

République Algérienne Démocratique et Populaire Ministère de l'Enseignement
Supérieur et de la Recherche Scientifique Université Saad Dahleb - Blida1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département Sciences Biologiques

Mémoire de fin d'études

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de : Master 2

Spécialité : Génétique

Thème :

**Diversité chimique des plantes du genre *Artemisia* et leur
action antimicrobienne face à des micro-organismes
pathogènes d'origine génétique distincte**

Présenté par : SOUDANI Chourouk.

LARBI Lilia.

Organisme d'accueil : Institut Nationale de Criminalistique et de Criminologie de
la Gendarmerie Nationale – Bouchaoui (INCC/GN)

Soutenu le 10/07/2025 devant le jury composé de :

Président	Dr BENMANSOUR .N	MCA
Promotrice	Dr BELKHITER .S	MCB
Co-promoteur	Mr FAATIT .S	Colonel/INCC
Examineur	Dr BENHOUNA .I	MCB

Année universitaire : 2024 / 2025

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier Allah le tout puissant miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

*Nos remerciements vont aussi à notre promotrice **Mme Belkhitir S** pour avoir accepté de nous encadrer et de nous diriger, et pour nous avoir permis de bénéficier de ses conseils éclairés tout au long de développement de notre travail. Je la remercie également pour son soutien moral et ses encouragements, qui ont été pour moi une véritable source de motivation.*

*Je tiens également à exprimer mes sincères remerciements à **mon colonel Faatit Saïd**, le Co promoteur pour sa précieuse collaboration et son accompagnement tout au long de ce travail. Il a joué un rôle déterminant dans l'orientation de cette recherche, en apportant des conseils constructifs, une expertise technique, et un suivi attentif à chaque étape de l'étude. Sa disponibilité, sa réactivité et sa volonté de partager ses connaissances ont largement contribué à la qualité de ce mémoire.*

*Nous souhaitons adresser nos sincères remerciements à **Mme Benmansour .S** pour son encadrement précieux tout au long de notre travail. Son professionnalisme, sa rigueur scientifique et sa disponibilité constante ont été des piliers essentiels à l'aboutissement de notre mémoire. Grâce à ses conseils éclairés, à son sens pédagogique et à son soutien bienveillant, elle a su orienter notre démarche de recherche avec efficacité et exigence. Nous lui témoignons toute notre reconnaissance pour l'attention et la confiance qu'elle nous a accordées.*

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à **capitaine Benchaïb Welideddine** et **lieutenant Messai abd El hakim** pour leur contribution précieuse à la réalisation de ce mémoire. Leur implication active et leur soutien constant ont été déterminants pour l'achèvement de ce travail. Nous les remercions également sincèrement pour avoir facilité l'extension de la période de travail, nous permettant ainsi de mener à bien nos recherches dans les meilleures conditions, tant sur le plan technique que scientifique.*

*Nous profonds remerciements s'adressent aussi à **Mme Benmansour .N** pour l'honneur qu'elle nous a fait de présider ce jury et nous sommes très honorés de sa présence dans ce jury*

*Nous adressons aussi non plus vif remerciement à **Mme Benhoua** d'avoir accepté d'examiner notre travail et de participer à l'évaluation de notre travail.*

*Nous remercions tout particulièrement **Mr Abderrahmane** et **Mr Yousef chef** service de laboratoire de projet de fin d'études (Université de Blida 1) qui nous a accepté et aider pour réaliser notre travail.*

En fin, nos remerciement les plis sincères sont adressés à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la concrétisation de ce travail.



Dédicace

à mon cher père Kamel

Ce pilier solide qui m'a portée dans les moments d'incertitude, Toi qui as toujours cru en moi, même quand je doutais de moi-même, Toi dont l'amour discret et les sacrifices silencieux ont tracé mon chemin...Je te dédie cette réussite, fruit de mes efforts et des tiens, Avec toute ma gratitude, mon exprimer pleinement ce que tu représentes pour moi.

À ma chère maman

Toi qui m'as portée dans ton cœur avant même ma naissance, Toi qui as veillé sur moi, supporté mes silences et mes peines, A celle dont les prières m'ont toujours protégée, Je dédie ce travail, fruit de mes efforts, mais surtout du tien. Tu es mon refuge, ma force, ma lumière dans l'obscurité. Merci pour ton amour inconditionnel, ton soutien infini, Et pour être tout simplement... ma mère. Que Dieu te préserve et t'accorde santé et longue vie.

À mes frères Tajeddine et Akrem et Mahfoud

Vous qui avez toujours été bien plus que des frères, Vous avez été ma force, mon refuge, ma protection. Bien que je sois votre seule sœur, je ne me suis jamais sentie seule. Votre affection, votre présence et votre bienveillance m'ont entourée à chaque étape. Vous avez été mon appui dans les moments difficiles, et ma joie dans les jours heureux. Je vous dédie ce travail, avec toute la reconnaissance et l'amour d'une sœur fière de vous, En priant Dieu de vous préserver et de vous accorder le bonheur et la paix.

À Ma meilleure amie Louisa

À celle que le sang n'a pas liée à moi, Mais que le cœur a choisie comme une sœur...À mon amie précieuse, ma complice de chaque instant, Tu as toujours été là, dans les moments de joie comme dans les épreuves. Ta présence dans ma vie est une bénédiction, Et ton amitié, un trésor inestimable. Que Dieu te garde pour moi, comme une sœur que rien ne peut remplacer.



*À tous ceux qui m'ont tendu la main avec bienveillance À mon cher oncle **Sofiane** et sa famille, à ma tendre tante la sagefemme **louiza sellali** À mes amis fidèles qui ont toujours été là **soumia** et **Nesrine** et **Hidaya** , **Maroua** , À chaque personne qui a cru en moi, m'a encouragée et m'a portée dans les moments difficiles...*

Merci du fond du cœur pour votre présence, votre soutien, vos mots sincères et vos gestes pleins d'amour

Que Dieu vous bénisse et vous récompense pour tout ce que vous avez fait pour moi.



CHOUROUK SOUDANI

Dédicace

À mon papa,

Pour sa force tranquille, ses conseils précieux et ses encouragements
qui m'ont portée chaque jour.

Merci de m'avoir appris à ne jamais abandonner mes rêves.

À ma maman,

Pour son amour infini, sa douceur et ses prières silencieuses
qui ont illuminé mon chemin.

Merci d'avoir toujours été mon refuge et mon inspiration.

À mes deux frères,

Pour leurs sourires, leur humour et leur présence rassurante qui ont embelli ce parcours.

À mes amis adorés,

Pour leur soutien sincère, leurs mots réconfortants et les moments de rire
qui ont rendu ce chemin plus léger.

À tous ceux qui m'ont soutenue de près ou de loin,

Merci d'avoir cru en moi et de m'avoir offert votre bienveillance.

Ce travail est aussi le vôtre. Merci du fond du cœur.



LARBI Lilia

Résumé

Ce travail de recherche s'inscrit dans le cadre de la valorisation de deux plantes médicinales emblématiques de la flore algérienne : *Artemisia herba-alba* (armoïse blanche) et *Artemisia campestris* (armoïse champêtre), traditionnellement utilisées pour leurs propriétés thérapeutiques. Les plantes ont été récoltées respectivement dans les régions de Laghouat et de Djelfa, puis soumises à une série d'analyses afin d'évaluer leurs propriétés physico-chimiques et biologiques. L'extraction des huiles essentielles a permis d'obtenir des rendements de 0,56 % pour *A. herba-alba* et 0,67 % pour *A. campestris*. L'analyse chromatographique (GC/MS) a révélé une forte teneur en monoterpènes oxygénés, dont le camphre, le 1,8-cinéole, la thuyone et le terpinen-4-ol, connus pour leurs propriétés pharmacologiques. Les tests antifongiques réalisés sur trois champignons pathogènes (*Aspergillus niger*, *Alternaria sp.*, et *Phytophthora infestans*) ont montré une activité significative et dose-dépendante, avec une inhibition complète du développement de *P. infestans* à la concentration 10^{-1} . Parallèlement, l'évaluation de l'activité antioxydante par la méthode DPPH a mis en évidence un fort pouvoir inhibiteur (> 93 %) pour les deux extraits, avec un pic atteignant 99,7 % pour *A. herba-alba*. Ces résultats confirment le potentiel pharmacologique de ces huiles essentielles, en lien direct avec leur richesse en composés volatils. Enfin, la mesure du pH a montré une légère acidité (pH \approx 5), favorable à la stabilité microbiologique des extraits. Bien que ces résultats soient prometteurs, des recherches supplémentaires restent nécessaires pour approfondir la caractérisation des composés actifs, comprendre leurs mécanismes d'action et valider scientifiquement leurs applications thérapeutiques potentielles.

Mots clés : *Artemisia campestris*, *Artemisia herba-alba*, huiles essentielles, activité antifongique, activité antioxydante, GC/MS, génétique fongique.

Abstract

This research focuses on the valorization of two emblematic medicinal plants of the Algerian flora: **white wormwood** (*Artemisia herba-alba*) and **field wormwood** (*Artemisia campestris*), traditionally used for their therapeutic properties. The plants were collected respectively from the regions of Laghouat (*A. herba-alba*) and Djelfa (*A. campestris*), and subjected to a series of physicochemical and biological analyses to assess the properties of their essential oils. The extraction yielded 0.56% for *A. herba-alba* and 0.67% for *A. campestris*. Gas chromatography–mass spectrometry (GC/MS) analysis revealed a high content of oxygenated monoterpenes, particularly camphor, 1,8-cineole, thujone, and terpinen-4-ol — compounds known for their pharmacological effects. Antifungal tests against three pathogenic fungi (*Aspergillus niger*, *Alternaria sp.*, and *Phytophthora infestans*) demonstrated significant and dose-dependent inhibitory activity. Notably, *P. infestans* was completely inhibited at a concentration of 10^{-1} . Antioxidant activity, assessed using the DPPH radical scavenging method, showed strong inhibition rates exceeding 93% for both essential oils, with a peak of 99.7% for *A. herba-alba*. These findings confirm the promising pharmacological potential of these oils, directly linked to their richness in volatile compounds. Additionally, pH measurements indicated slight acidity (around pH 5), which may contribute to the microbiological stability of the oils. While the results are encouraging, further research is needed to isolate and characterize the active compounds, elucidate their mechanisms of action, and scientifically validate their potential therapeutic applications.

Keywords: *Artemisia campestris*, *Artemisia herba-alba*, essential oils, antifungal activity, antioxidant activity, GC/MS, fungal genetics.

ملخص

يهدف هذا العمل البحثي إلى تثمين نوعين من النباتات الطبية الجزائرية، وهما: الشيح الأبيض (*Artemisia herba-alba*) والشيخ البري (*Artemisia campestris*)، المعروفين باستخدامهما التقليدي في العلاج. تم جمع عينات من الأغواط والجلفة على التوالي، ثم خضعت لتحاليل فيزيائية وكيميائية وبيولوجية. بلغ مردود استخلاص الزيوت الأساسية لـ *A. herba-alba* 0.56% ولـ *A. campestris* 0.67%. أظهرت التحاليل الكروماتوغرافية (GC/MS) غناها بمركبات المونوتربينات المؤكسجة مثل الكافور، 1,8-سينول، الثجون، والتربينين-4-أول، المعروفة بفعاليتها الدوائية. كما أظهرت الزيوت نشاطاً واضحاً مضاداً للفطريات ضد *Aspergillus niger*، *Alternaria sp*، و *Phytophthora infestans*، مع تثبيط كلي لنمو *P. infestans* عند التركيز 10-1. إضافة إلى ذلك، أبدت الزيوت فعالية عالية كمضادات للأكسدة (تجاوز التثبيط 93% ووصل إلى 99.7% لزيت *A. herba-alba*، وتُعزى هذه الفعالية إلى تركيبها الكيميائي الغنية. تتميز الزيوت أيضاً بحموضة طفيفة (حوالي 5 pH)، مما يعزز استقرارها الميكروبيولوجي. ورغم النتائج الواعدة، تبقى هناك حاجة لدراسات إضافية لتعميق فهم مكونات هذه الزيوت وآليات تأثيرها وتأكيدها جدواها العلاجية.

الكلمات المفتاحية: الشيح البري، الشيح الأبيض، الزيوت الأساسية، النشاط المضاد للفطريات، النشاط المضاد للأكسدة، كروماتوغرافيا الغاز/مطياف الكتلة، علم الوراثة الفطرية

Table des matières

Remerciements.....	2
Dédicaces.....	3
Dédicaces.....	5
Résumé	6
Abstract.....	7
ملخص	8
Liste des abréviations.....	12
Liste des tableaux.....	13
Liste des figures.....	14

Revue bibliographique

Introduction Générale

I.1. Diversité et classification taxonomique	3
I.2. Répartition géographique et écologique	4
I.3. Artemisia Herba-alba	6
I.3.1. Description botanique.....	6
I.3.2. Propriétés thérapeutiques	8
I.4. <i>Artemisia Campestris</i>	8
I.4.1. Description botanique.....	8
I.4.2. Propriétés thérapeutiques	10
I.5. Organisme Phytopathogènes	10
I.5. Altérnariose causée par <i>Alternaria</i>	10
I.5.1. Notions fondamentales sur <i>Alternaria sp.</i>	10
I.5.2. Cycle biologique	11
I.5.3. Pathogénicité.....	12
I.6. Mildiou causé par <i>Phytophthora infestans</i>	13
I.6.1. Notions fondamentales sur <i>Phytophthora infestans</i>	13
I.6.2. Cycle biologique	14
I.7. Pourriture noire causée par <i>Aspergillus niger</i>	15
I.7.1. Notions fondamentales sur <i>Aspergillus niger</i>	15
I.7.2. Cycle biologique	17
I.8. Lutte biologique.....	18

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

II.1. Lieu de stage.....	20
II.2. Objectif de travail	20
II.3. Matériels	20
II.3.1 Matériel non biologique	20
II.3.2 Matériel biologique.....	21
II. 3.2.1 Micro-organismes étudiés.....	21
II. 3.2.2 Matériel végétal	22
II.4. Méthodes.....	23
II.4.1 Extraction des huiles essentielles	23
• Analyse des résultats.....	25
II.4.2. Analyse chromatographique (GC/MS)	26
II.4.3 Détermination de la concentration minimale d'inhibition (CMI).....	27
II.4.3.1 Préparation de l'inoculum.....	27
II.4.3.2 Préparation de milieux de culture utilisés	27
II.4.3.3 Préparation des dilutions d'huile essentielle (HE) dans le milieu de culture.....	28
II.4.3.4 Inoculation des champignons	29
II.5. Activité anti-oxydante <i>in -vitro</i>	30
II.5. Détermination du pH.....	32

Chapitre 03 : Résultats et discussions

III. 1.Extraction et rendement des huiles essentielles	34
III.1.1. Caractères organoleptiques.....	34
✓ <i>Artemisia herba alba</i>	34
✓ <i>Artemisia campestris</i>	34
III.1.2. Le rendement.....	34
✓ Discussion.....	35
III. 2.Composition chimique des huiles essentielles	36
✓ <i>Artemisia herba alba</i>	36
✓ Discussion.....	37
✓ <i>Artemisia campestris</i>	38
✓ Discussion.....	38
✓ Comparaison des huiles essentielles d' <i>Artemisia herba-alba</i> et <i>Artemisia campestris</i>	39
✓ Sur le plan génétique	40

III.3. Effet antimicrobien des huiles essentielles sur la croissance mycéliennes des champignons phytopathogènes	40
III. 3.1. <i>Alternaria sp</i> agent causal de l'alternariose	40
III.3.1.1. Croissance Mycélienne d' <i>Alternaria sp</i>	40
III.3.1.2. Pourcentage d'inhibition de l' <i>Alternaria sp</i>	41
✓ Discussion.....	43
III.3.2. <i>Aspergillus niger</i> agent causal de l'aspergillose	44
III.3.2.1. Croissance Mycélienne d' <i>Aspergillus niger</i>	44
III.3.2.2. Pourcentage d'inhibition de l' <i>Aspergillus niger</i>	45
✓ Discussion.....	47
III.3.3. <i>Phytophthora infestans</i> agent causal du mildiou.....	48
III.3.3.1. Croissance Mycélienne de <i>Phytophthora infestans</i>	49
III.3.3.2. Pourcentage d'inhibition du <i>Phytophthora infestans</i>	49
✓ Discussion.....	52
III.4. Activité antioxydante par la méthode DPPH	52
✓ Discussion.....	53
III.5. pH des huiles essentielles	54
✓ Discussion.....	55

Conclusion générale

Conclusion générale.....	58
Annexes.....	60
Références	68

Liste des abréviations

- **CPG** : Chromatographie en Phase Gazeuse
- **GC/MS** : Chromatographie Gazeuse/Spectrométrie de Masse
- **CMI** : Concentration Minimale d’Inhibition
- **HE** : Huile Essentielle
- **DPPH** : 2,2-DiPhényl-1-PicrylHydrazyl
- **BHT** : ButylHydroxy-Toluène
- **PPA** : Petit Pois Agar
- **PH** : potentiel hydrogène

Liste des tableaux

Tableau 1 : C Taxonomie du genre

Tableau 2 : Micro-organismes étudiés et conditions de culture .

Tableau 3 : Rendement des huiles essentielles étudiées .

Tableau 4 : Composition chimique moyenne de l'huile essentielle *d'Artemisia herba alba* ,

Tableau 5 : Composition chimique moyenne de l'huile essentielle *d'Artemisia campestris* .

Liste des figures

Figure 1 : Plante du genre *Artemisia*.

Figure 2 : Répartition de l'espèce *Artémisia* en Algérie

Figure 3 : Vue générale de la plante avec feuillage dense et blanchâtre.

Figure 4 : Détail des inflorescences séchées ou en formation.

Figure 5 : Tige florale portant des capitules jaunes en boutons.

Figure 6 : représente la plante avec de petites fleurs jaunes regroupées le long d'une tige.

Figure 7 : Les feuilles sont fines et d'un vert grisâtre.

Figure 8 : Les inflorescences (grappes de fleurs) de nombreuses espèces d'armoise sont composées de capitules petits et discrets.

Figure 9 : Symptômes sur les parties aériennes de la tomate

Figure 10 : Cycle biologique d'*Alternaria sp*

Figure 11 : Symptômes de mildiou sur différents organes de tomate .A : Champs complètement détruits par le *P. infestans*. B : Sur fruit. C : Sur folioles face supérieure. D : Sur folioles face inférieure. E : sur tiges

Figure 12 : Cycle de développement et de la maladie chez *P. infestans* d'après Agrios (2005). A : Oospore . B : Sporange. C : Sporange libérant des zoospores. D : Zoospore bicilié.

Figure 13 : Fruit de grenade infesté par *Aspergillus niger*

<https://cultivodelgranado.es/enfermedades-en-las-granadas-que-causan-podredumbre/aspergillus-niger/>.

Figure 14 : *Artemisia Herba-Alba* après séchage

Figure 15 : *Artemisia campestris* après séchage

Figure 16 : Extraction de l'huile essentielle à l'aide d'un hydro distillateur

Figure 17 : Récupération des huiles essentielles dans des tubes Eppendorf.

Figure 18 : Montage d'hydro distillation employé pour l'extraction de L'huile essentielle

Figure 19 : Chromatographie Gazeuse/Spectrométrie de Masse

Figure 20 : Préparation des boîtes de Pétri

Figure 21 : Culture fongique d'*Alternaria* (A), Culture fongique de *Phytophthora* (B) Culture fongique d'*Aspergillus niger* (C).

Figure 22 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.

Figure 23 : les dilutions préparer

Figure 24 : l'incubation des dilutions

Figure 25 : papier pH

Figure 26 : Croissance mycélienne de l'*Alternaria* sp en fonction des concentrations.

Figure 27 : Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de l'*Alternaria* sp par l'huile essentielle des deux plantes.

Figure 28 : Colonies mycéliennes d'*Alternaria* sp à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. herba alba*.

Figure 29 : Colonies mycéliennes d'*Alternaria* sp à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. campestris*.

Figure 30 : Croissance mycélienne de l'*Aspergillus niger* en fonction des concentrations.

Figure 31 : Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de l'*Aspergillus niger* par l'huile essentielle des deux plantes.

Figure 32 : Colonies mycéliennes d'*Aspergillus niger* à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. herba alba*.

Figure 33 : Croissance mycélienne du *Phytophthora infestans* en fonction des concentrations.

Figure 34 : Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de *Phytophthora infestans* par l'huile essentielle des deux plantes.

Figure 35 : Colonies mycéliennes *Phytophthora infestans* à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. Herba alba*

Figure 36 : Colonies mycéliennes *Phytophthora infestans* à différentes concentrations de l'huile essentielle *A. campestris*

Figure 37 : Activité antioxydant en fonction des huiles essentielles d'*A. herba alba* et *A. campestris*

Figure 38 : Résultat du pH de l'huile essentielle d'*A. herba alba* et *A. campestris*

Chapitre I : Revue bibliographique

Introduction Générale :

Les plantes du genre *Artemisia*, appartenant à la famille des **Astéracées**, sont largement reconnues pour leurs propriétés médicinales et leurs applications traditionnelles dans le traitement de diverses maladies. Ces plantes sont riches en métabolites secondaires, tels que les terpénoïdes, les flavonoïdes et les composés phénoliques, qui jouent un rôle clé dans leur activité biologique. Parmi les produits de ces plantes, les huiles essentielles qui ont suscité un intérêt particulier en raison de leur potentiel antioxydant, antifongique et anti inflammatoire.

Les souches microbiennes sélectionnées pour cette étude représentent des pathogènes d'importance agricole et environnementale. *Aspergillus niger*, un champignon filamenteux ubiquiste, est responsable d'aspergilloses opportunistes et de contaminations alimentaires par production de mycotoxines.

Phytophthora infestans, oomycète phytopathogène, provoque le mildiou de la pomme de terre, menaçant la sécurité alimentaire mondiale.

Alternaria sp., genre fongique incluant des espèces productrices d'allergènes et de toxines, affecte à la fois les cultures (pourriture noire) et la santé humaine (infections cutanées). Servant ici de contrôle pour évaluer la spécificité antifongique des extraits d'*Artemisia*. Cette diversité taxonomique (fungi, oomycètes, bactéries) et génétique permet d'explorer large spectre d'activité et mécanismes d'action potentiels.

Cependant, l'environnement et la diversité génétique des espèces d'*Artemisia* sp influence fortement sur leur composition chimique qui fait que leur efficacité différente d'une espèce à une autre à l'égard des espèces microbiennes .

Cette étude vise à explorer l'impact de la diversité génétique intraspécifique et interspécifique au sein du genre *Artemisia* (notamment *Artemisia campestris* L. et *Artemisia herba-alba* L.) sur leur profil chimique, et à évaluer corrélativement leur activité antifongique face à des champignons pathogènes génétiquement divergents.

Les objectifs spécifiques incluent :

- ✓ **L'identification des composés bioactifs** (terpénoïdes, flavonoïdes, alcaloïdes) dans les huiles essentielles et extraits, en corrélant leur présence avec des polymorphismes génétiques propres à chaque espèce en utilisant une technique

avancée telles que la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CG-SM).

- ✓ **L'évaluation de l'efficacité inhibitrice** de ces métabolites secondaires contre des souches microbiennes modèles (*Aspergillus niger*, *Phytophthora infestans* et *Alternaria sp*) .
- ✓ **L'établissement de relations structure-activité** entre les profils chimiques des *Artemisia* (influencés par leur variabilité génétique) et leur pouvoir antimicrobien via des tests *in vitro*.

I.1. Diversité et classification taxonomique :

Le genre *Artemisia* est une plante à fleurs de la famille des *Asteraceae* (fig. 1) qui compte un peu plus de 500 espèces répandues à travers le monde. La plupart de ces espèces sont des plantes herbacées ou des arbustes, aux feuilles souvent odorantes et finement découpées, qui portent des inflorescences en capitules, caractéristiques des composées (Abad et al., 2012).

Le genre *Artemisia* est riche en composés bioactifs tels que les sesquiterpènes lactones (lactones) et les flavonoïdes, avec des propriétés médicinales importantes pour plusieurs d'entre eux (Willcox et al., 2021).

Des études utilisant les marqueurs ISSR, RAPD et SRAP révèlent un polymorphisme génétique important au sein des populations d'*A. herba-alba* en Tunisie et en Libye, avec des pourcentages de loci polymorphes dépassant souvent 90 % (Elmeer et al., 2019).

Artemisia est un genre méga-divers, avec une grande variabilité morphologique et chimique, ce qui a longtemps compliqué sa classification (Jiao et al., 2023).

Les études utilisant des marqueurs moléculaires (génomés chloroplastiques, SNPs nucléaires, ADN ribosomique) ont permis de clarifier les relations phylogénétiques et de mieux comprendre l'évolution et la biogéographie du genre, notamment en Asie de l'Est et entre l'Ancien et le Nouveau monde (He et al., 2024).

L'utilisation de l'analyse des séquences satellites et de la cytogénétique (FISH) a permis d'identifier des marqueurs spécifiques pour la délimitation des espèces et la compréhension de l'évolution chromosomique au sein du genre (He et al., 2024). La polyploïdie et l'hybridation sont fréquentes, contribuant à la diversité et à la complexité taxonomique du genre (He et al., 2024).

Tableau 1 : Taxonomie du genre *Artemisia* selon Aidoud et Lahmar-Zemiti, (2016) ; Dib et al. (2018).

Plante	<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Artemisia campestris</i>
Famille	Asteraceae	Asteraceae
Genre	<i>Artemisia</i>	<i>Artemisia</i>
Espèce	<i>A. herba-alba</i> (Armoise blanche)	<i>A. campestris</i> (Armoise des champs)
Sous-espèces/variétés	Plusieurs sous-espèces (ex : <i>A. h. var. herba-alba</i>)	Souvent divisée en sous-espèces (ex : <i>A. c. subsp. glutinosa</i>).

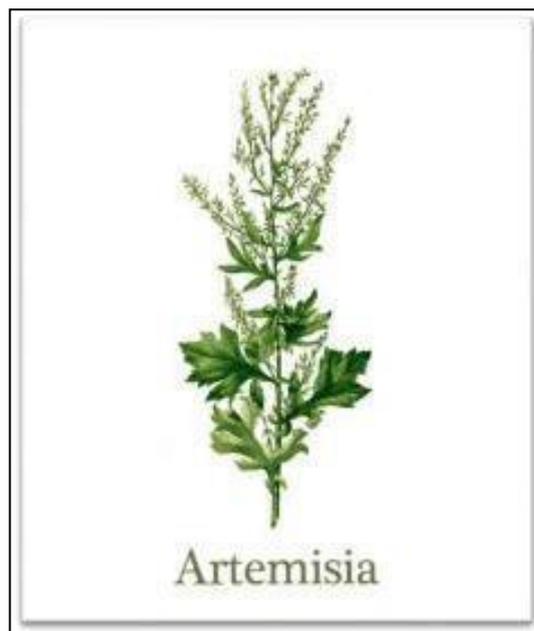


Figure 1 : Plante du genre *Artemisia*

I.2. Répartition géographique et écologique :

La diversité génétique présente une répartition hétérogène et n'est que faiblement corrélée à la distance géographique, suggérant que les conditions écologiques locales jouent un rôle significatif dans la structuration de la variabilité génétique (Elmeer et al., 2019).

Cependant, le genre botanique *Artemisia* présente une distribution ample dans l'hémisphère nord, principalement dans les milieux tempérés de l'Eurasie, notamment en Asie centrale, un important centre de diversité (Ling, 1991). La similarité génétique entre les individus varie considérablement, et les regroupements reflètent souvent à la fois des facteurs génétiques et géographiques (Omar et al., 2020).

Certaines espèces semblent coloniser des milieux arides et semi-arides, montagneux et steppiques ou désertiques, où elles montrent une grande plasticité écologique (Vallès et al., 2011).

En Amérique du Nord, un bon nombre d'espèces sont indigènes, là où elles sont présentes, elles jouent généralement un rôle dominant au sein des communautés de prairies et de broussailles. Des espèces introduites y ont aussi été observées en Afrique, en Australie ou en Amérique du Sud, notamment pour leurs propriétés médicinales et ornementales (Bora & Sharma, 2011).

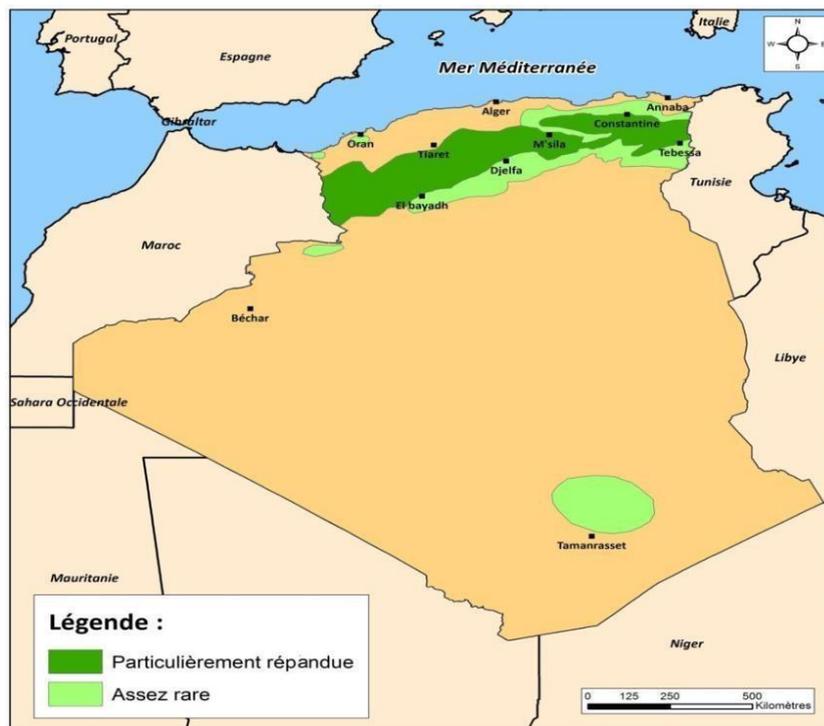


Figure 2 : Répartition de l'espèce *Artémisia* en Algérie

I.3. *Artemisia Herba-alba* :

I.3.1. Description botanique

Les populations algériennes d'*Artemisia herba-alba* présentent une variabilité morphologique et anatomique marquée, tant intra- qu'inter-populations, avec l'identification de deux écotypes principaux : l'un, adapté à plusieurs zones bioclimatiques, se caractérise par des capitules à cinq fleurs (**fig.3**), tandis que l'autre, confinée aux climats sahariens, en compte huit (**Benchohra et al., 2023**). Cette diversité s'exprime également au niveau foliaire et tissulaire, notamment par la présence d'un parenchyme aquifère plus ou moins épais, reflétant des stratégies d'adaptation à la sécheresse (**Maghni et al., 2018**).

Ces variations phénotypiques s'articulent avec un polymorphisme génétique élevé et la coexistence de cytotypes diploïdes et tétraploïdes, soulignant l'interaction complexe entre plasticité adaptative, hétérogénéité environnementale et diversité génomique au sein de l'espèce (**Bougoutaia et al., 2016**).

Ses tiges (**fig.5**) principales sont érigées, ligneuses à leur base, et se ramifient dans leur partie supérieure. Elles sont recouvertes de poils, leur conférant une apparence argentée ou blanchâtre. Selon les conditions climatiques et édaphiques, la plante peut atteindre une hauteur de 30 à 80 cm, voire légèrement plus (**Pottier-Alapetite, 1981**).

Les feuilles (**fig.3**) d'*Artemisia herba-alba* sont disposées de manière alternative et présentent une pinnatiséquence (1-2 divisions en segments très fins de 0,3-0,5 mm sur 5-8 mm). Elles sont velues et parfumées, avec un feutrage glandulaire qui leur confère une apparence argentée-grisée. Sur le plan anatomique, ces plantes possèdent un parenchyme foliaire riche en eau, associé à un parenchyme épais contenant de la chlorophylle et une forte densité de stomates, ce qui constitue une adaptation à la sécheresse. Finalement, elles illustrent l'existence de trichomes glandulaires et non glandulaires, de cristaux ainsi que de canaux sécrétoires dans le phloème (**Abderabbi et al., (2018)**).

Illustrations de la plante *Artemisia herba alba* L.,



Figure 3 : Vue générale de la plante avec feuillage dense et blanchâtre.



Figure 4 : Détail des inflorescences séchées ou en formation.



Figure 5 : Tige florale portant des capitules jaunes en boutons.

I.3.2. Propriétés thérapeutiques :

Artemisia herba-alba doit ses propriétés pharmacologiques à sa richesse en huiles essentielles (camphre, thuyone, 1,8-cinéole) et en composés bioactifs (phénoliques, flavonoïdes, lactones sesquiterpéniques). Son activité antimicrobienne, documentée contre *Staphylococcus aureus*, *E. coli* et *Candida albicans*, est attribuée à des molécules comme le camphre et la thuyone (Benhammou *et al.*, 2009). Ces effets justifient son usage traditionnel au Maghreb et au Moyen-Orient pour traiter les infections et les troubles digestifs. Parallèlement, ses composés phénoliques expliquent son activité antioxydante : protection contre le stress oxydatif (Boukrim *et al.*, 2020) et son action anti-inflammatoire : réduction des médiateurs inflammatoires (Abad *et al.*, 2012). Des études récentes suggèrent aussi des effets neuroprotecteurs et analgésiques : réduction de la mortalité cellulaire et de la douleur, (Amara *et al.*, 2025), renforçant son potentiel polyvalent en médecine naturelle.

I.4. *Artemisia Campestris* :

I.4.1. Description botanique

Artemisia campestris L., communément appelée « armoise des champs » ou *field wormwood*, est une plante herbacée vivace appartenant à la famille des *Asteraceae*, tribu des *Anthemideae*, et au genre *Artemisia*.

Cette espèce se compose de plusieurs tiges buissonnantes, une tige ligneuse à la base, une tige aux racines rampantes, des feuilles très découpées vert grisâtre d'aspect au toucher très fin.

Cette espèce se caractérise par un fort polymorphisme, incluant de nombreux sous-taxons et variétés différenciés principalement par des traits botaniques et floraux (Alaoui-Faris *et al.*, 2019). Elle présente des capitules hétérogames et ovoïdes, entourés d'un involucre de bractées, composés de fleurs périphériques fonctionnellement mâles et de fleurs centrales femelles, disposées sur un réceptacle convexe (Ziyyat *et al.*, 2016).

Sa morphologie varie sensiblement selon les sous-espèces et les régions géographiques, ce qui a justifié l'établissement de classifications subspecifiques basées sur les caractères botaniques. Sur le plan cytogénétique, *A. campestris* possède un nombre chromosomique de base $x = 9$, avec des niveaux de ploïdie allant de la diploïdie à l'hexaploïdie selon la zone de distribution, traduisant une grande capacité d'adaptation écologique (Alaoui-Faris et al., 2019).

Illustrations de la plante *Artemisia campestris*



Figure 6 : représente la plante avec de petites fleurs jaunes regroupées le long d'une tige.



Figure 7 : Les feuilles sont fines et d'un vert grisâtre.



Figure 8 : Les inflorescences (grappes de fleurs) de nombreuses espèces d'armoise sont composées de capitules petits et discrets.

I.4.2. Propriétés thérapeutiques :

Artemisia campestris L., est une plante médicinale aux propriétés **antimicrobiennes, antioxydantes et anti-inflammatoires**, liées à sa richesse en composés phénoliques, flavonoïdes et huiles essentielles. Elle inhibe fortement les **bactéries Gram+** (*Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Listeria monocytogenes*) avec des zones d'inhibition marquées et des concentrations minimales inhibitrices (CMI) faibles, tandis que son activité contre les **bactéries Gram-** (*Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*) est modérée ou absente, selon les méthodes d'extraction. Ses extraits et huiles essentielles montrent également une **action antifongique** contre *Candida albicans* et *Aspergillus niger* (Megdiche-Ksouri et al., 2015 ; Bendifallah et al., 2023).

Parallèlement, ses composés phénoliques confèrent une **activité antioxydante** en neutralisant les radicaux libres (Bouterfas et al., 2020), et son **potentiel anti-inflammatoire** se traduit par l'inhibition de médiateurs pro-inflammatoires, soutenant son usage traditionnel contre les douleurs articulaires. Ces propriétés synergétiques en font un candidat prometteur pour des applications en phytothérapie et en lutte contre les infections résistantes.

I.5. Organisme Phytopathogènes :

Les organismes phytopathogènes sont des agents pathogènes qui infectent les plantes, causant des maladies et des pertes agricoles importantes. Ils incluent principalement des champignons, des bactéries et des oomycètes, chacun utilisant divers mécanismes pour envahir, coloniser et endommager leurs hôtes végétaux.

Dans notre étude nous nous sommes intéressées aux champignons causants des dégâts sur des plantes d'intérêts agricole.

I.5. Altérioriose causée par *Alternaria* :

I.5.1. Notions fondamentales sur *Alternaria* sp :

Le genre *Alternaria* regroupe plus de 300 espèces de champignons filamenteux ubiquistes, appartenant à la famille des Pleosporaceae (Thomma, B.P.H.J 2003). Ces micro-organismes colonisent fréquemment les plantes, le sol et l'air ambiant, ayant un impact significatif tant sur l'agriculture que sur la santé humaine. Taxonomiquement classé sous les Dikarya,

Ascomycota, Pezizomycotina, Dothideomycetes, Pleosporales, et Pleosporaceae (**Index Fungorum, 2024 ; Thomma, 2003**), le genre *Alternaria* est caractérisé par une reproduction majoritairement asexuée (**Thomma, 2003**).



Figure 9 : Symptômes sur les parties aériennes de la tomate (**Ghedfaw et al., 2024**).

I.5.2. Cycle biologique :

Le cycle de vie d'*Alternaria* est principalement axé sur la production abondante de conidies multilocloisonnées (**Thomma, 2003**). Ces spores asexuées sont formées sur des conidiophores dressés et sont efficacement dispersées par le vent, la pluie ou les insectes. Elles possèdent une remarquable capacité de persistance, survivant dans les résidus végétaux ou le sol, et résistant aux conditions environnementales extrêmes telles que la sécheresse et les rayonnements ultraviolets.

En présence d'humidité, les conidies germent rapidement, formant des hyphes qui pénètrent les tissus de la plante hôte via des ouvertures naturelles (stomates) ou des lésions. Le mycélium se développe ensuite, induisant des lésions nécrotiques sur les feuilles, tiges et fruits, qui deviennent à leur tour des foyers de production de nouvelles conidies, permettant ainsi plusieurs cycles d'infection au cours d'une même saison (cycle polycyclique) (**Kuang-Ren Chung, 2012**). La reproduction sexuée chez *Alternaria* est rare, voire absente, la diversité génétique étant maintenue par des mutations spontanées et des recombinaisons mitotiques.

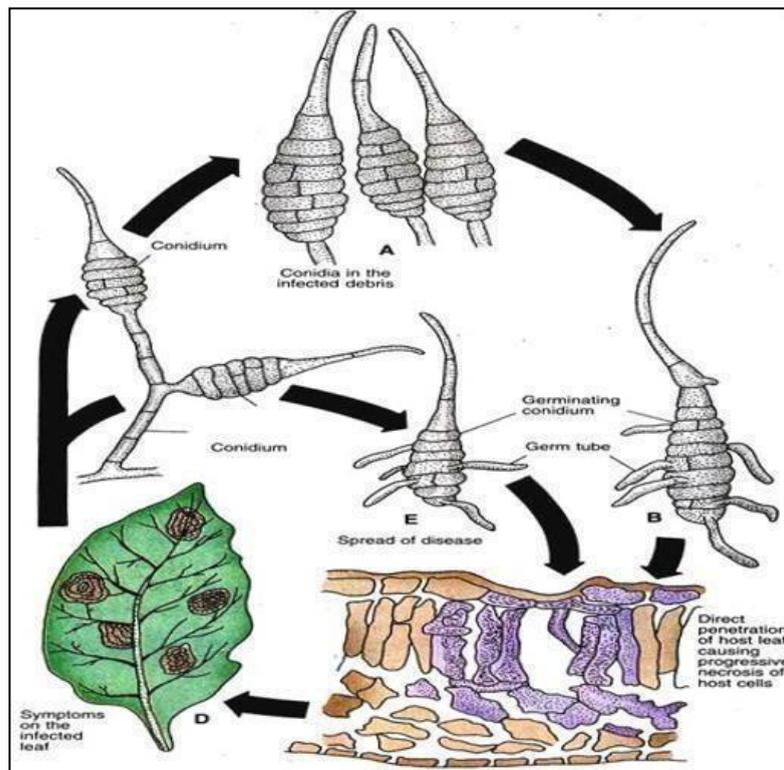


Figure 10 : Cycle biologique d' *Alternaria* sp (Ghedfaw et al., 2024).

I.5.3. Pathogénicité :

Sur le plan phytopathogène, plusieurs espèces d'*Alternaria* sont responsables de maladies végétales majeures, comme les taches foliaires, la pourriture des fruits et le flétrissement des cultures (Thomma, B.P.H.J 2003). C'est le cas d'*Alternaria solani*, causant le mildiou précoce de la tomate et de la pomme de terre (Rotem, 1994), ou d'*Alternaria alternata* et son pathotype tangerine, agents de la tache brune des agrumes (Kuang-Ren Chung, 2012). Ces maladies ont un impact économique et agronomique considérable à l'échelle mondiale, comme illustré par les lésions de taches brunes observées sur les feuilles et rameaux de tangelo Minneola (Dewdney, 2013) et sur les fruits de mandarine (Myrian Rybak ; Khanchouch et al., 2017).

Au-delà des plantes, *Alternaria alternata* est également reconnu comme un allergène important et un agent pathogène opportuniste chez l'homme (Thomma, B.P.H.J 2003).

I.6. Mildiou causé par *Phytophthora infestans* :

I.6.1. Notions fondamentales sur *Phytophthora infestans* :

Le genre *Phytophthora* est un groupe d'oomycètes phytopathogènes appartenant au royaume Stramenopiles, souvent confondu avec les champignons en raison de son architecture filamenteuse (Kamoun et al., 2019). Il regroupe plus de 100 espèces responsables de maladies très préjudiciables aux plantes cultivées et forestières, incluant le mildiou, la pourriture des racines et la brûlure foliaire (Kamoun et al., 2019).

Des espèces comme *Phytophthora infestans*, agent causal de la famine de la pomme de terre en Irlande au XIXe siècle, illustrent l'importance historique et économique de ce genre (Fry et al., 2020). Taxonomiquement, *Phytophthora* est classé sous le Domaine Eukaryota, Règne Stramenopila, Embranchement Oomycota, Classe Oomycetes, Ordre Peronosporales, et Famille Peronosporaceae (Tableau 4, Martin et al., 2014 ; Index Fungorum, 2024).

Les avancées en biologie moléculaire, notamment l'analyse de l'ADN ribosomique et des gènes mitochondriaux, ont permis de réviser et de redéfinir de nombreux taxons au sein de ce genre (Martin et al., 2014).



Figure 11 : Symptômes de mildiou sur différents organes de tomate .A : Champs complètement détruits par le *P. infestans*. B : Sur fruit. C : Sur folioles face supérieure. D : Sur folioles face inférieure. E : sur tiges (Photographie : Nelson, 2008).

I.6.2. Cycle biologique :

Le cycle de vie de *Phytophthora* est caractérisé par une alternance complexe entre phases de reproduction asexuée et sexuée, conférant une grande plasticité écologique et une persistance dans des milieux variés (**Judelson & Blanco, 2021**) . La reproduction asexuée débute par la formation de sporangia, qui peuvent germer directement ou libérer dans l'eau des zoospores mobiles (**Judelson & Blanco, 2021**). Ces zoospores biflagellées se déplacent activement vers les tissus végétaux, s'enkystent à la surface de l'hôte et germent en tubes germinatifs, initiant l'infection (**Wang et al., 2023**). Certaines espèces produisent également des chlamydospores, des spores asexuées à paroi épaisse, leur permettant de survivre aux conditions défavorables (**Brasier et al., 2020**).

La reproduction sexuée chez *Phytophthora* est oogame, impliquant la fusion d'une oogone (structure femelle) et d'une anthéridie (structure mâle) (**Erwin & Ribeiro, 2020**). Selon les espèces, le genre peut être homothallique (autofertile) ou hétérothallique (nécessitant deux souches compatibles) (**Martin et al., 2014**). La fusion des gamétanges produit une oospore, une spore à double paroi capable de survivre plusieurs années dans le sol ou les résidus végétaux (**Erwin & Ribeiro, 2020**). L'infection débute lorsque les zoospores ou sporangia atteignent une plante hôte, s'enkystent, germent et forment un appressorium qui pénètre les tissus végétaux (**Kamoun et al., 2019**). Les symptômes observés incluent des racines pourries, des feuilles flétries et des lésions fruitières. La dissémination de l'agent pathogène se fait par l'eau (pluie, irrigation), le vent, ainsi que par les semences et outils contaminés (**Wang et al., 2023**).

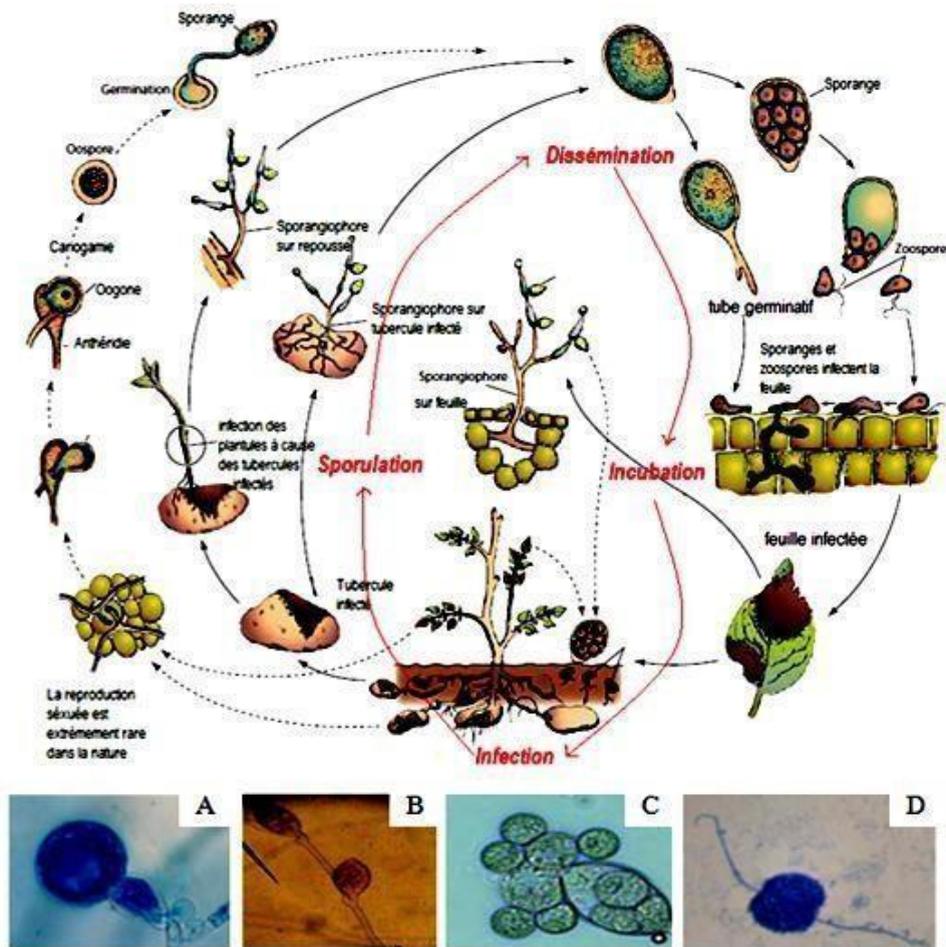


Figure 12 : Cycle de développement et de la maladie chez *P. infestans* d'après Agrios (2005).

A : Oospore . B : Sporangioptère . C : Sporangioptère libérant des zoospores . D : Zoospore bicilié.

(Photographies : R. Corbière, S. Belkhiter) .

I.7. Pourriture noire causée par *Aspergillus niger* :

I.7.1. Notions fondamentales sur *Aspergillus niger* :

Le genre *Aspergillus* est un groupe de champignons filamenteux appartenant au règne **Fungi**, division **Ascomycota**, qui comprend de nombreuses espèces saprophytes et pathogènes d'intérêt médical, agricole et industriel. *Aspergillus niger* est l'une des espèces les plus répandues dans l'environnement et la plus étudiée au sein de ce genre en raison de sa grande importance biotechnologique et phytopathologique (de Vries et al., 2017).

Aspergillus niger est reconnu pour son rôle dans la **détérioration des denrées alimentaires** et dans certaines **maladies post-récolte**, mais également pour sa capacité à produire des **enzymes industrielles** (comme l'amylase, la glucoamylase, et la pectinase) et des **acides organiques**, notamment l'acide citrique (Show et al., 2021 ; Andersen et al., 2011). Certaines souches peuvent produire des **mycotoxines**, bien que ce ne soit pas systématique.

Historiquement, *A. niger* a aussi été associé à des cas d'**aspergillose**, une infection opportuniste touchant principalement les individus immunodéprimés, bien qu'il soit moins fréquent que *A. fumigatus* dans ce contexte (Latgé & Chamilos, 2020).

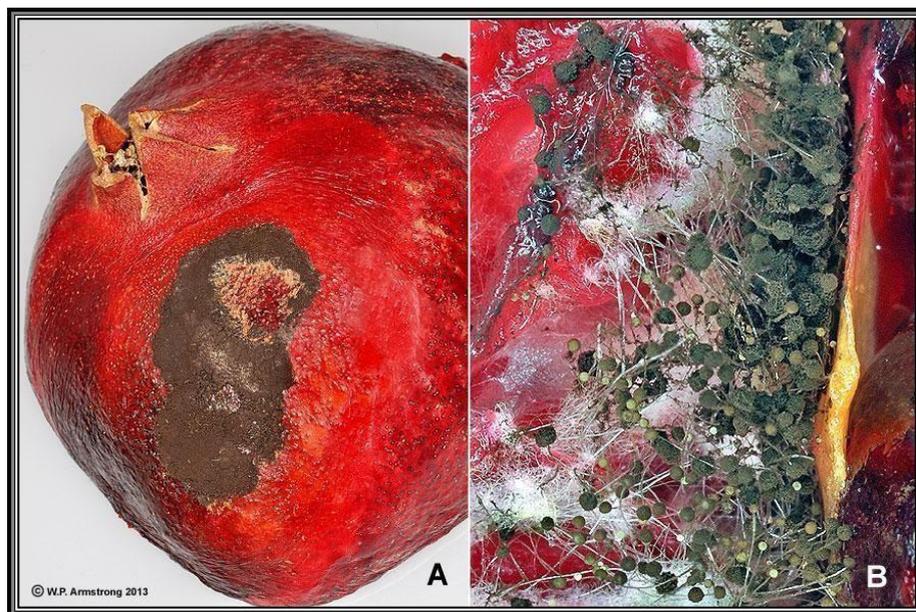


Figure 13 : Fruit de grenade infesté par *Aspergillus niger*

<https://cultivodelgranado.es/enfermedades-en-las-granadas-que-causan-podredumbre/aspergillus-niger/>

I.7.2. Cycle biologique :

Le cycle de vie d'*Aspergillus niger* repose principalement sur une reproduction **asexuée efficace**, assurée par la production massive de **conidies** portées par des **conidiophores dressés** (Samson et al., 2014). Ces conidies sont de forme globuleuse à ovale, **unicellulaires et pigmentées en noir**, ce qui contribue à leur forte résistance aux agressions environnementales telles que la **chaleur, les rayonnements UV** et la **dessiccation** (Rokas et al., 2020).

Dispersées par l'air, les conidies germent rapidement en conditions favorables d'humidité et de température, donnant naissance à un **mycélium septé** composé d'hyphes ramifiés. Ces hyphes se développent activement sur les substrats riches en matières organiques, notamment les résidus végétaux, les denrées alimentaires ou les milieux de culture (Show et al., 2021).

Le mycélium assure la colonisation du substrat et la mise en place d'un **cycle infectieux opportuniste**, notamment sur les tissus affaiblis, les graines ou les produits post-récolte, provoquant des altérations fongiques ou des contaminations alimentaires (Perrone et al., 2006). En conditions optimales, le champignon entre dans un **cycle polycyclique**, produisant de nouvelles conidies à partir du mycélium primaire.

Chez *A. niger*, la reproduction sexuée est **exceptionnelle voire absente**, bien que des éléments génomiques liés à la méiose aient été identifiés. La **diversité génétique** observée au sein de cette espèce est principalement assurée par **des mutations spontanées, des recombinaisons parasexuées** et des adaptations environnementales (Horn et al., 2009 ; Rokas et al., 2020).

I.8. Lutte biologique :

La lutte biologique constitue une alternative durable et prometteuse face aux limites et effets secondaires des traitements chimiques conventionnels. Elle repose sur l'utilisation d'organismes vivants ou de substances naturelles pour réduire l'impact des agents phytopathogènes. Dans ce cadre, l'usage des huiles essentielles extraites de plantes médicinales, et notamment celles issues du genre *Artemisia*, suscite un intérêt croissant dans la recherche phytosanitaire (Goudjil et al., 2013 ; Cherrat et al., 2014).

Ces huiles sont riches en composés bioactifs tels que le camphre, la thuyone, le 1,8-cinéole ou encore certains sesquiterpènes oxygénés, connus pour leur large spectre d'activités biologiques (Bakkali et al., 2008).

Dans notre étude, les huiles essentielles extraites d'*Artemisia campestris* et *Artemisia herba-alba*, plantes autochtones des régions semi-arides d'Algérie, ont été testées pour leur activité antifongique contre deux champignons phytopathogènes majeurs : *Alternaria* sp. et *Phytophthora infestans* et *Aspergillus niger*.

L'un des mécanismes les plus fréquemment rapportés est la **perturbation de la membrane cellulaire fongique**. Des composés volatils tels que la thuyone, le camphre et le 1,8-cinéole, présents dans les huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* ou *A. campestris*, sont capables d'intégrer la membrane lipidique des cellules fongiques, provoquant une altération de la perméabilité, une fuite d'ions et la désorganisation du contenu cytoplasmique (Bachir & Benali, 2012 ; Ben Hsouna et al., 2011).

Par ailleurs, ces composés peuvent **inhiber certaines enzymes clés**, notamment celles impliquées dans la biosynthèse de la paroi fongique comme la **chitine synthétase**, rendant ainsi la cellule vulnérable aux stress extérieurs (Mimica-Dukić et al., 2003).

Enfin, un **effet antioxydant indirect** contribue également à cette action antifongique : les extraits riches en flavonoïdes et composés phénoliques neutralisent les espèces réactives de l'oxygène (ROS), perturbant ainsi les mécanismes cellulaires de défense oxydative des champignons pathogènes ce qui inhibe leur croissance (Bendaoud et al., 2010).

Chapitre II : Matériel et Méthodes

II.1. Lieu de stage :

Dans le cadre de la valorisation et de la recherche d'éventuelles activités biologiques des huiles essentielles d'*Artemisia campestris* et d'*Artemisia herba-alba*, récoltées dans les régions de Laghouat et de Djelfa, ce travail expérimental a été mené entre janvier et mai 2025.

Les extractions ont été réalisées au laboratoire de projet de fin d'études (Université de Blida 1), tandis que les analyses chimiques (GC/MS) ont été effectuées à l'Institut National de Criminologie et de Criminologie de la Gendarmerie Nationale (Alger).

II.2. Objectif de travail :

Pour atteindre les objectifs de cette étude, plusieurs analyses ont été planifiées :

- L'extraction des huiles essentielles.
- L'analyse chromatographique (GC-MS).
- L'étude des micro-organismes cibles (*Alternaria*, *Phytophthora infestans*, *Aspergillus*).
- La détermination de la concentration minimale d'inhibition (CMI).
- L'évaluation de l'activité biologique de la plante, à travers :
 - L'activité antifongique.
 - L'activité antioxydante (test DPPH).

II.3. Matériels :

II.3.1 Matériel non biologique :

Le matériel non biologique utilisé dans cette étude comprend :

- Un appareil de distillation de type Clevenger.
- Un chromatographe en phase gazeuse couplé à un spectromètre de masse (GC/MS) (GC-MS Shimadzu ,Shimadzu Corporation – Japon fondée à Kyoto).

Matériel et Méthodes

- Un spectrophotomètre UV-Vis pour la lecture des absorbances (activité antioxydante) (UV-1601 – Spectrophotomètre UV-Visible, Shimadzu Corporation _Japon).
- Un incubateur pour la culture fongique.
- Un vortex, un autoclave, une hotte microbiologique.
- Une balance analytique, une étuve, des micropipettes (500 µL et 1000 µL)
- Des boîtes de Pétri, des tubes à essai, fioles jaugées, ballons de 2 L, et divers récipients de stockage.

La liste détaillée du matériel utilisé, y compris les références techniques (modèles et marques), est présentée en **Annexe**.

II.3.2 Matériel biologique :

II. 3.2.1 Micro-organismes étudiés :

Nous avons choisi dans notre étude des micro-organismes modèles aux impacts agroéconomiques majeurs comme : *Aspergillus niger* (champignon ubiquiste), *Alternaria sp.* (Champignon phytopathogène) et *Phytophthora infestans* (oomycète historique responsable du mildiou de la pomme de terre et de la tomate). Le tableau ci-dessous présente les caractéristiques du matériel fongique utilisé dans cette étude :

Tableau 2 : Micro-organismes étudiés et conditions de culture

Micro-organisme	Souche	Milieu de culture	Température (°C)	Origine	Conditions particulières	Méthode d'analyse
<i>Aspergillus niger</i>	ATCC 16404	PDA (Potato Dextrose Agar)	25-30	inconnu	Obscurité	Microscopie optique, PCR
<i>Alternaria sp.</i>	Isolat local (tomate) ENSA	Sabouraud	25	Staouli	Photopériode 12h	Observation morphologique

Matériel et Méthodes

Micro-organisme	Souche	Milieu de culture	Température (°C)	Origine	Conditions particulières	Méthode d'analyse
<i>Phytophthora infestans</i>	Isolat local (pomme de terre) (CNCC)	V8 Agar	18	Ain Defla	Humidité >90%	Microscopie optique

II. 3.2.2 Matériel végétal :

Le matériel végétal choisi dans cette étude appartient à deux espèces endémiques du Sahara Algérien *Artemisia campestris* et *Artemisia herbe alba* récoltées en janvier 2025, dans différentes régions (Laghouat et Djelfa), sous forme fraîche (partie supérieure de la plante : folioles et tiges), les plantes ont été récupérées dans des sacs en papiers pour l'extraction des huiles ultérieurement.

Les échantillons sont secs à l'ombre pendant 15 jours pour faciliter leur stockage. L'identification des espèces a été effectuée par un spécialiste à L'ENSA (Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie) au département de botanique.



Figure 14 : *Artemisia Herba-Alba* après séchage



Figure 15 : *Artemisia campestris* après séchage

II.4. Méthodes :

II.4.1 Extraction des huiles essentielles :

L'extraction des huiles essentielles a été réalisée par hydro distillation, à l'aide d'un appareil de type Clevenger.

- **Procédure :**
 - 100 g de matériel végétal séché (feuilles et fleurs) ont été placés dans un ballon de 2 litres avec 1 litre d'eau distillée.
 - La distillation a été effectuée pendant 1 heure et 30 minutes.
 - Le rendement en huile essentielle a été calculé par rapport à la matière sèche, à partir de trois échantillons de 30 g chacun, préalablement séchés à 60 °C pendant 48 heures.
- **Stockage :** Les huiles essentielles sont stockées à 4 °C à l'obscurité

Matériel et Méthodes

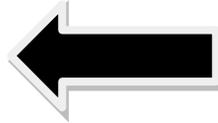
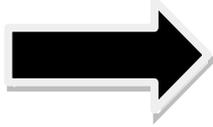


Figure 16 : Extraction de l'huile essentielle à l'aide d'un hydro distillateur.

Matériel et Méthodes

A la fin de chaque extraction, ces huiles essentielles ont été récupérées directement sur un Eppendorf.

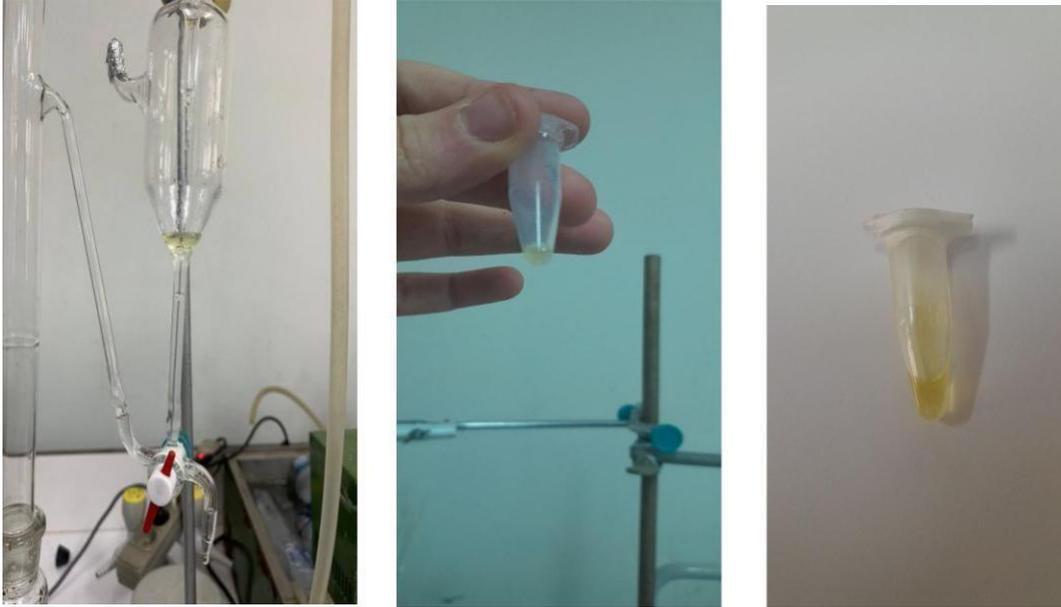


Figure 17 : Récupération des huiles essentielles dans des tubes Eppendorf.

Le distillat a été estimé en volume (ml) après plusieurs répétitions de l'opération. Les huiles ont ensuite été stockées au réfrigérateur jusqu'à leur utilisation pour les test biologiques.

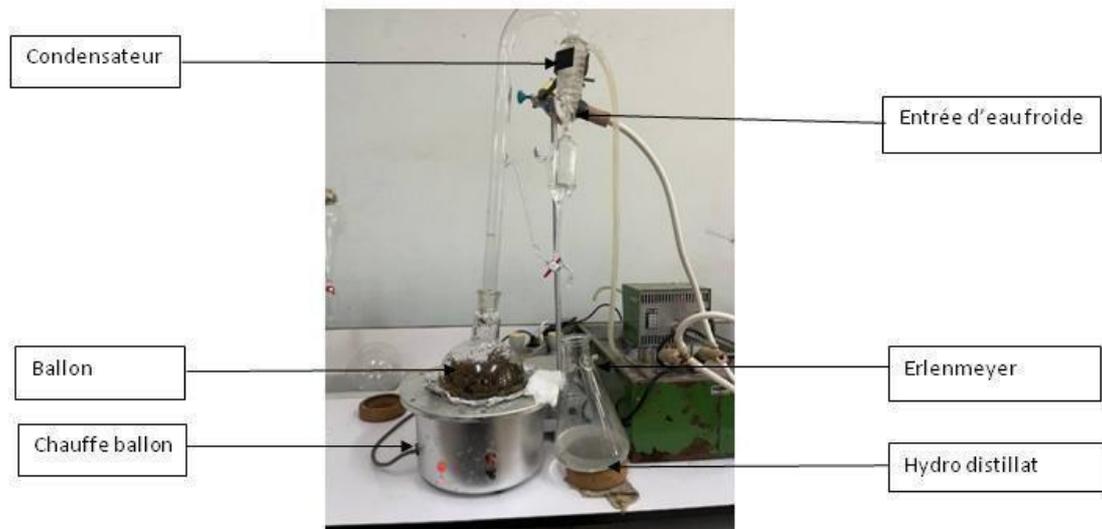


Figure 18 : Montage d'hydro distillation employé pour l'extraction de L'huile essentielle.

- **Analyse des résultats :**

Le calcul du rendement en huile essentielle a été effectué en utilisant la formule suivante :

$$\text{Rendement}\% = \frac{\text{Masse d'huile essentielle}(g)}{\text{Masse de matière sèche}(g)} \times 100$$

II.4.2. Analyse chromatographique (GC/MS) :

- **Appareillage :** Chromatographe en phase gazeuse (CPG) – Marque : **Shimadzu** couplé à un Spectromètre de masse (MS) – Marque : **Shimadzu** est utilisé.



Figure 19 : Chromatographie Gazeuse/Spectrométrie de Masse

- **Conditions opératoires :**

L'analyse GC/MS a été réalisée dans les conditions suivantes :

- Mode d'injection : Split (rapport de division : 50)
 - Température d'injection : 250 °C
 - Gaz vecteur : Hélium
 - Programme de température : 50 °C (maintenu pendant 2 minutes), puis élévation de 5 °C/min jusqu'à 260 °C (maintenu 5 minutes)
 - Pression : 53,5 kPa
- **Méthode :** Standard pour analyse des huiles essentielles 1ml/minute

Matériel et Méthodes

- **Identification des composés :**

Les composés sont identifiés par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS), en utilisant un système Shimadzu équipé d'une auto injectrice et d'une colonne capillaire **HP-5MS (30 m × 0,25 mm, film de 0,25 µm)**.

Le **SM** Shimadzu opère en mode impact électronique (EI) à 70 eV, avec un balayage de masse typiquement compris entre **40 et 500 m/z**.

Les spectres de masse obtenus sont comparés à ceux de la bibliothèque de référence Shimadzu ainsi qu'à la base de données des composants d'huiles essentielles selon *Adams (2007)*, permettant une identification précise des constituants analysés.

➤ **Remarque :**

Avant de mettre sur le GC_MS, prépare une solution de 10 µL de l'huile avec 990 µL d'Acétone. Ensuite, nous l'avons mis colonnes capillaires de l'appareil.

II.4.3 Détermination de la concentration minimale d'inhibition (CMI) :

II.4.3.1 Préparation de l'inoculum :

L'inoculum fongique est préparé à l'avance, des souches âgées au moins de 10 jours sont utilisées.

II.4.3.2 Préparation de milieux de culture utilisés :

Deux types de milieux ont été utilisés dans cette étude :

- Le milieu **Sabouraud**, adapté à la culture des champignons filamenteux tels qu'*Alternaria sp* et *Aspergillus niger*.

Matériel et Méthodes

- Le milieu **PPA** (Petit Poids Agar), utilisé pour la culture de *Phytophthora infestans*.

La préparation détaillée des milieux est présentée en **Annexe**.

II.4.3.3 Préparation des dilutions d'huile essentielle (HE) dans le milieu de culture :

- **Solution A** : 2,5 ml de Tween 80 (un agent émulsifiant) sont ajoutés à 90 ml d'eau distillée. L'ensemble est stérilisé à 120 °C pendant 15 minutes.
- **Solution mère** : 9 ml de la solution A sont mélangés avec 1 ml d'huile essentielle (HE). Le mélange est agité vigoureusement au vortex pour obtenir une émulsion homogène.
- **Dilutions** : À partir de la solution mère, des dilutions successives sont préparées avec de l'eau distillée pour obtenir des concentrations en HE allant de 10^{-1} à 10^{-5} .
- **Préparation des tubes** : dans des tubes à essai, 13,5 mL de milieu de culture chaud mais non solidifié ont été complétés par 1,5 mL de chaque dilution (10^{-1} à 10^{-5}).
- **Témoin** : Un tube témoin est préparé avec 13,5 ml de milieu de culture et 1,5 ml de la solution A (sans HE).
- **Agitation** : Les tubes sont agités au vortex pour une dispersion homogène, puis leur contenu est versé dans des boîtes de Pétri.



Figure 20 : Préparation des boîtes de Pétri

Matériel et Méthodes

La concentration minimale d'inhibition (CMI) correspond, la plus faible concentration d'huile essentielle inhibant totalement la croissance fongique.

II.4.3.4 Inoculation des champignons :

Un disque d'agar de 5 mm de diamètre, prélevé à partir d'une culture fongique pure et jeune, a été déposé au centre de chaque boîte de Pétri, sur le milieu contenant les différentes dilutions. Les boîtes sont incubées pendant 15 jours, des mesures de la croissance mycélienne sont effectuées chaque 3 jour.

La CMI est la plus faible concentration d'HE inhibant toute croissance fongique.

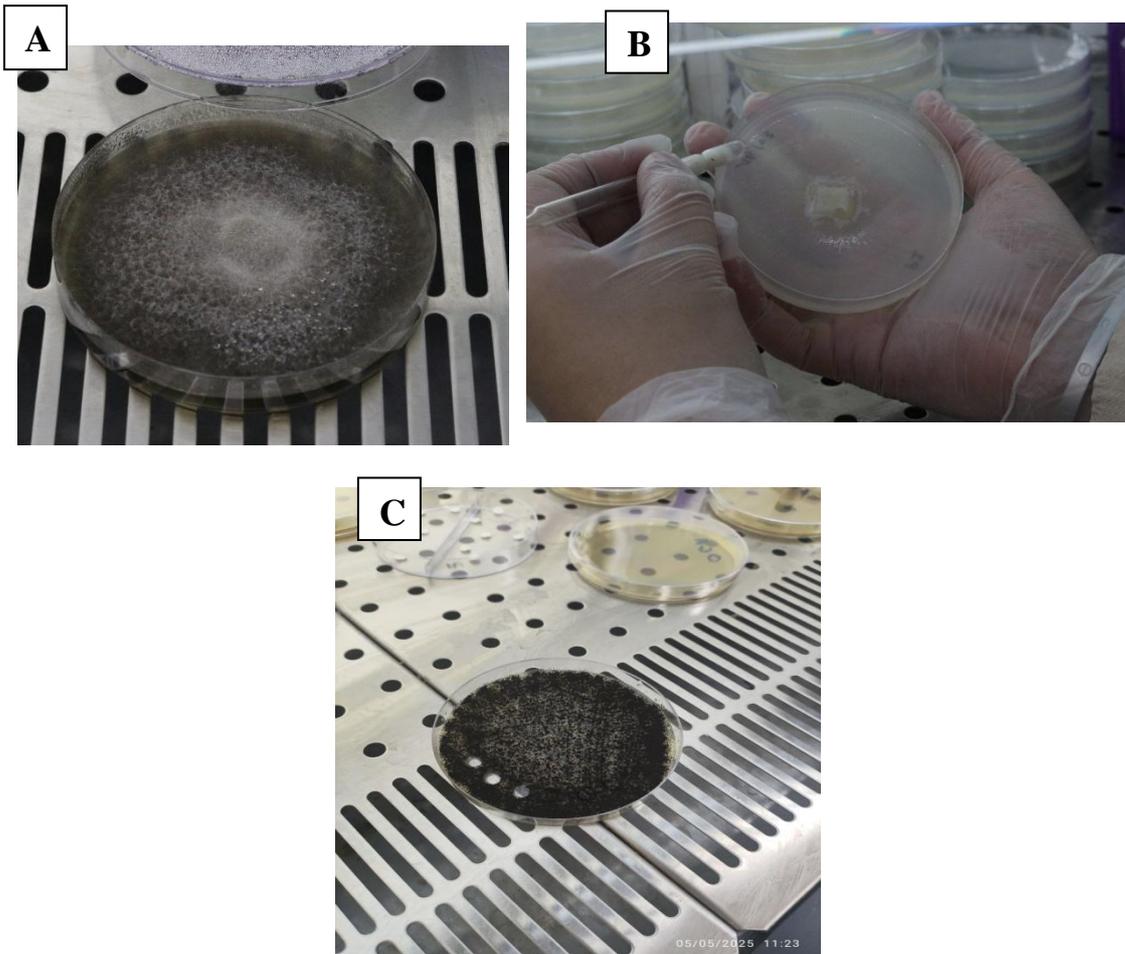


Figure 21 : Culture fongique d'*Alternaria* (A), Culture fongique de *Phytophthora* (B) Culture fongique d'*Aspergillus niger* (C).

II.5. Activité anti-oxydante *in -vitro* :

- **Principe :**

La capacité anti-oxydante peut être aussi mesurée en utilisant des radicaux libres plus stables. Le radical 1, 1-diphényle-2-picrylhydrazyl (DPPH) est un radical libre très stable à l'état cristallin et en solution, de coloration violette. Par cette méthode, on considère que l'activité anti- oxydante n'est autre que la capacité des antioxydants d'agir comme piègeur des radicaux libres.

Ils agissent en transférant un atome d'hydrogène ce qui conduit à la disparition du DPPH au cours de la réaction et à un changement de coloration (dans la solution initiale (*Brand-Williams et al. 1995*), (*figure 24jaune*)).

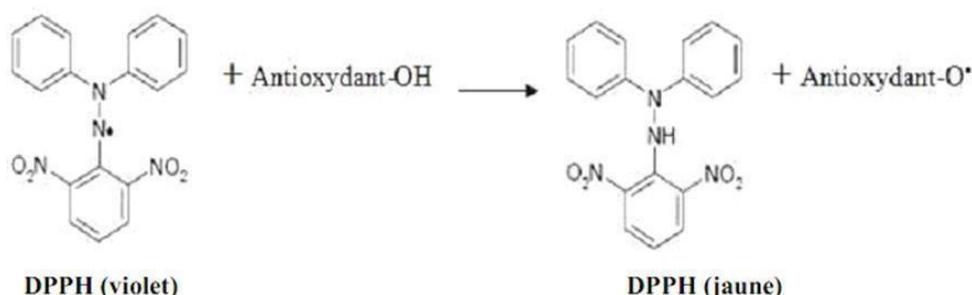


Figure 22 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.

- **Mode opératoire :**

- 50 µl de solution méthanolique d'huile essentielle à différentes concentrations (**10 mg/ml, 8 mg/ml, 6 mg/ml, 4 mg/ml, et 2 mg/ml**) sont ajoutés à 5 ml de la solution méthanolique de DPPH (0,004%).
- Un contrôle négatif est préparé en ajoutant 50 µl de méthanol à 5 ml de la solution méthanolique de DPPH.
- Des témoins positifs, le ButylHydroxy-toluène (BHT) et l'acide ascorbique,
- sont également utilisés

Matériel et Méthodes

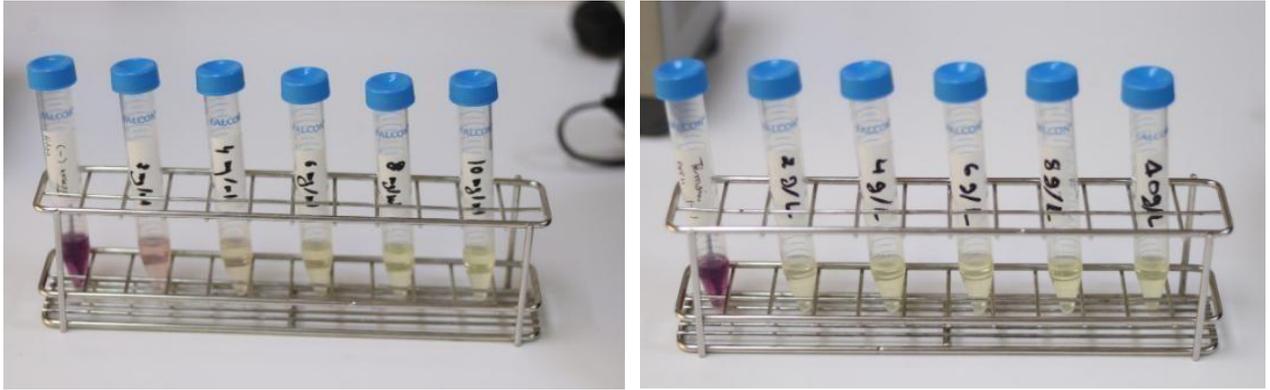


Figure 23 : les dilutions préparer

- **Incubation et lecture :**

Après 30 minutes d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 517 nm contre un blanc préparé pour chaque concentration.



Figure 24 : l'incubation des dilutions

- **Calcul de l'activité antioxydante :**

L'activité antioxydante est estimée selon l'équation suivante :

$$\% \text{ d'activité antioxydante} = \frac{[(\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon})]}{\text{Abs contrôle}} \times 100$$

- **IC 50 :**

Le paramètre **IC50** a été calculé à partir de la courbe de régression linéaire tracée du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'huile essentielle.

II.5. Détermination du pH :

Le **pH**, ou potentiel hydrogène, permet d'évaluer l'activité des ions hydrogène (H^+) dans une substance, reflétant ainsi son acidité ou son alcalinité.

Dans notre étude, le pH des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* et d'*Artemisia campestris* a été estimé à l'aide de papier pH (**figure 25**).

- **Mode opératoire :**

On a déposé quelques gouttes des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* et *campestris* sur du papier pH. Après le changement de couleur, celle-ci a été comparée à une échelle colorimétrique indiquant les valeurs de pH.



Figure 25 : papier pH

Chapitre III : Résultats et discussion

III. 1.Extraction et rendement des huiles essentielles :

III.1.1.Caractères organoleptiques :

✓ *Artemisia herba alba*

Les caractères organoleptiques de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba* sont de couleur jaune claire, d'odeur très forte, de saveur piquante et d'aspect liquide (figure 28).

Les huiles essentielles sont très aromatiques, elles sont liquides et d'une couleur jaune clair à jaune foncé (Goudjil et al., 2015). Selon AFNOR (2000), les huiles essentielles sont habituellement liquides. Température ambiante et volatiles, elle est plus ou moins colorée et leur densité est en général inférieure à celle de l'eau.

✓ *Artemisia campestris*

Les parties aériennes sèches d'*Artemisia campestris* L., ont été soumises à une extraction par hydrodistillation à l'aide d'un appareil de type Clevenger pendant 1 h 30 min. L'échantillon végétal, composé de la plante entière séchée à l'air libre, a permis d'obtenir une huile essentielle de couleur jaune foncé, à l'odeur caractéristique, marquée et facilement reconnaissable.

III.1.2. Le rendement :

Le rendement de l'HEs a été calculé en fonction de la matière végétale de la partie aérienne de la plante étudiée. Ce rendement est relativement modeste, mais il reste cohérent avec les valeurs rapportées dans la littérature pour ces espèces le tableau ci-dessous représente les valeurs des rendements.

Globalement, le rendement obtenu pour *A. campestris* dans cette étude s'inscrit dans la moyenne observée pour l'espèce dans les régions sahariennes et semi-arides d'Algérie. Cette découverte renforce le potentiel d'*A. campestris* en tant que source

Résultats et discussion

d'huiles essentielles exploitables à des fins biologiques ou industrielles, bien que sa productivité puisse être inférieure à celle de certaines autres espèces du même genre, comme *A. herba-alba*, dans d'autres contextes écologiques.

Tableau 3 : Rendement des huiles essentielles étudiées

Région	Espèces	Quantité d'huile (ml)	Poids de la matière (g)	Rendement (%)
Laghouat	<i>A. herba alba</i>	0,7	125	0,56
Djelfa	<i>A. campestris</i>	1	150	0,67

✓ Discussion

L'analyse des rendements en huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* et d'*Artemisia campestris* révèle une variabilité significative, soulignant l'interaction complexe des facteurs écologiques et techniques qui influencent ces plantes aromatiques.

Pour l'*Artemisia herba-alba*, un rendement de 0,54 % a été observé dans la région de Djelfa (Goudjil, 2016). Ce chiffre est cohérent avec les fluctuations de rendements rapportées dans différentes régions géographiques, comme la Tunisie (0,68 % à 1,93 %), la Jordanie (1,3 %) et l'Espagne (0,41 % à 2,30 %) (Mohsen & Ferchichi, 2009 ; Hudaib & Aburjai, 2006 ; Salido et al., 2004). Cette large fourchette, même avec des méthodes d'extraction identiques, met en évidence que la teneur en huile essentielle est intrinsèquement variable non seulement entre différentes familles botaniques et espèces, mais aussi au sein de la même espèce (Khenaka, 2011).

Les principaux déterminants de cette variation incluent le stade de développement de la plante, les conditions pédoclimatiques, le moment de la récolte, les conditions climatiques lors de la récolte, le processus de séchage, la génétique de la plante (Boukhatem et al., 2010), le site de production et l'état de fraîcheur du matériel végétal (Bruneton, 1999). De plus, le pH du sol a été identifié comme un facteur crucial influençant à la fois le rendement et la qualité des huiles essentielles chez les espèces d'*Artemisia herba-alba* (Abad et al., 2012). Il est à noter que

Résultats et discussion

l'hydrodistillation reste constamment la méthode privilégiée pour l'extraction des huiles essentielles dans les pratiques courantes de la littérature scientifique (Hallel, 2013).

De même, les études sur l'*Artemisia campestris* confirment également la variabilité considérable des rendements en huile essentielle. Des recherches antérieures ont rapporté des rendements de 0,58 % pour des échantillons récoltés à Biskra (Boukhebti et al., 2012) et de 0,73 % pour des plantes provenant d'une zone steppique algérienne (Djarmouni et al., 2015).

Des investigations plus récentes ont montré des rendements allant de 0,40 % à 0,80 %, selon la nature du sol et l'altitude du site de prélèvement (Belhattab et al., 2019). Ces écarts dans les rendements d'*A. campestris* sont principalement attribués à la nature du biotope (par exemple, steppes, zones arides ou semi-arides), à la variabilité génétique de l'espèce, aux conditions climatiques au moment de la récolte et aux techniques d'extraction spécifiques utilisées. L'état de la plante (sèche ou fraîche) joue également un rôle significatif, car le séchage peut entraîner une perte de certains composés volatils. Cependant, l'utilisation de matériel végétal séché dans cette étude était justifiée pour une meilleure conservation et un traitement plus homogène.

III. 2. Composition chimique des huiles essentielles :

✓ *Artemisia herba alba*

L'analyse GC/MS de l'huile essentielle d'*Artemisia Herba Alba et campestris* a révélé la présence de plusieurs composés majoritaires. Le tableau ci-dessous présente les constituants identifiés, leur type de molécule et leur pourcentage moyen.

Tableau 4: Composition chimique de quelques éléments majoritaires de l'huile essentielle d'*Artemisia Herba Alba*

Composant	Type de molécule	Pourcentage moyen (%)
Camphre	Cétone monoterpénique bicyclique	13,71
cis-Chrysanthenol	Alcool monoterpénique	1,44
Sabinène	Monoterpène bicyclique	5,58
Chrysanthénone	Cétone monoterpénique	11,17

Résultats et discussion

Terpinen-4-ol	Alcool monoterpénique	0,71
alpha-Thujone	Cétone monoterpénique bicyclique	34,15

✓ Discussion

Les résultats obtenus confirment que l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* est particulièrement riche en monoterpènes oxygénés, des composés clés qui lui confèrent une grande partie de ses propriétés. Parmi ceux-ci, le camphre, la chrysanthénone et le terpinène-4-ol sont prédominants.

Le camphre est bien connu pour ses effets stimulants, antiseptiques et légèrement analgésiques (**Bruneton, 1999**). Le terpinène-4-ol, quant à lui, est largement étudié pour ses puissants effets antifongiques et antibactériens, et on le retrouve également dans l'huile essentielle de *tea tree* (**Benbelaïd et al., 2014**). La chrysanthénone et le cis-chrysanthénol sont des molécules plus spécifiques à certaines espèces d'*Artemisia*, possédant des propriétés insecticides et antimicrobiennes.

Outre ces composés oxygénés, l'huile contient également des monoterpènes hydrocarburés comme le sabinène et l'alpha-thujone. Ces derniers contribuent non seulement aux propriétés aromatiques typiques de l'huile, mais participent également à un effet synergique dans son activité biologique globale. La prédominance de ces composés oxygénés suggère une forte activité biologique potentielle, notamment antifongique, antibactérienne et antioxydante. Ceci pourrait en grande partie expliquer les usages traditionnels de cette plante dans la médecine populaire du Maghreb.

Ces observations sont en accord avec plusieurs études antérieures. Des recherches menées par **Fellah et al., (2006)** et **Zrira et al., (2004)** ont déjà montré que les huiles essentielles d'*A. herba-alba* sont principalement dominées par le camphre et la thujone. Il est important de noter que la composition de l'huile peut varier considérablement, comme l'indiquent **Boukhatem et al., (2010)**, en fonction de facteurs tels que les conditions écologiques, la technique d'extraction et le stade phénologique de la plante. De plus, les profils chimiques sont également influencés par la génétique de l'espèce et la zone géographique de récolte.

Résultats et discussion

✓ *Artemisia campestris*

Les résultats montrent une dominance marquée des monoterpènes oxygénés, en particulier le camphre et le 1,8-cinéole, ainsi qu'une forte présence de sabinène, germacrène D, et myrcène. Certains composés comme le limonène et le β -caryophyllène sont absents dans les échantillons étudiés, les résultats sont illustrés dans le **tableau 4**.

Tableau 5 : Composition chimique de quelques éléments majoritaires de l'huile essentielle d'*Artemisia campestris*

Composant	Type de molécule	Pourcentage moyen (%)
Camphre	Cétone monoterpénique	5,42
1,8-Cinéole	Oxyde monoterpénique	1,05
Thuyone α	Cétone monoterpénique	23,05
Myrcène	Monoterpène hydrocarbure	0,35
Sabinène	Monoterpène hydrocarbure	2,23
Davanone	Sesquiterpène oxygéné	1,03

✓ Discussion

L'huile essentielle d'*Artemisia campestris* analysée se caractérise par une dominance de monoterpènes oxygénés et d'hydrocarbures monoterpéniques. Les composés les plus abondants identifiés sont le camphre (96,04 %), le 1,8-cinéole (85,59 %), le sabinène (88,80 %), le germacrène D (69,31 %) et le myrcène (61,56 %). Cette richesse en molécules volatiles suggère un intérêt biologique important, particulièrement pour leurs propriétés antimicrobiennes et antifongiques.

Le camphre, une cétone monoterpénique bien connue dans le genre *Artemisia*, se distingue par sa forte prédominance dans tous les échantillons. Sa concentration élevée est souvent associée à des activités biologiques marquées, notamment antifongiques. Le 1,8-cinéole, également appelé eucalyptol, est un oxyde monoterpénique fréquemment retrouvé dans les huiles essentielles reconnues pour

Résultats et discussion

leurs activités respiratoires et antimicrobiennes. Le sabinène et le myrcène, bien que de structures simples, sont des monoterpènes très volatils qui contribuent de manière significative à l'effet synergique des propriétés biologiques observées dans cette huile.

Il est important de noter que certains composés fréquemment cités dans la littérature, tels que le limonène et le β -caryophyllène, n'ont pas été détectés dans nos échantillons. Cette absence s'explique probablement par des variations écogéographiques. En effet, la composition chimique des huiles essentielles est fortement influencée par des facteurs environnementaux tels que le climat, la nature du sol, l'altitude, ainsi que par la variabilité génétique des populations végétales locales.

Ces résultats sont globalement en accord avec plusieurs études menées en Algérie et dans la région méditerranéenne. Par exemple, **Bendif et al., (2017)**, ont analysé des échantillons sahariens d'*A. campestris* et ont également mis en évidence une dominance du camphre (>80 %) et du 1,8-cinéole. **Djarmouni et al., (2015)**, ont identifié le sabinène et le germacrène D comme des composants fréquents dans les zones steppiques. Au Maroc, **Benjlali et al., (2016)**, ont noté une richesse en myrcène et en thuyones dans des régions semi-arides, similaires à celle de Djelfa. Des études plus récentes ont aussi souligné cette variabilité, comme **Bouazza et al., (2020)**, qui ont observé une grande fluctuation des thuyones selon les saisons de récolte, et **Kharoubi et al., (2021)**, qui ont corroboré nos observations concernant l'absence de limonène dans certaines zones du nord de l'Algérie.

✓ Comparaison des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* et *Artemisia campestris*

La comparaison des huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* et d'*Artemisia campestris* révèle des profils chimiques distincts, malgré leur appartenance au même genre. Alors que l'*Artemisia herba-alba* se caractérise par une richesse en monoterpènes oxygénés tels que le camphre, la chrysanthénone et le terpinen-4-ol, l'*Artemisia campestris* se distingue par une dominance massive de camphre, accompagnée de 1,8-cinéole, de sabinène, de germacrène D et de myrcène. Ces

différences s'expliquent principalement par des facteurs génétiques et environnementaux.

✓ Sur le plan génétique

Chaque espèce possède un patrimoine génétique unique qui détermine les voies de biosynthèse des métabolites secondaires, y compris les composés des huiles essentielles. Même au sein d'une même espèce, comme mentionné pour l'*Artemisia herba-alba*, une variabilité génétique peut entraîner des chémotypes différents, conduisant à des proportions variées de composés. Ainsi, les variations observées entre *A. herba-alba* et *A. campestris* sont en partie le reflet de leurs schémas génétiques distincts dictant la production enzymatique spécifique de chaque plante.

III.3. Effet antimicrobien des l'huiles essentielles sur la croissance mycéliennes des champignons phytopathogènes :

III. 3.1. *Alternaria sp* agent causal de l'alternariose:

III.3.1.1. Croissance Mycélienne d' *Alternaria sp*

Les résultats obtenus après 15 jours d'incubation démontrent que l'application de l'huile essentielle d'*A. herba-alba* et d'*A. campestris* inhibe significativement la croissance mycélienne d'*Alternaria sp* en fonction de la concentration. Nous avons constaté que la concentration 10^{-1} équivalant à 10 % était la plus efficace pour les deux huiles essentielles et les résultats étaient très hautement significatifs avec le témoin ($P \leq 0,001$)****, ainsi qu'une diminution progressive du diamètre des colonies du champignon à mesure que la concentration en huile essentielle diminuait, comme l'illustre **la figure 13**.

Résultats et discussion

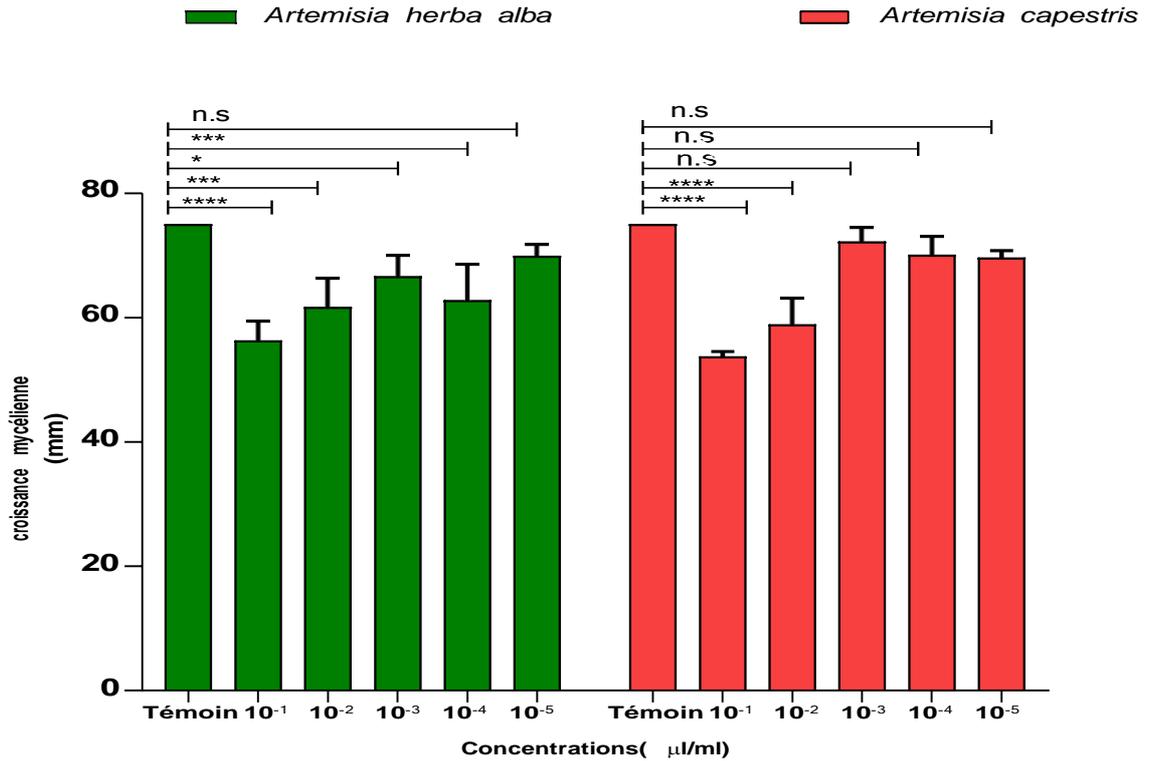


Figure 26 : Croissance mycélienne de l'*Alternaria sp.* en fonction des concentrations.

III.3.1.2. Pourcentage d'inhibition de l'*Alternaria sp.*

À 10⁻¹ soit 10 %, les deux huiles essentielles atteignent leur plus forte inhibition testée (environ 25% pour *A. herba-alba* et 28% pour *A. campestris*). À des concentrations plus faibles, l'effet diminue. Il est probable que la CMI pour ces huiles essentielles contre l'*Alternaria sp.* soit à une concentration égale ou supérieure à 10⁻¹, car même à cette concentration, l'inhibition n'est pas totale (**figure 14**).

Résultats et discussion

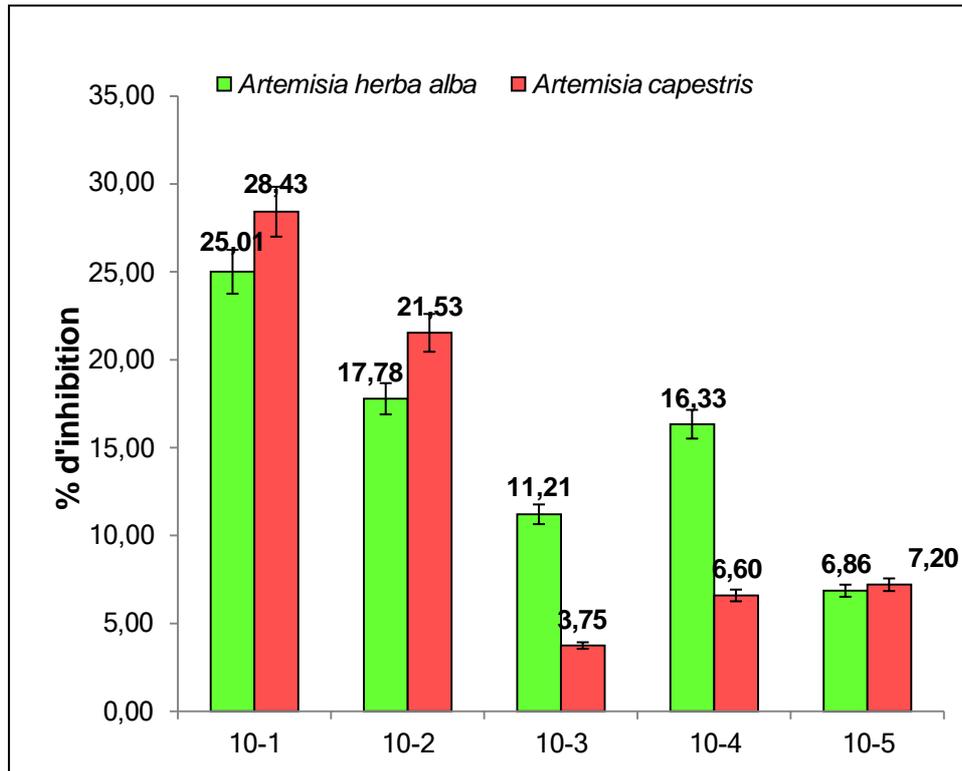


Figure 27 : Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de *Alternaria* sp par l'huile essentielle des deux plantes.

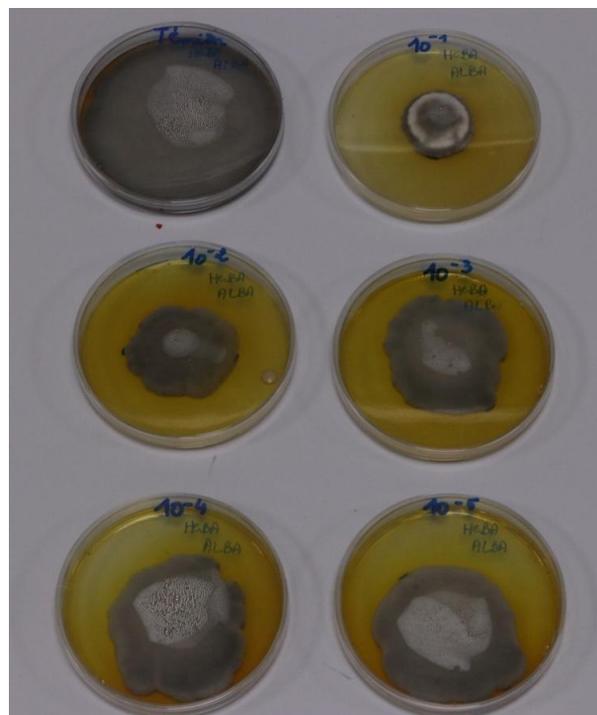


Figure 28 : Colonies mycéliennes d'*Alternaria* sp à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. herba alba*.

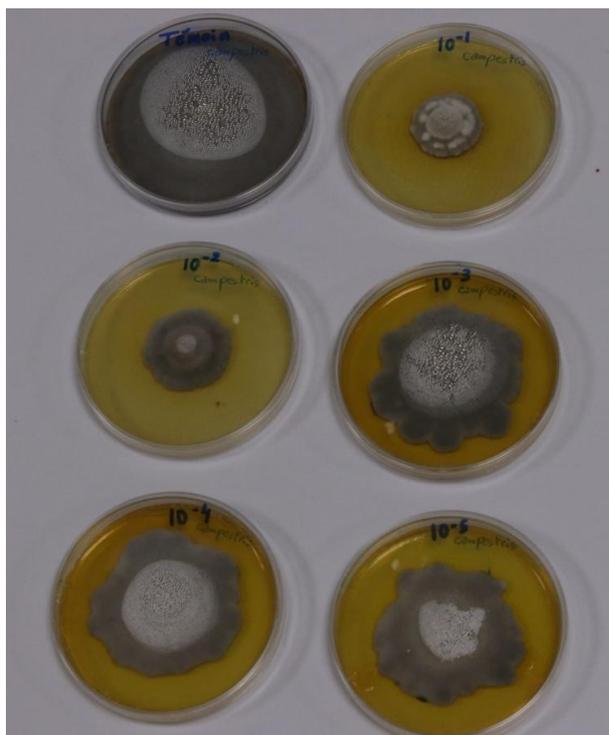


Figure 29 : Colonies mycéliennes d'*Alternaria sp* à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. campestris*.

✓ Discussion

Les résultats obtenus, qui montrent une inhibition significative de la croissance mycélienne d'*Alternaria sp.* par les huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba*, sont en accord avec de nombreuses études antérieures. **Mehani et al. (2019)**, ont par exemple rapporté un taux d'inhibition impressionnant de 82,97 % à une concentration de seulement 0,25 % d'HE d'*A. herba-alba* contre *Alternaria sp.*, confirmant ainsi l'augmentation de l'activité antifongique avec l'accroissement de la concentration. De même, **Salhi et al. (2019)**, ont observé des inhibitions allant de 62,4 % à 76,6 % pour des concentrations comprises entre 0,15 % et 0,25 % d'huile essentielle, illustrant clairement cette relation dose-dépendante.

Cette efficacité est largement attribuable à la richesse de l'huile essentielle en monoterpènes oxygénés. Des études comme celles de **Bougandoura & Bendimerad (2013)** et **Benjlali et al. (1986)**, ont démontré que ces composés sont capables de perturber les membranes cellulaires des champignons, ce qui conduit à leur destruction ou à l'inhibition de leur croissance.

Résultats et discussion

Les variations observées dans les taux d'inhibition publiés par différentes études peuvent être dues à plusieurs facteurs. La méthode d'extraction de l'huile essentielle (Abad et al., 2012) est cruciale, car elle peut influencer sa composition chimique. Le type de sol sur lequel la plante est cultivée a également un impact direct sur cette composition. De plus, le stade phénologique de la récolte et les conditions climatiques au moment de cette récolte sont des éléments majeurs qui modifient la teneur et la qualité des métabolites secondaires (Boukhatem et al., 2010). Enfin, la variabilité du type de champignon pathogène ciblé peut aussi expliquer les différences de sensibilité aux huiles essentielles, chaque souche pouvant réagir différemment.

III.3.2. *Aspergillus niger* agent causal de l'aspergillose

III.3.2.1. Croissance Mycélienne d' *Aspergillus niger*

Les résultats obtenus montrent que l'application des huiles essentielles d'*A. herba-alba* et d'*A. campestris* influence significativement ($P \leq 0,01$)*** la croissance mycélienne du champignon *Aspergillus niger* en comparaison avec le témoin non traité. La concentration la plus efficace (10^{-1} soit 10%) a induit la réduction maximale de la croissance fongique. Les résultats montrent clairement l'effet antifongique de l'huile essentielle des plantes des espèces du genre *Artémisia* (figure 17).

Résultats et discussion

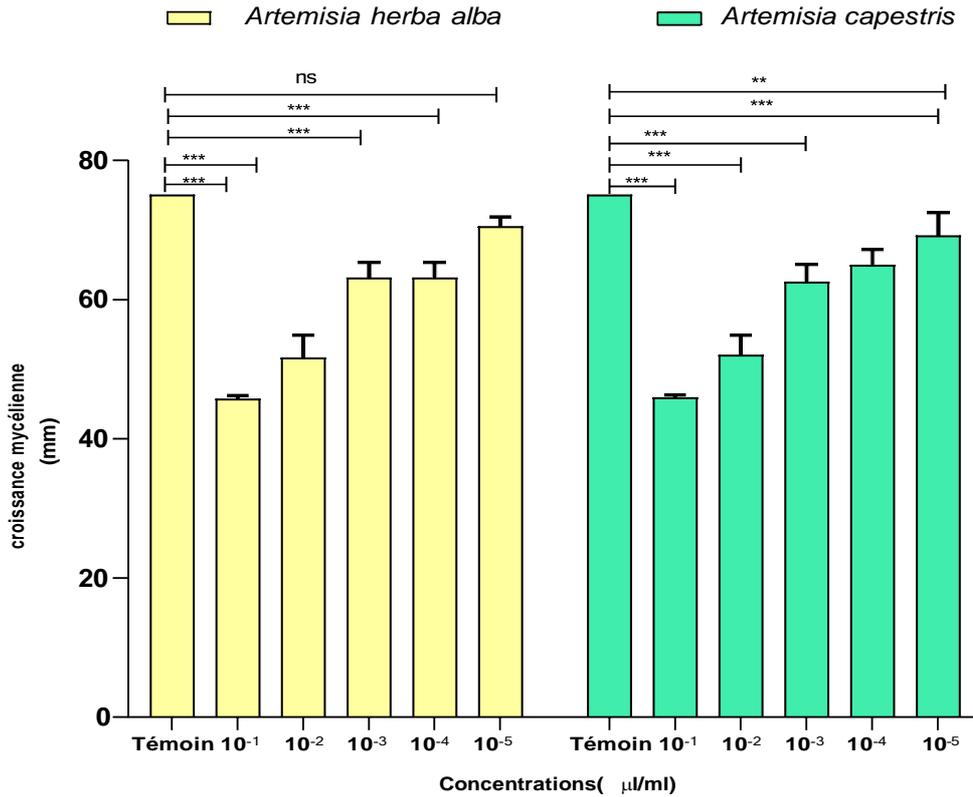


Figure 30 : Croissance mycélienne de l'*Aspergillus niger* en fonction des concentrations.

III.3.2.2. Pourcentage d'inhibition de l'*Aspergillus niger*

On observe une corrélation directe entre la concentration de l'extrait et son pourcentage d'inhibition : plus l'extrait est concentré (faible dilution), plus son pouvoir inhibiteur est élevé, atteignant des pics de près de 40% pour les deux espèces à la dilution 10⁻¹. Inversement, une augmentation de la dilution entraîne une diminution progressive et significative de l'inhibition, chutant à moins de 8% pour les deux espèces à la dilution 10⁻⁵. Bien que les deux espèces d'*Artemisia* on eu presque le même effet , *Artemisia herba alba* tend à montrer une légère supériorité en termes

Résultats et discussion

d'inhibition aux fortes concentrations, tandis que leurs efficacités se rapprochent ou s'inversent légèrement aux dilutions plus élevées (**figure 18**).

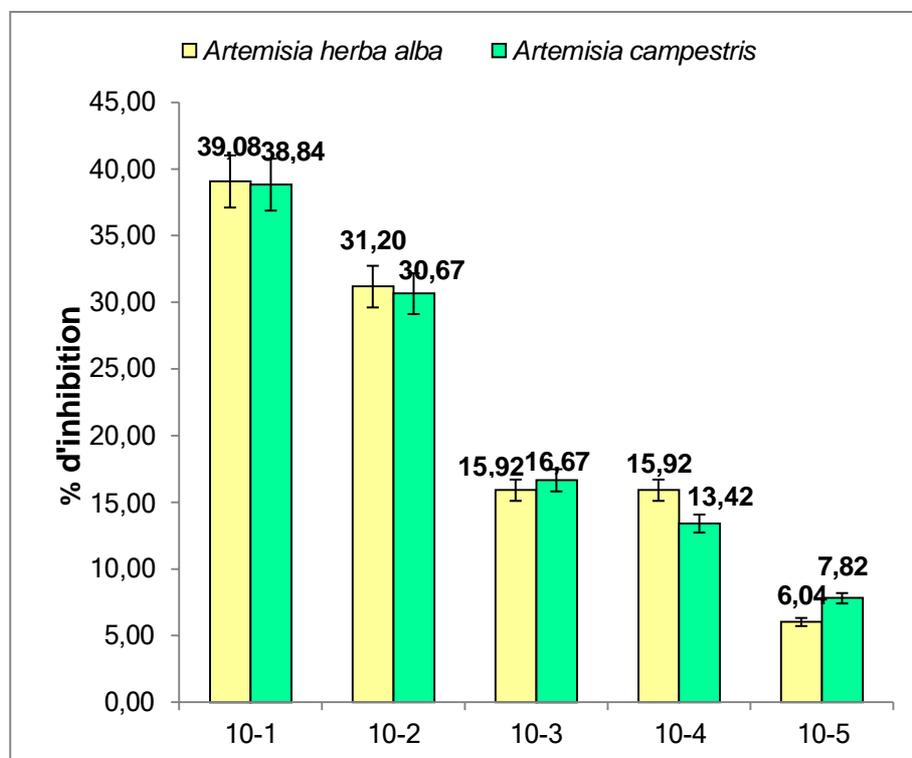


Figure 31 : Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de *Aspergillus niger* par l'huile essentielle des deux plantes.

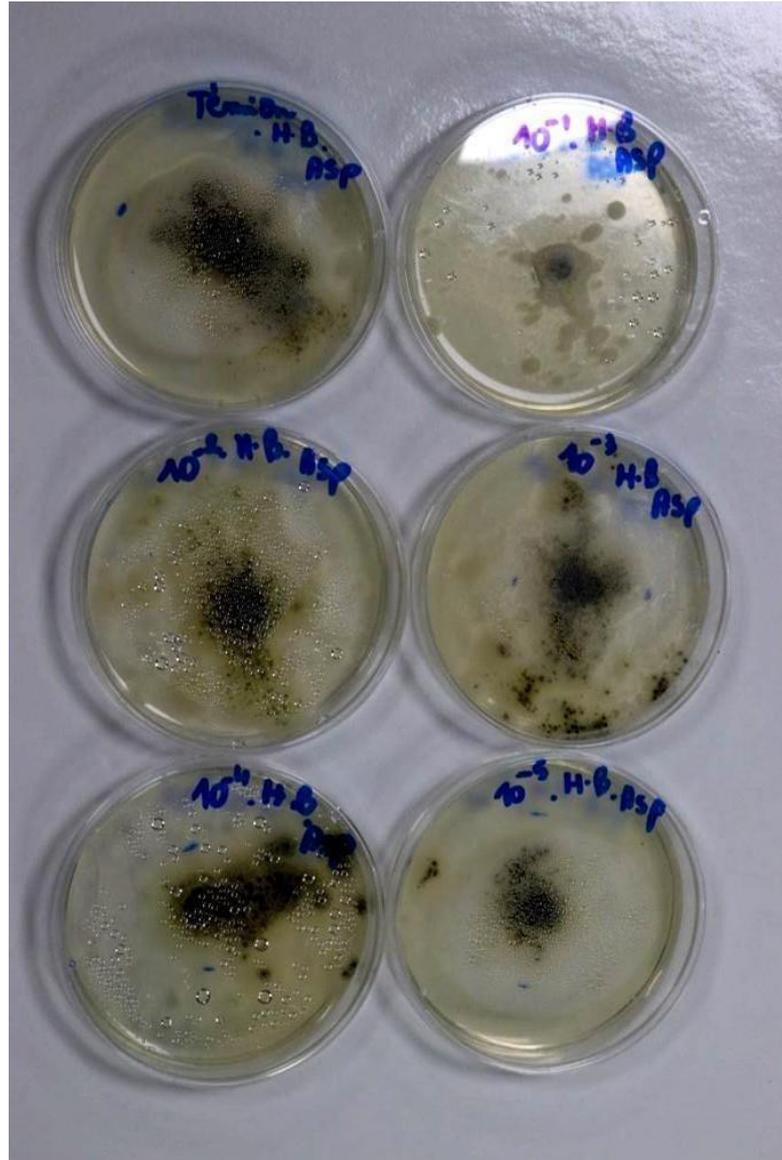


Figure 32 : Colonies mycéliennes d'*Aspergillus niger* à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. herba alba*.

✓ Discussion

Concernant l'HE d'*Artemisia herba-alba*, nos données montrent une diminution significative du diamètre moyen des colonies d'*Aspergillus niger* à mesure que la concentration en huile essentielle augmente. La concentration de 10^{-1} $\mu\text{l/ml}$ a généré l'effet le plus puissant, atteignant 39,08 % d'inhibition, tandis qu'à 10^{-5} $\mu\text{l/ml}$, le taux d'inhibition était faible de 6,04 %. Ces observations sont fortement corroborées par

Résultats et discussion

des études antérieures. **Salhi et al. (2019)**, ont également rapporté une puissante action antifongique de l'HE d'*Artemisia herba-alba* contre *Aspergillus niger*, avec des inhibitions dépassant 60 % à des concentrations similaires.

De même, **Bougandoura & Bendimerad (2013)**, ont observé une inhibition prononcée de diverses souches fongiques pathogènes par l'huile de cette espèce. L'activité antifongique de ces huiles est généralement attribuée à la présence de composés volatils clés tels que le camphre, la thuyone et le 1,8-cinéole. Ces molécules sont reconnues pour leur capacité à altérer l'intégrité membranaire des cellules fongiques, augmentant leur perméabilité et inhibant la respiration cellulaire (**Benjilali et al., 1986**). Ces résultats suggèrent que l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* pourrait constituer une alternative naturelle prometteuse aux antifongiques synthétiques dans la lutte contre les champignons pathogènes tels qu'*Aspergillus niger*.

En revanche, les résultats obtenus pour l'HE d'*Artemisia campestris* révèlent également une activité antifongique modérée à significative, dépendant de la concentration appliquée. Une inhibition marquée a été observée à la dilution 10^{-1} , atteignant 38,84 % contre *Aspergillus niger* ce résultat n'est pas loin de celui obtenu par l'huile essentielle d'*A. herba alba*. L'effet diminue progressivement avec des dilutions plus faibles, mais demeure observable jusqu'à 10^{-5} . Cette efficacité antifongique est probablement liée à la présence de composés bioactifs identifiés par GC/MS, notamment le camphre, le 1,8-cinéole (eucalyptol), la thuyone, le bornéol, l' α -pinène et le germacrène D.

Ces molécules ont, selon plusieurs études, démontré une action inhibitrice sur la croissance mycélienne en perturbant les membranes cellulaires des champignons. Nos résultats sont en accord avec ceux de **Brahmi et al. (2016)**, qui ont montré une inhibition significative d'*Aspergillus niger* par l'HE d'*A. campestris* d'origine algérienne, avec une CMI de 1,25 mg/mL. De plus, **Djarmouni et al. (2020)**, ont rapporté une inhibition d'*Alternaria alternata* atteignant 30 à 40 % à des concentrations proches.

III.3.3. *Phytophthora infestans* agent causal du mildiou

III.3.3.1. Croissance Mycélienne de *Phytophthora infestans*

Les résultats obtenus montrent que toutes les concentrations étudiées des huiles essentielles d'*A. herba-alba* et d'*A. campestris* ont eu un effet très hautement significatif ($P \leq 0,01$) **** sur la croissance mycélienne de *Phytophthora infestans*, en comparaison avec le témoin non traité. Cependant, La concentration (10^{-1} soit 10%) n'a montré aucune croissance mycélienne (figure 20).

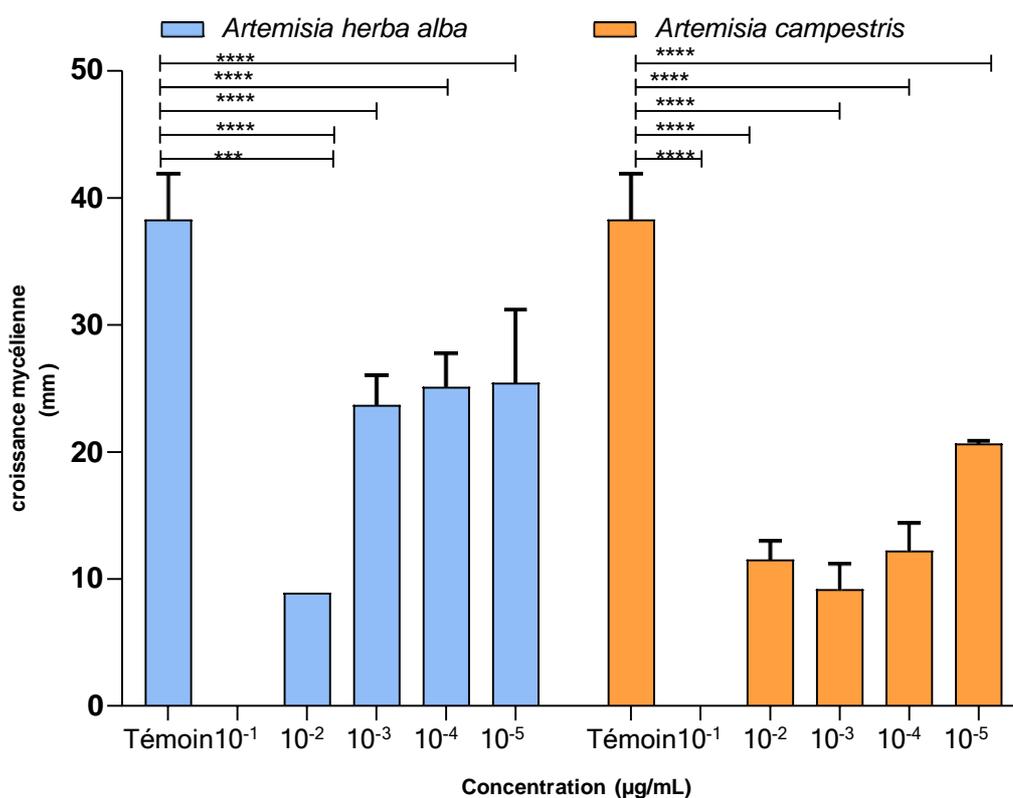


Figure 33 : Croissance mycélienne du *Phytophthora infestans* en fonction des concentrations.

III.3.3.2. Pourcentage d'inhibition du *Phytophthora infestans*

Résultats et discussion

À la concentration la plus élevée (10^{-1} soit 10 %), les deux espèces sont efficaces à 100 % d'inhibition aucune croissance mycélienne n'a été enregistré.

Aux concentrations modérées à faibles (10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5}), *Artemisia campestris* démontre systématiquement un pourcentage d'inhibition plus élevé par rapport à *Artemisia herba alba*. Cela suggère qu'*Artemisia campestris* est plus puissante ou conserve son activité inhibitrice plus efficacement à des concentrations plus faibles qu'*Artemisia herba alba* (figure 20).

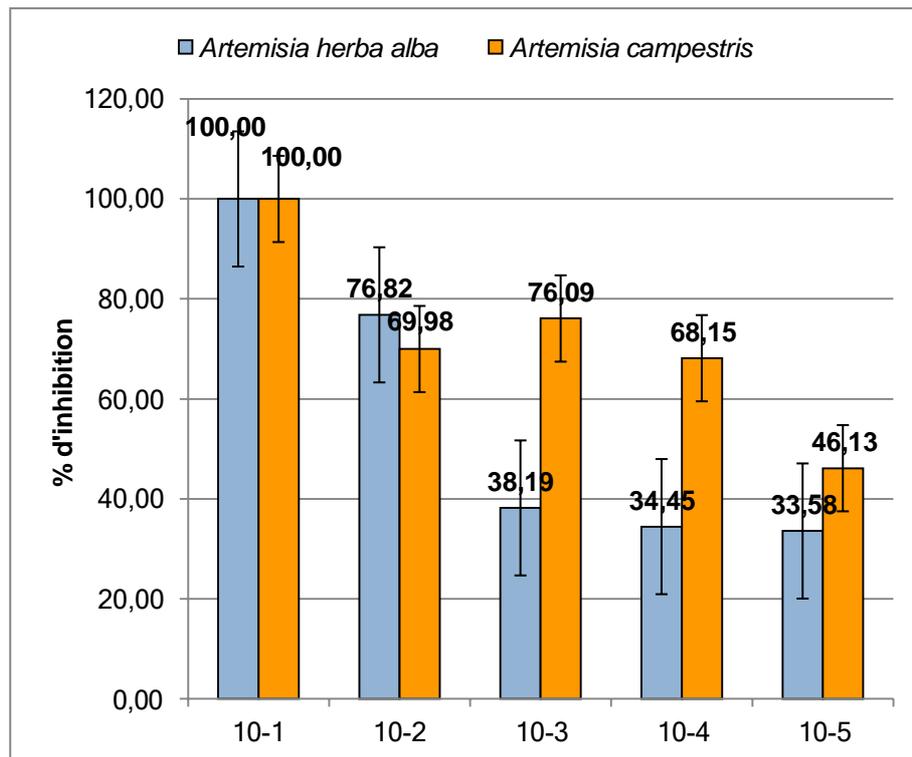


Figure 34: Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne de *Phytophthora infestans* par l'huile essentielle des deux plantes.



Figure 35 : Colonies mycéliennes *Phytophthora infestans* à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. Herba alba*.

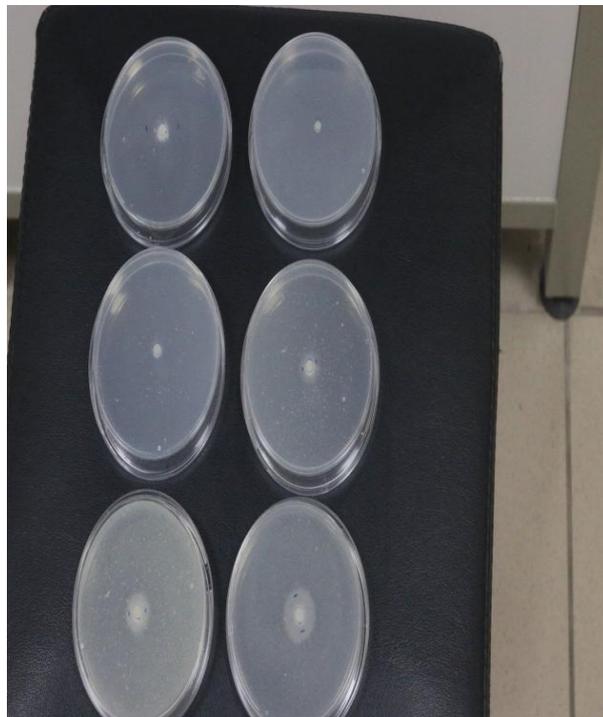


Figure 36 : Colonies mycéliennes *Phytophthora infestans* à différentes concentrations de l'huile essentielle d'*A. campestris* .

✓ Discussion

Notre étude a révélé que les huiles essentielles d'*Artemisia herba alba* et d'*Artemisia campestris* exercent un effet inhibiteur très significatif contre *Phytophthora infestans*. Ces résultats sont d'autant plus pertinents qu'à notre connaissance, aucune étude n'avait spécifiquement examiné l'activité de ces deux espèces d'*Artemisia* contre *P. infestans*.

Les propriétés antifongiques des huiles essentielles d'*Artemisia* ont été rapportées dans des travaux antérieurs. Notamment, **Zouari et al. (2019)**, ont démontré l'effet antifongique de ces huiles contre d'autres champignons phytopathogènes tels que *Fusarium oxysporum* et *Botrytis cinerea*, en particulier à fortes doses. Nos propres observations confirment cette tendance dose-dépendante, où des concentrations plus élevées d'huiles essentielles se traduisent par une inhibition accrue de *P. infestans*. À la dilution la plus élevée (10-1), tant l'*A. herba alba* que l'*A. campestris* ont montré une inhibition complète (100%), soulignant leur potentiel à forte concentration.

III.4. Activité antioxydante par la méthode DPPH :

L'évaluation comparative de l'activité antioxydante a montré que l'*Artemisia herba-alba* (**figure 21**) présente la plus forte capacité antioxydante globale, atteignant dès les faibles concentrations un taux d'inhibition supérieur à 97 %, pour atteindre près de 100 % à 10 µg/mL.

L'acide ascorbique, reconnu comme antioxydant de référence, affiche une montée rapide et significative de l'inhibition en fonction de la concentration, dépassant l'activité de l'*A. campestris* à partir de 6 µg/mL et se rapprochant de celle de *A. herba-alba* avec plus de 99 % d'inhibition à sa concentration maximale.

En revanche, *Artemisia campestris* (courbe verte) présente une activité antioxydante modérée, bien que dose-dépendante, avec un pourcentage d'inhibition toujours inférieur à celui des deux autres substances, atteignant un maximum d'environ 96,5 %.

Résultats et discussion

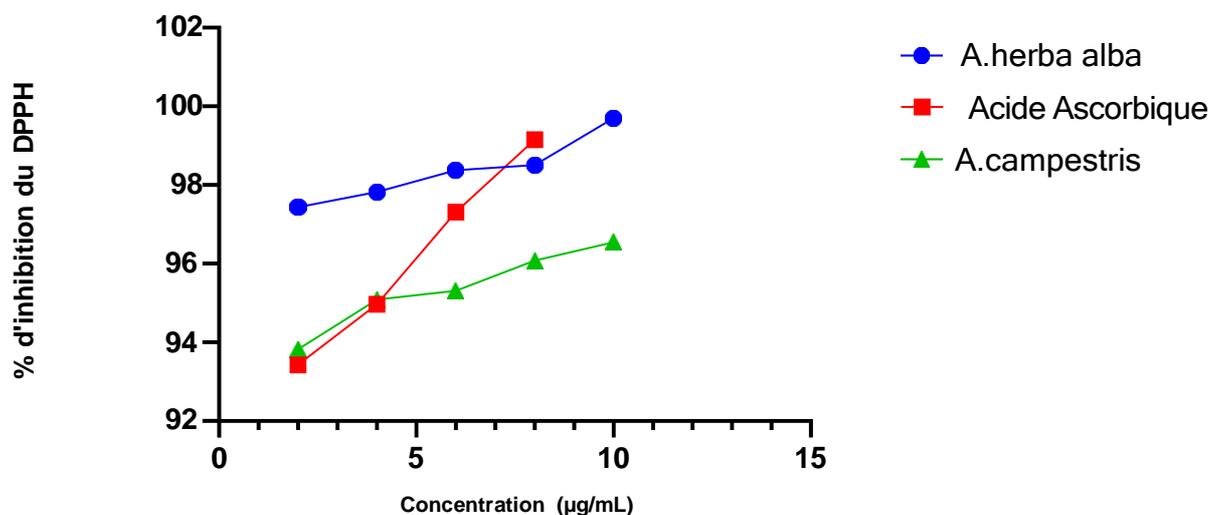


Figure 37 : Activité antioxydant en fonction des huiles essentielles d'*A. herba alba* et *A. campestris*

✓ Discussion

Les résultats obtenus pour l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* démontrent une activité antioxydante exceptionnellement élevée, dépassant 97 % d'inhibition du DPPH pour toutes les concentrations testées. Une légère augmentation de l'activité est observée avec l'accroissement de la concentration, culminant à 99,70 % d'inhibition à 10 µg/mL, ce qui indique une disponibilité accrue des composés actifs pour neutraliser les radicaux libres à des concentrations plus élevées.

Cette puissante capacité antioxydante est attribuable à la présence de composés identifiés par GC-MS, tels que le camphre, le sabinène et le terpinène-4-ol, tous reconnus pour leurs propriétés antioxydantes.

Ces observations sont en accord avec plusieurs travaux antérieurs qui mettent en évidence l'intérêt pharmacologique de l'HE d'*Artemisia herba-alba* en tant que source naturelle d'antioxydants. L'activité de notre huile est notablement supérieure à celle rapportée par **Dhrifallah & Rouissi (2021)** et **Bellili et al. (2016)** qui ont enregistré un pourcentage d'inhibition de 85 % et 81,6 % respectivement, même à de faibles concentrations, ce qui souligne son exceptionnelle puissance. Ces résultats supportent l'hypothèse que la concentration élevée en composés oxygénés (camphre, thuyone,

Résultats et discussion

terpinène-4-ol, etc.) dans l'huile, améliore son activité, nos résultats sont en accord avec les travaux de **Bellili et al.(2016)**, qui ont calculé un IC_{50} estimé faible (environ 8 $\mu\text{g/mL}$) cette huile pourrait rivaliser avec des antioxydants synthétiques comme le BHT, comme observé par **Boukhatem et al.(2010)**.

Parallèlement, l'huile essentielle d'*Artemisia campestris* révèle également une très forte capacité antioxydante, avec des pourcentages d'inhibition du DPPH supérieurs à 93 % pour toutes les dilutions testées. Cette activité significative est attribuée à sa richesse en composés terpéniques oxygénés, notamment le camphre, l'eucalyptol (1,8-cinéole), le bornéol et la thuyone, tous reconnus pour leur puissant pouvoir piègeur de radicaux libres. Ces résultats confirment le potentiel antioxydant de cette espèce, en accord avec des études antérieures. **Khalfallah et al. (2018)**, ont par exemple observé une activité supérieure à 90 % pour des huiles d'*A. campestris* d'origine algérienne, et **Boudjelal et al. (2021)** ont établi un lien clair entre la concentration en cétones et l'effet antioxydant.

III.5. pH des huiles essentielles :

Les mesures du pH réalisées sur les huiles essentielles pures d'*Artemisia herba-alba* et d'*Artemisia campestris* ont toutes deux révélé une valeur de **pH de 5**, indiquant une légère acidité. Cette caractéristique est courante pour de nombreuses huiles essentielles et peut s'expliquer par la présence de traces d'acides naturels ou de substances organiques volatiles, telles que des alcools et des cétones, qui sont des composants bien connus de ces huiles et qui peuvent influencer légèrement leur acidité.

Résultats et discussion

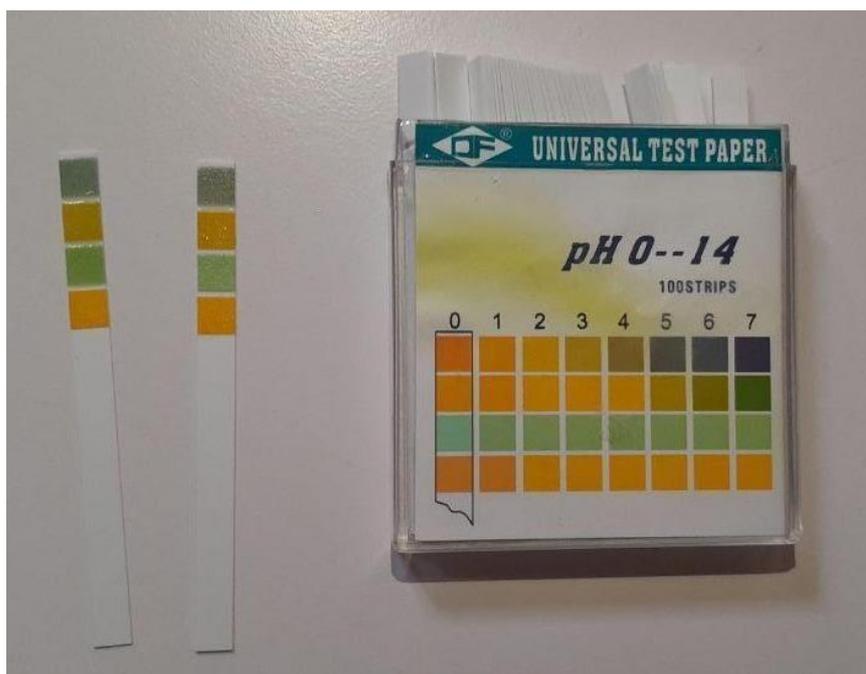


Figure 38: Résultat du pH de l'huile essentielle d'*A. herba alba* et *A. campestris* .

✓ Discussion

La valeur de pH de 5, observée pour les huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* et d'*Artemisia campestris*, est caractéristique d'une faible acidité, un trait couramment rencontré chez les huiles essentielles riches en composés oxygénés. La forte proportion de molécules telles que le camphre, le 1,8-cinéole et la thuyone, identifiées dans l'huile essentielle analysée, contribue probablement à cette acidité modérée. Plusieurs facteurs peuvent influencer cette caractéristique physico-chimique, notamment la nature spécifique des composés chimiques majoritaires, les conditions d'extraction, en particulier l'hydrodistillation, ainsi que les modalités de stockage post-extraction qui peuvent affecter leur stabilité.

Ces observations sont en accord avec des études antérieures, telles que celle de **Benmechernene et al. (2016)**, qui ont rapporté des valeurs de pH similaires, généralement comprises entre 4,8 et 5,3, pour d'autres huiles essentielles du genre

Résultats et discussion

Artemisia. Ces données confirment que les huiles essentielles d'*Artemisia campestris* (et implicitement d'*Artemisia herba-alba*) possèdent un profil physico-chimique typique des espèces de ce genre. Au-delà de sa caractérisation, cette légère acidité pourrait jouer un rôle bénéfique en contribuant à la stabilité microbiologique des huiles, en limitant la prolifération de certains micro-organismes contaminants, ce qui est un avantage considérable pour leur conservation et leur utilisation.

Conclusion Générale

Conclusion générale

L'armoise blanche « *Artemisia herba alba* » et L'armoise **champêtre** « *Artemisia campestris* » est une plante médicinale et aromatique, utilisée depuis longtemps en médecine traditionnelle algérienne. Malgré ses nombreuses propriétés biologiques reconnues, elle reste encore exploitée à une échelle relativement limitée.

Le présent travail est consacré à l'extraction de l'huile essentielle d'*Artemisia herba alba*, récoltée dans la région de (Laghouat) et *Artemisia campestris* (Djelfa).

À travers une série d'analyses telles que l'extraction, la détermination du rendement, l'analyse chromatographique par GC/MS, l'évaluation de l'activité antifongique, la mesure du pouvoir antioxydant ainsi que du pH, un profil global des extraits naturels a pu être établi. Ces investigations ont permis de mieux caractériser les propriétés physico-chimiques et biologiques de la plante étudiée.

L'extraction, l'huile essentielle obtenue est de couleur jaune foncé avec une odeur forte et un aspect liquide. Le rendement en huile essentielle obtenue est de l'ordre 0,56% de *A. herba alba* et 0,67% de *A. campestris* à travers cette étude.

L'analyse de la composition chimique par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS) a révélé une forte dominance de monoterpènes oxygénés, notamment le camphre, le 1,8-cinéole, la thuyone et le terpinen-4-ol. Ces composés sont bien connus pour leurs propriétés biologiques, en particulier leurs effets antifongiques, antioxydants et antiseptiques, ce qui conforte l'intérêt pharmacologique de l'huile essentielle étudiée.

Sur le plan biologique, les tests antifongiques ont mis en évidence une activité significative vis-à-vis de trois champignons pathogènes : *Aspergillus niger*, *Alternaria* sp et *Phytophthora infestans*. L'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* et *A. campestris* et s'est distinguée par une inhibition plus marquée et plus constante, en particulier à des concentrations élevées de l'ordre de 10 %.

Conclusion Générale

L'effet antifongique observé était clairement dose-dépendant, traduisant une relation directe entre la concentration et le pouvoir inhibiteur, surtout avec le *P. infestans* qui a été inhibé à 100 % avec l'huile essentielle des deux plantes ce qui prouve un pouvoir antifongique très remarquable des deux plantes surtout à la concentration 10^{-1} .

L'évaluation du pouvoir antioxydant par la méthode du DPPH a révélé des résultats particulièrement satisfaisants. Les deux huiles essentielles testées ont affiché un taux d'inhibition supérieur à 93 % pour l'ensemble des concentrations, avec un pic atteignant 99,7 % dans le cas de *Artemisia herba-alba*. Cette forte activité antioxydante est en parfaite cohérence avec la richesse en composés oxygénés mise en évidence par l'analyse chromatographique GC/MS, notamment le camphre, le 1,8-cinéole et le terpinen-4-ol, reconnus pour leurs propriétés antioxydantes.

Enfin, la mesure du pH a révélé une légère acidité (valeur de 5) pour les deux huiles essentielles. Ce pH faiblement acide est caractéristique des extraits riches en composés volatils tels que le camphre ou la thuyone. Bien qu'il n'ait pas d'effet direct sur l'activité antifongique ou antioxydante, il pourrait toutefois favoriser une meilleure stabilité microbiologique des huiles essentielles, ce qui constitue un avantage potentiel dans le cadre d'applications en conservation ou en formulation pharmaceutique et cosmétique.

Nous pouvons ainsi affirmer, avec une certaine prudence, que malgré les nombreux travaux de recherche et les efforts engagés dans ce domaine, ceux-ci demeurent encore insuffisants pour percer pleinement les secrets, exploiter toutes les propriétés et valoriser l'ensemble des vertus que recèlent les plantes médicinales steppiques. Parmi elles figurent une espèce emblématique et profondément ancrée dans notre patrimoine culturel : l'armoise blanche (*Artemisia herba-alba*), et l'armoise des champs (*Artemisia campestris*) plante légendaire dont l'usage thérapeutique s'est transmis fidèlement à travers les générations.

Annexes

Annexes 01 : Matériels non biologique



Figure 01 : Un appareil de distillation de type Clevenger.



Figure 02 : Chromatographie Gazeuse/Spectrométrie de Masse



Figure 04 : incubateur thermique



Figure 05 : Un spectrophotomètre UV-Vis



Figure 06 : bain- marie thermostatique



Figure 07 : un autoclave



Figure 08 : une hotte microbiologique



Figure 09 : un pied à coulisse

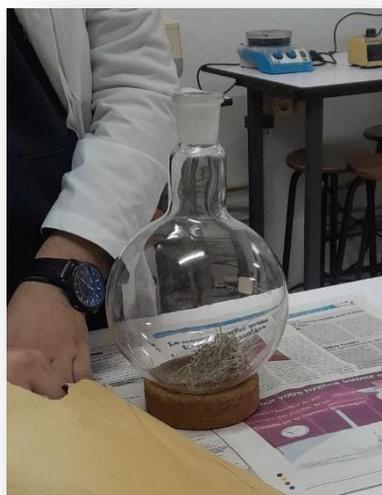


Figure 10 : Ballon 2L



Figure 11 : Boite pétri



Figure 12 : Flacon en verre



Figure 13 : Eppendorf



Figure 14 : Tube à essai



Figure 15 : Micropipette

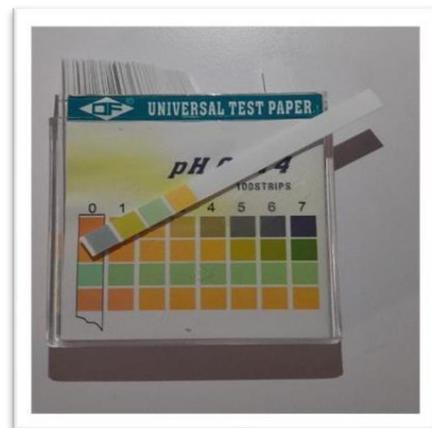


Figure 16 : le papier pH

Annexes 02 : Les solutions préparées



Figure 01 : Solution mère solution A

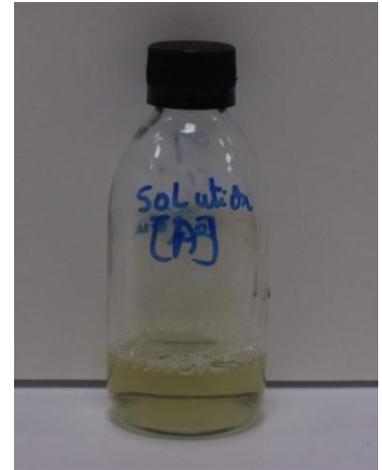
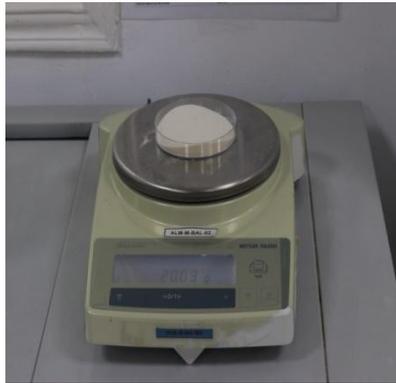


Figure 02 :



Figure 03 : Les dilutions

Annexes 04 : Préparation du milieu PPA (Pois-Pomme-



Petits pois frais : 200 g



Agar-agar 20 g
distillée



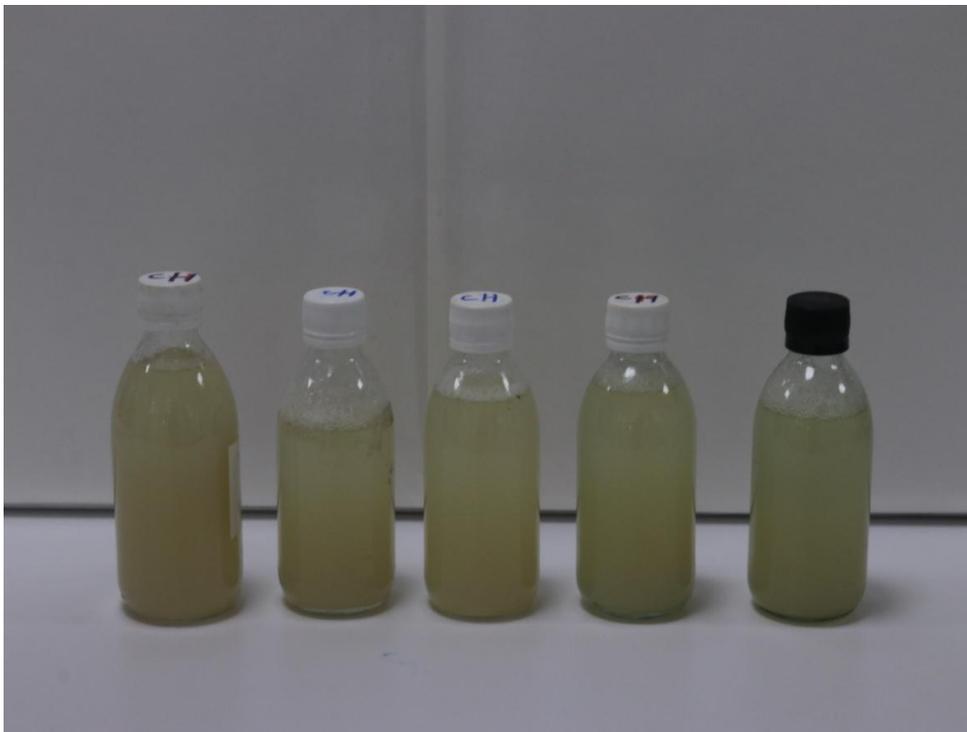
1500 ml Eau

Chauder le mélange tout en agitant jusqu'à dissolution complète de l'agar.

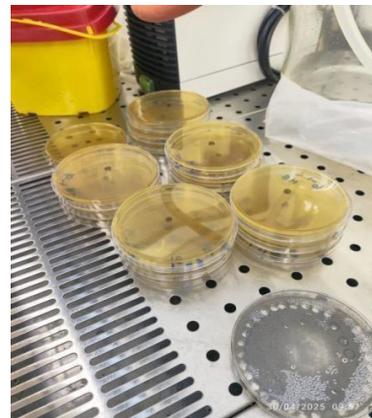
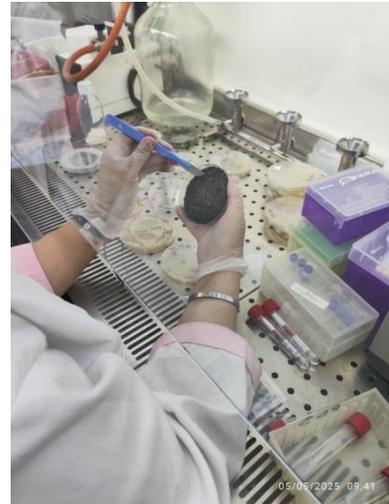
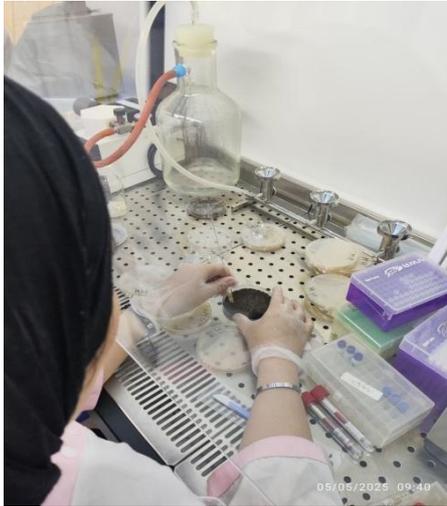
Verser le milieu chaud dans des tubes ou boîtes de Pétri stériles.

Stériliser le milieu au moyen d'un autoclave à 121 °C pendant 15 minutes.

Laisser refroidir à température ambiante avant utilisation.



Annexes 05 : Protocole expérimental de l'essai de l'activité Antibactérienne de l'huile essentielle



Références

1. **Abad, M. J., Bedoya, L. M., Apaza, L., & Bermejo, P.** (2012). The *Artemisia* L. genus: A review of bioactive essential oils. *Molecules*, *17*(3), 2542–2566. <https://doi.org/10.3390/molecules17032542>
2. **Abad, M. J., Bermejo Barrera, P., Mercader Romero, J., & García, A.** (2012). Influence of soil type and pH on the yield and phytochemical profile of *Artemisia herba-alba* essential oil. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *60*(15), 4187–4195.
3. **Abderrhmane, B.** (2022). *Optimisation de biosynthèse des nanoparticules d'oxyde de fer par l'utilisation de différents extraits des plantes et évaluation de leur activité biologique*. Thèse. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.21876.42880>
4. **Agrios, G. N.** (2005). *Plant Pathology* (5th ed.). Elsevier Academic Press.
5. **Alaoui-Faris, F., & Dib, I.** (2019). *Artemisia campestris* L.: Review on taxonomical aspects, cytogeography, biological activities and bioactive compounds. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, *109*, 1884–1906. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2018.10.149>
6. **Amara, L., Zairi, M., Labadi, K., & Achemaoui, A.** (2025). Evaluation of the acute toxicity, analgesic, anti-inflammatory and neuroprotective effect of *Artemisia herba-alba* (Asso) essential oil. *Studies in Health Sciences*, *6*(1), 01–17. <https://doi.org/10.54022/shsv6n1-013>
7. **Bakkali, F., Averbek, S., Averbek, D., & Idaomar, M.** (2008). Biological effects of essential oils – A review. *Food and Chemical Toxicology*, *46*(2), 446–475. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2007.09.106>
8. **Belhattab, R., Kabouche, Z., Kabouche, A., & Seguin, E.** (2019). Composition chimique et activités biologiques de l'huile essentielle d'*Artemisia campestris* L. de l'Est algérien. *Phytothérapie*, *17*, 45–51. <https://doi.org/10.1007/s10298-018-1302-4>
9. **Bellili, S., Bellili, S., Boussaid, M., et al.** (2017). Chemical variability and antioxidant activity of essential oils of *Artemisia herba-alba* Asso. from Tunisia. *Industrial Crops and Products*, *109*, 371–379. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.08.023>
10. **Ben Hsouna, A., Hamdi, N., & Ben Halima, N.** (2013). Chemical composition and antifungal activity of essential oil from *Artemisia*

- phaeolepis* against plant pathogenic fungi. *Industrial Crops and Products*, *44*, 291–295. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.11.032>
11. **Benarba, B., et al.** (2024). Cytotoxicity of *Artemisia campestris* extracts against acute myeloid leukemia. *Medical Oncology*. Springer.
 12. **Benbelaïd, F., Khadir, A., Abdoune, M. A., Bendahou, M., & Ammar, A.** (2014). Antimicrobial activity of essential oil of *Artemisia herba-alba* against pathogenic bacteria. *African Journal of Pharmacy and Pharmacology*, *8*(21), 580–585. <https://doi.org/10.5897/AJPP2014.4002>
 13. **Benchohra, M., Ahmed, A., & Merah, O.** (2023). Relationship between variations in ecological conditions and the dynamics of intra-specific morphological diversity of *Artemisia herba-alba* Asso in Algeria. *Ekológia*, *42*, 209–217. <https://doi.org/10.2478/eko-2023-0024>
 14. **Bendahou, M., Muselli, A., Grignon-Dubois, M., Benyoucef, M., & Costa, J.** (2008). Antibacterial and antifungal activities of the essential oils of six Moroccan Pinaceae. *Journal of Ethnopharmacology*, *119*(2), 272–276. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2008.06.026>
 15. **Bendif, H., et al.** (2017). Chemical composition and antioxidant activity of essential oils from *Artemisia* species collected in Algerian Saharan regions. *Natural Product Research*, *31*(4), 456–460.
 16. **Bendifallah, L., & Merah, O.** (2023). Phytochemical and biocidal properties of *Artemisia campestris* subsp. *campestris* L. (Asteraceae) essential oil at the southern region of Algeria. *Journal of Natural Pesticide Research*. <https://doi.org/10.1016/j.napere.2023.100035>
 17. **Benhammou, N., Atik-Bekkara, F., & Kadifkova Panovska, T.** (2009). Antioxidant and antimicrobial activities of the essential oil and phenolic extract from *Artemisia herba-alba*. *African Journal of Biotechnology*, *8*(18), 4057–4062.
 18. **Benjilali, B., Tantaoui-Elaraki, A., Ismaili-Alaoui, M., & Ayadi, A.** (1986). Méthode d'étude de l'action antimicrobienne des huiles essentielles par contact direct en milieu gélosé. *Plantes Médicinales et Phytothérapie*, *20*(2), 155–167.
 19. **Benjilali, B., et al.** (2016). Étude chimique et biologique des huiles essentielles d'*Artemisia campestris* récoltées au Maroc. *Phytothérapie*, *14*(3), 175–180.

20. **Benmechernene, Z., Chibane, M., Degermenci, A., Nateche, F., Gherib, M., & Yousfi, K.** (2016). Antibacterial and antifungal activity of essential oils from Algerian aromatic plants: Study of their physicochemical parameters including pH and density. *Journal of Essential Oil Research*, *28*(3), 204–212.
21. **Benmehaia, M. A., & Mederbal, K.** (2014). État des peuplements d'*Artemisia herba-alba* dans les steppes algériennes : cas de la région de Laghouat. *Revue d'Écologie*, *69*(2), 157–170.
22. **Bora, K. S., & Sharma, A.** (2011). The genus *Artemisia*: A comprehensive review. *Pharmaceutical Biology*, *49*(1), 101–109. <https://doi.org/10.3109/13880209.2010.497815>
23. **Bouaziz, M., et al.** (2021). Inhibition of carbohydrate digestive enzymes by *Artemisia campestris*. *PubMed*.
24. **Bouazza, M., et al.** (2020). Seasonal variation in essential oil composition of *Artemisia campestris* L. from Algeria. *Journal of Essential Oil Research*, *32*(6), 575–582.
25. **Boudjelal, A., et al.** (2021). Chemical composition and antioxidant potential of essential oils from *Artemisia* species. *Natural Product Research*, *35*(4), 567–573.
26. **Bougandoura, N., & Bendimerad, N.** (2013). Evaluation de l'activité antibactérienne des huiles essentielles de deux plantes médicinales : *Rosmarinus officinalis* L. et *Artemisia herba-alba* Asso. *Nature & Technologie*, *9*, 1–8.
27. **Bougoutaia, Y., Garcia, S., Garnatje, T., Kaid-Harche, M., & Vallès, J.** (2016). Genome size, chromosome number, and rDNA organisation in Algerian populations of *Artemisia herba-alba* (Asteraceae). *Anales del Jardín Botánico de Madrid*, *73*, Article e043. <https://doi.org/10.3989/AJBM.2415>
28. **Boukhatem, M. N., Ferhat, M. A., Kameli, A., Saidi, F., & Kebir, H. T.** (2010). Biological activities and variability of the chemical composition of essential oils from Algerian wild plants. *Research Journal of Phytochemistry*, *4*(3), 107–114.
29. **Boukhatem, M. N., Ferhat, M. A., Kameli, A., et al.** (2022). Evaluation of antioxidant and antimicrobial activities of *Artemisia herba-alba* essential oil

- from Morocco. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, *26*, 100352. <https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2021.100352>
30. **Boukhebt, H., Cherrat, L., Bekkara, F. A., & Belhadj, H.** (2014). Antioxidant and antifungal activity of essential oils extracted from leaves of *Artemisia herba-alba*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, *4*(2), 371–376. <https://doi.org/10.12980/APJTB.4.2014C1118>
 31. **Boukhebt, H., Cherrat, L., Kired, M., Rahmouni, N., & Bendahou, M.** (2012). Chemical composition and antimicrobial activity of *Artemisia campestris* L. essential oil from Algeria. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, *2*(Suppl. 1), S355–S357. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(12\)60183-4](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(12)60183-4)
 32. **Boukrim, M., El Bouzidi, A., & Bnouham, M.** (2020). Phytochemistry and pharmacological properties of *Artemisia herba-alba*: A review. *Journal of Ethnopharmacology*, *259*, 112982. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2020.112982>
 33. **Bouterfas, K., et al.** (2020). Antioxidant Activity and Phenolic Content of *Artemisia campestris* from Algeria. *Turkish Journal of Pharmaceutical Sciences*.
 34. **Brahmi, F., et al.** (2016). Antifungal activity of essential oil from Algerian *Artemisia campestris* L. against *Aspergillus niger* and *Candida albicans*. *Journal of Medicinal Plants Research*, *10*(43), 789–794.
 35. **Brasier, C. M., et al.** (2020). Chlamydospore formation and its ecological significance in *Phytophthora*. *Forest Pathology*, *50*(2), e12589.
 36. **Bruneton, J.** (1999). *Pharmacognosie: Phytochimie, plantes médicinales* (3e éd.). Lavoisier-Tec & Doc.
 37. **Cherrat, L., Espina, L., Bakkali, M., Pagán, R., & Laglaoui, A.** (2014). Chemical composition and antioxidant properties of essential oils from different wild Moroccan *Artemisia* species. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *94*(3), 432–439. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6354>
 38. **Dahlin, P.** (2017). Life cycle of *Phytophthora infestans* divided into the sexual and asexual cycles. Figure publiée sur ResearchGate.
 39. **Dhrifallah, I., & Rouissi, H.** (2021). Chemical composition and antioxidant activity of essential oils from *Artemisia herba-alba* collected in Tunisia. *South*

- African Journal of Botany*, *138*, 136–142. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2020.11.013>
40. **Dib, I., Allali, H., & Benmehdi, H.** (2018). *Artemisia campestris* L.: Review on taxonomical aspects, cyto geography, biological activities and bioactive compounds. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, *7*(6), 2032–2039.
 41. **Djarmouni, M., Benkhaled, A., Bouhria, M., & Djerrou, Z.** (2015). Étude phytochimique et activité antifongique de l'huile essentielle d'*Artemisia campestris* L. *Revue des Sciences et Technologies*, *27*, 50–56.
 42. **Djarmouni, M., et al.** (2020). Evaluation of the antifungal effect of *Artemisia* essential oils against *Alternaria alternata*. *South African Journal of Botany*, *132*, 167–172.
 43. **Djelloul, G., et al.** (2020). Etude phytoécologique des parcours steppiques à *Artemisia herba-alba* et *Artemisia campestris* dans la région de Djelfa (Algérie). *Revue des BioRessources*, *10*(2), 45–56.
 44. **Elmeer, K., & Elkhgkheg, A.** (2019). Genetic Diversity of *Artemisia herba-alba* in Libyan Green Mountain. *Iranian Journal of Science and Technology, Transactions A: Science*, *43*, 1507–1512. <https://doi.org/10.1007/S40995-019-00707-3>
 45. **Fellah, H., Melouk, M., Zellagui, A., Gherraf, N., Rhouati, S., & Lahouel, M.** (2006). Influence de la période de récolte sur le rendement et la composition chimique de l'huile essentielle d'*Artemisia herba-alba* Asso. *Phytothérapie*, *4*(5), 273–278.
 46. **Fry, W. E., et al.** (2020). *Phytophthora infestans*: New insights on an old pathogen. *Annual Review of Phytopathology*, *58*, 529–556.
 47. **Goudjil, M.** (2016). *Caractéristiques physico-chimiques et organoleptiques de l'huile essentielle d'Artemisia herba alba* Asso. De la région de Djelfa [Master's thesis]. Université Saad Dahlab – Blida 1.
 48. **Goudjil, M. B., Hamada, D., Saidi, N., & Yalaoui, A.** (2013). Antifungal activity of essential oils extracted from *Artemisia herba-alba* and *Artemisia campestris* L. against *Fusarium* spp. *Journal of Agricultural Science and Technology*, *3*(1), 1–7.

49. **Hallell, R.** (2013). Comparative methods for essential oil extraction: Emphasis on hydrodistillation practices. *Journal of Aromatic Science*, *22*(4), 201–215.
50. **He, Y., He, J., Zhao, Y., Zhang, S., Rao, X., Wang, H., Wang, Z., Song, A., Jiang, J., Chen, S., & Chen, F.** (2024). Divergence of 10 satellite repeats in *Artemisia* (Asteraceae: Anthemideae) based on sequential fluorescence *in situ* hybridization analysis: Evidence for species identification and evolution. *Chromosome Research*, *32*(2), Article 5. <https://doi.org/10.1007/s10577-024-09749-9>
51. **Index Fungorum.** (2024). *Phytophthora* de Bary, 1876. Retrieved from <https://www.indexfungorum.org>
52. **Jiao, B., Chen, C., Wei, M., Niu, G., Zheng, J., Zhang, G., Shen, J., Vitales, D., Vallès, J., Verloove, F., Erst, A., Soejima, A., Mehregan, I., Kokubugata, G., Chung, G., Ge, X., Gao, L., Yuan, Y., Joly, C., Jabbour, F., Wang, W., Shultz, L., & Gao, T.** (2023). Phylogenomics and morphological evolution of the mega-diverse genus *Artemisia* (Asteraceae: Anthemideae): Implications for its circumscription and infrageneric taxonomy. *Annals of Botany*, *131*, 867–883. <https://doi.org/10.1093/aob/mcad051>
53. **Judelson, H. S., & Blanco, F. A.** (2021). The spores of *Phytophthora*: Weapons of the water mold. *Fungal Genetics and Biology*, *145*, 103474.
54. **Kadri, A., Zarai, Z., Ben Chobba, I., et al.** (2011). Chemical composition and antioxidant activity of *Artemisia herba-alba* essential oil from Tunisia. *African Journal of Biotechnology*, *10*(66), 14939–14945. <https://doi.org/10.5897/AJB11.1724>
55. **Kamoun, S., et al.** (2019). The Top 10 oomycete pathogens in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, *20*(4), 416–430.
56. **Khalfallah, A., et al.** (2018). Antioxidant activity of *Artemisia campestris* essential oils from Algerian Sahara. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, *11*, 1–8.
57. **Kharoubi, O., et al.** (2021). Geographical and seasonal influence on the essential oil composition of *Artemisia campestris* L. *South African Journal of Botany*, *140*, 202–210.

58. **Khenaka, K.** (2011). *Effet de diverses plantes médicinales et de leurs huiles essentielles sur la méthanogénèse ruminale chez l'ovine* [Master's thesis]. Université Saad Dahlab – Blida 1.
59. **Lahmar-Zemiti, B., & Aidoud, A.** (2016). Suivi à long-terme dans la steppe d'Armoise blanche (*Artemisia herba-alba* Asso.) du Sud-Oranais (Algérie). *Revue d'Écologie*, *71*(2), 168–177. https://www.persee.fr/doc/revec_0249-7395_2016_num_71_2_1838
60. **Ling, Y. R.** (1991). *Artemisia*. In *Flora of China* (Vol. 20-21). Science Press.
61. **Maghni, B., Hellal, B., & Maatoug, M.** (2018). Dynamics of the anatomical variability of *Artemisia herba-alba* in Algeria. *Biosystems Diversity*. <https://doi.org/10.15421/011836>
62. **Martin, F. N., et al.** (2014). Phylogenetic relationships within the genus *Phytophthora* based on molecular data. *Fungal Biology*, *118*(4), 364–372.
63. **Megdiche-Ksouri, W., Trabelsi, N., Mkadmini, K., Bourgou, S., Noumi, A., Snoussi, M., Barbria, R., Tebourbi, O., & Ksouri, R.** (2015). *Artemisia campestris* phenolic compounds have antioxidant and antimicrobial activity. *Industrial Crops and Products*, *63*, 104–113. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.10.029>
64. **Mehani, A., Bensoltane, A., & Amrane, A.** (2019). Activité antifongique des extraits aqueux et huiles essentielles d'*Artemisia herba-alba* contre *Alternaria* sp. *Journal of Applied Biological Sciences*, *13*(2), 41–47.
65. **Moghaddam, M., & Mehdizadeh, L.** (2013). Chemistry of essential oils and factors influencing their constituents. In *Soft Chemistry and Food Fermentation* (pp. 379–419). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-815270-0.00012-9>
66. **Mohsen, H., & Ali, F.** (2009). Essential Oil Composition of *Artemisia herba alba* from Southern Tunisia. *Molecules*, *14*(4), 1585–1594.
67. **Nelson, S. C.** (2008). Late Blight of Tomato (*Phytophthora infestans*). *Plant Disease*, *45*, 1–10.
68. **Nikolova, M., Gushev, C. H., & Nguyen, T.** (2010). Evaluation of the Antioxidant action and flavonoid composition of *Artemisia* species extracts. *Biotechnol*, *21*, 21–23.

69. **Omar, M., Saleh, M., Mohamed, G., & Demerdash, M.** (2020). Utilizing Start Codon Targeted (SCoT) markers for DNA fingerprinting and diversity analysis of *Artemisia herba-alba* plant species. *Journal of Basic and Environmental Sciences*. <https://doi.org/10.21608/jbes.2020.371146>
70. **Quezel, P., & Santa, S.** (1962). *Nouvelle Flore de l'Algérie et des Régions Désertiques Méridionales* (Tome I). CNRS.
71. **Rahmoun, M., et al.** (2022). Anti-inflammatory activity of *Artemisia campestris* in murine models. *Egyptian Journal of Biological Sciences*.
72. **Salhi, N., Loucif-Ayad, W., & Madi, I.** (2019). Effets antifongiques des huiles essentielles d'*Artemisia* sur quelques champignons phytopathogènes. *Journal of Applied Biological Sciences*, *13*(3), 60–67.
73. **Salido, A., Valenzuela, L. R., & Altarejos, J.** (2004). Composition and infraspecific variability of *Artemisia herba alba* from southern Spain.
74. **Touati, A., et al.** (2023). Antimicrobial activity and phytochemical composition of *Artemisia campestris*. *AGRIS Database*.
75. **Vallès, J., Garnatje, T., García, S., & Hidalgo, O.** (2011). Basic and applied research on *Artemisia* (Asteraceae): A source of medicinal and aromatic plants. In I. Bajaj (Ed.), *Medicinal and Aromatic Plants XII* (pp. 171–202). Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-642-21630-3_7
76. **Wang, Y., et al.** (2023). Host-pathogen interactions and infection strategies of *Phytophthora* spp. *Frontiers in Plant Science*, *14*, 1181125.
77. **Willcox, M., Siegfried, N., & Bodeker, G.** (2021). *Artemisia* species: From traditional medicines to modern antimalarials—and back again. *Journal of Ethnopharmacology*, *278*, 114292. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2021.114292>
78. **Zabka, M., et al.** (2014). The essential oil of *Artemisia* and its antifungal activity. *Industrial Crops and Products*, *62*, 400–406.
79. **Ziyyat, A., Mihalou, A., Bnouham, M., Mekhfi, H., Dib, I., Aziz, M., Legssyer, A., & Berrabah, M.** (2016). Identification of *Artemisia campestris* L. subsp. *glutinosa* (Besser) Batt. from Oriental Morocco based on its morphological traits and essential oil profile.
80. **Zouari, S., Zouari, N., Fakhfakh, N., Bougatef, A., Ayadi, M. A., & Neffati, M.** (2010). Chemical composition and biological activities of a new essential oil chemotype of Tunisian *Artemisia herba alba* Asso. *Journal of*

Medicinal Plants Research, *4*(10), 871–
880. <https://doi.org/10.5897/jmpr09.506>

81. **Zrira, S., Elamrani, A., & Benjlali, B.** (2004). Chemical composition of the essential oil of *Artemisia herba-alba* Asso. grown in Morocco. *Flavour and Fragrance Journal*, *19*(6), 504–506. <https://doi.org/10.1002/ffj.1392>

République Algérienne Démocratique et Populaire Ministère de l'Enseignement
Supérieur et de la Recherche Scientifique Université Saad Dahleb - Blida1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département Sciences Biologiques

Mémoire de fin d'études

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de : Master 2

Spécialité : Génétique

Thème :

**Diversité chimique des plantes du genre *Artemisia* et leur
action antimicrobienne face à des micro-organismes
pathogènes d'origine génétique distincte**

Présenté par : SOUDANI Chourouk.

LARBI Lilia.

Organisme d'accueil : Institut Nationale de Criminalistique et de Criminologie de
la Gendarmerie Nationale – Bouchaoui (INCC/GN)

Soutenu le 10/07/2025 devant le jury composé de :

Président	Dr BENMANSOUR .N	MCA
Promotrice	Dr BELKHITER .S	MCB
Co-promoteur	Mr FAATIT .S	Colonel/INCC
Examineur	Dr BENHOUNA .I	MCB

Benhouna .I

Année universitaire : 2024 / 2025