eau distillée. À partir de cette solution mère, une série de solutions filles a été préparée, comprenant des concentrations allant de 50 à 350 μL de solution mère et des volumes d'eau distillée. Le volume total de 1 000 μL a été atteint en ajoutant le volume nécessaire dans chaque tube.

La courbe d'étalonnage de l'acide gallique est représentée dans la figure ci-dessous :

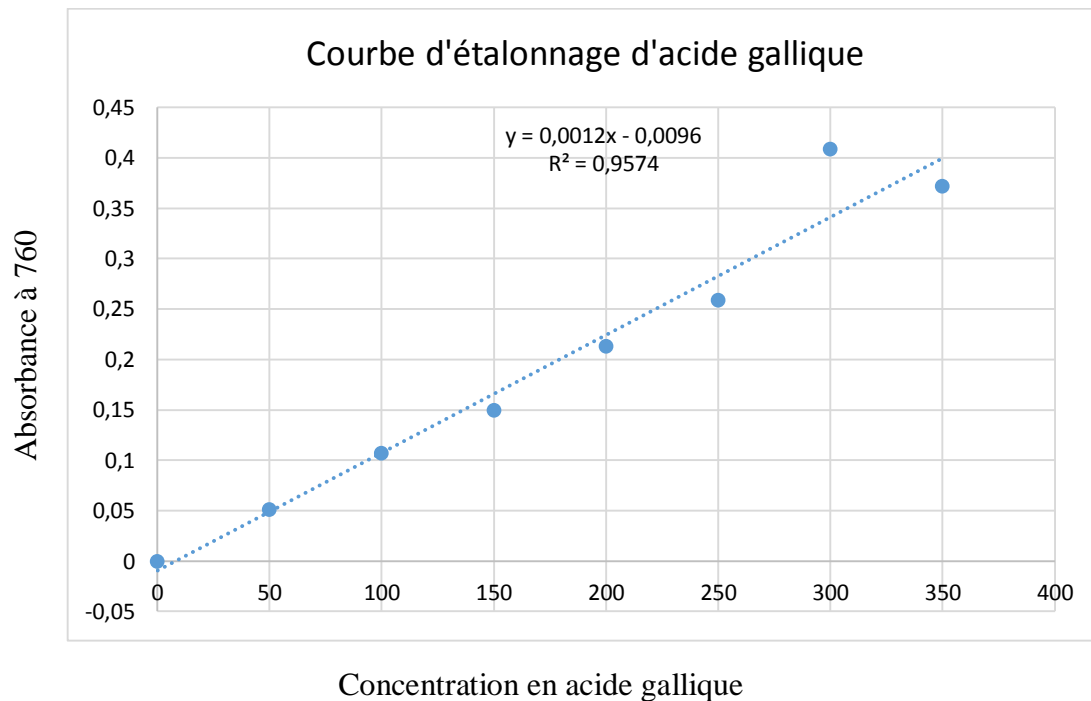
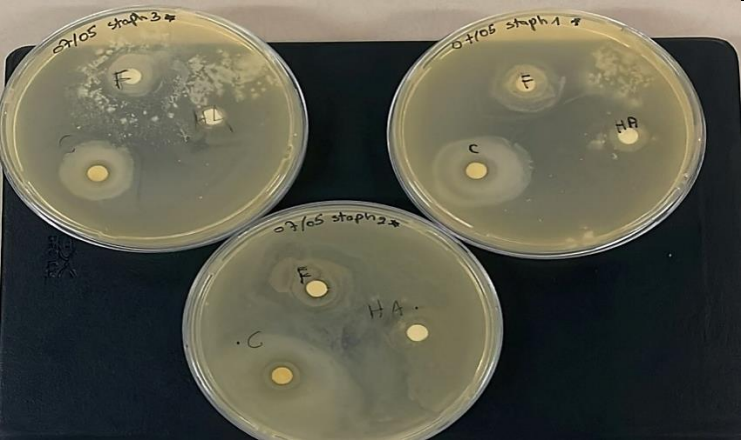

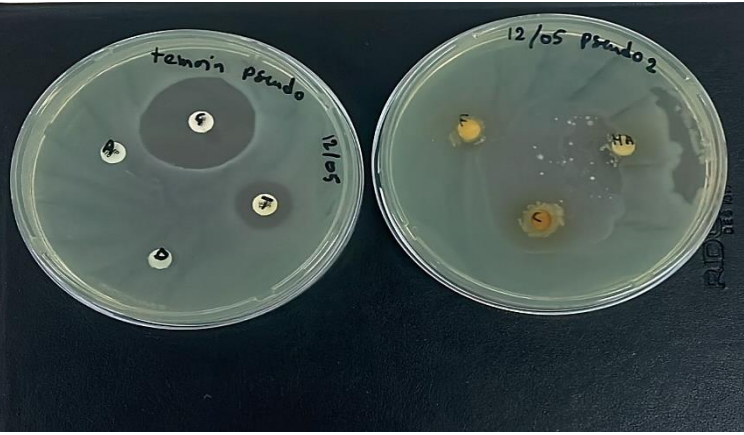

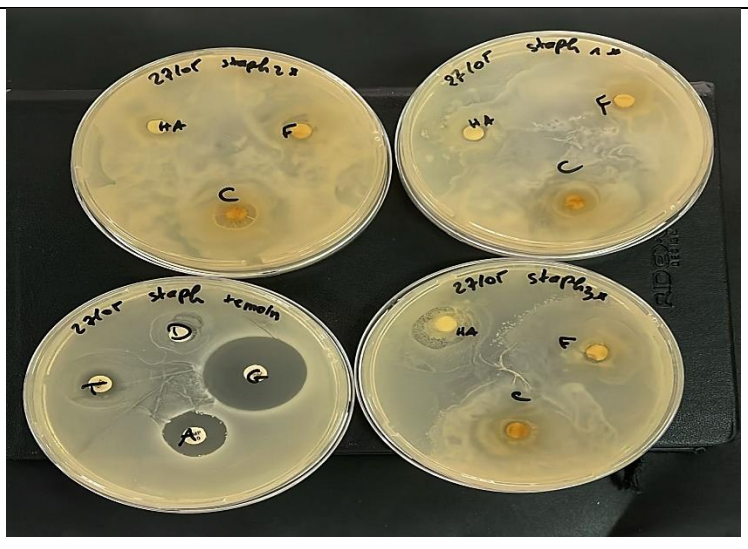



Figure 23 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique à 760nm

Annexe 05 : Illustrations des zones d'inhibition observées lors de l'antibiogramme des souches microbiennes (Photographies personnelles).

Souche microbienne	Boîte de pétri de l'antibiogramme
<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 6538	
<i>Bacillus subtilis</i> ATCC 6633	
<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 9027	

<p><i>Candida albicans</i> ATCC 10231</p>	
<p><i>Staphylococcus aureus</i></p>	
<p><i>Escherichia coli</i></p>	

Résumé

Ce travail s'inscrit dans une démarche de valorisation des sous-produits agroalimentaires, en s'intéressant plus particulièrement aux parties non comestibles de l'ail (*Allium sativum* L.), notamment les pelures et les parties aériennes. Bien qu'habituellement considérés comme des déchets, ces résidus constituent une source potentielle de composés bioactifs, tels que les polyphénols, connus pour leurs propriétés antimicrobiennes.

L'objectif de ce mémoire est d'extraire ces composés à l'aide de différentes méthodes, d'évaluer les rendements d'extraction ainsi que la teneur en polyphénols totaux, puis de tester leur activité antimicrobienne contre plusieurs souches bactériennes et fongiques, dans la perspective d'une application en tant qu'agents de conservation naturels des produits alimentaires.

Trois méthodes d'extraction ont été comparées : la macération aqueuse à froid, la macération aqueuse à chaud et l'extraction hydroalcoolique. Les rendements en composés phénoliques obtenus étaient respectivement de 5,83 % (macération à froid), 5,11 % (macération à chaud) et 2,18 % (extraction hydroalcoolique). La teneur en polyphénols totaux, mesurée par spectrophotométrie, a révélé des absorbances de 0,154, 0,227 et 0,241, correspondant à une concentration maximale de 0,12 mg EAG/g pour l'extrait hydroalcoolique.

L'activité antimicrobienne a été évaluée par la méthode de diffusion en milieu solide contre six souches : *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus* (ATCC et souche environnementale), *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et *Candida albicans* de référence. Les résultats ont montré une efficacité variable selon la méthode d'extraction et la souche testée. L'extrait obtenu par macération aqueuse à chaud s'est révélé particulièrement actif, avec une zone d'inhibition atteignant 9,5 mm contre *Pseudomonas aeruginosa*.

Ces résultats mettent en lumière le potentiel des parties non comestibles de l'ail en tant que source d'agents antimicrobiens naturels, offrant ainsi une double opportunité : renforcer la conservation des aliments de manière plus durable et réduire les déchets issus de la filière agroalimentaire.

Mots-clés : ail, sous-produits, valorisation, polyphénols, activité antimicrobienne.

Summary

This work is part of an approach to the valorization of agri-food by-products, focusing more particularly on the inedible parts of garlic (*Allium sativum L.*), notably the peels and aerial parts. Although usually considered as waste, these residues are a potential source of bioactive compounds, such as polyphenols, known for their antimicrobial properties

The aim of this dissertation is to extract these compounds using different methods, to evaluate extraction yields and total polyphenol content, and then to test their antimicrobial activity against several bacterial and fungal strains, with a view to their application as natural preservatives for food products.

Three extraction methods were compared: cold aqueous maceration, hot aqueous maceration and hydroalcoholic extraction. The phenolic compound yields obtained were 5.83% (cold maceration), 5.11% (hot maceration) and 2.18% (hydroalcoholic extraction) respectively. Total polyphenol content, measured spectrophotometrically, revealed absorbances of 0.154, 0.227 and 0.241, corresponding to a maximum concentration of 0.12 mg EAG/g for hydroalcoholic extract.

Antimicrobial activity was assessed using the solid-state diffusion method against six strains: *Bacillus subtilis*, *Staphylococcus aureus* (ATCC and environmental strain), *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* and *Candida albicans*. Results showed that efficacy varied according to extraction method and strain tested. The extract obtained by hot aqueous maceration proved particularly active, with a zone of inhibition of up to 9.5 mm against *Pseudomonas aeruginosa*.

These results highlight the potential of the inedible parts of garlic as a source of natural antimicrobial agents, offering a dual opportunity: to enhance food preservation in a more sustainable way, and to reduce waste from the agri-food industry.

Key words: garlic, by-products, valorization, polyphenols, antimicrobial activity.