REPUBLIQUEALGERIENNEDEMOCRATIQUEET POPULAIRE
MINISTEREDEL'ENSEIGNEMENTSUPERIEUREETDELARECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE YAHIA FARES DE MEDEA
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT D' AGRONOMIE



Mémoire

Présenté pour obtenir le diplôme de **Master**

En Sciences Agronomique

Spécialité : Phytopathologie

Par :

- **Maked Slimane**
- **Chelef Bochra**

Thème :

Évaluation in *vitro* de l'efficacité antifongique des huiles essentielles d'*Origanum vulgare* et de *Pistacia lentiscus* surla croissance mycélienne de deux champignons phytopathogènes *Fusarium spp*. Et *Penicillium spp*.

Soutenue publiquement le :02 /07/2025., De vante le jury composée :

CHAOUATI Karima	**Grade MCB**	U.Médéa	Président
KIRDI Bilal	**Grade MAA**	U. Médéa	Examinateur
CHAOUCH Abderrezak	**Grade MCA**	U.Médéa	Encadreur

Année universitaire 2024/2025

Remerciements

Ce mémoire est l'aboutissement d'un long parcours d'apprentissage, jalonné d'efforts constants et de nombreux sacrifices. Il n'aurait pu voir le jour sans le soutien et l'accompagnement de plusieurs personnes à qui nous exprimons ici notre profonde reconnaissance.

Avant tout, nos louanges vont à Allah, Le Tout-Puissant, pour nous avoir accordé la santé, la force, la volonté et la patience nécessaires à la réalisation de ce travail, ainsi qu'à la poursuite de notre formation.

Nous adressons nos remerciements les plus sincères à notre encadreur, Dr. Chaouch Abderrezak, pour ses conseils précieux et son engagement tout au long de l'élaboration de ce mémoire, malgré ses nombreuses responsabilités. Son accompagnement bienveillant a été essentiel à la réussite de ce travail.

Mes remerciements s'adressent également à Mme CHAOUATI Karima, pour sa générosité et sa précieuse contribution Son soutien technique a été d'une aide inestimable pour le bon déroulement des expérimentations.

Leur collaboration et leur implication ont constitué un pilier fondamental dans l'aboutissement de ce travail de recherche.

Nos remerciements s'étendent également à Département des Sciences de la Nature et de la Vie de la Faculté des Sciences Université Yahia Farès de Médéa, pour la qualité de leur enseignement et leur accompagnement tout au long de ces cinq années d'études.

Nous tenons aussi à remercier chaleureusement les membres du jury :CHAOUATI Karima/ KIRDI Bilal/ Dr. Chaouche Abderrezak, pour avoir accepté d'évaluer notre travail, pour le temps consacré à sa lecture, ainsi que pour leurs remarques

constructives qui contribueront à l'enrichir. Nous tenons à remercier également tous ceux qui nous ont Aidé de près et de loin pour l'élaboration de ce mémoire. A tous ceux dont le soutien nous a été utile et nécessaire

Dédicace

À mes parents, piliers de mon existence, dont les sacrifices et l'amour inconditionnel ont tracé le chemin de ma réussite. Rien n'aurait été possible sans vous. Merci pour tout, du fond du cœur.

À ma très chère sœur, source de douceur et de lumière dans ma vie. Ta bienveillance, ton écoute et ta présence rassurante m'ont accompagné tout au long de ce parcours. Merci d'avoir toujours été là, dans les moments simples comme dans les plus difficiles.

À mon frère, mon allié silencieux, celui qui comprend sans parler. Ton calme, ton soutien discret et ta loyauté m'ont donné la force d'avancer. Ce travail te doit beaucoup.

À mes collègues et camarades de promotion, avec qui j'ai partagé les longues journées de cours, les heures de laboratoire, les doutes et les éclats de rire. Vous avez rendu ce voyage plus humain, plus vrai, plus supportable. Merci pour l'amitié, l'entraide et les souvenirs.

À tous ceux et celles qui, de près ou de loin, ont contribué à ce travail par un geste, un mot, une présence ou un silence bienveillant.

Ce mémoire est aussi le vôtre.

Slimane

Dédicace

To my family my sisters, my mother, and my father thank you for your constant support, your love, and your belief in me. You have been the foundation upon which I have built this achievement.

To my friends those who stood by me, encouraged me, and shared both the struggles and small victories along the way your presence has been invaluable.

I also extend my sincere gratitude to the engineers of the laboratory for their technical assistance and availability.

Lastly, to the quiet part of me that remained curious, patient, and hopeful thank you for staying strong.

CHELEF BOCHRA

2025

Résumé

Les champignons phytopathogènes provoquent 70 à 80 % des pertes agricoles, mais l'usage intensif de fongicides chimiques entraîne l'apparition de résistances ainsi que des risques pour la santé et l'environnement. Cette étude *in vitro* évalue l'activité antifongique des huiles essentielles d'*Origanum vulgare* et de *Pistacia lentiscus* sur Fusarium spp. et Penicillium spp. Les huiles, extraites par distillation à vapeur des parties aériennes des plantes, ont été testées sur la croissance mycélienne des champignons. L'huile d'origan, riche en carvacrol (34 %) et thymol, a montré la plus forte activité : à 2,5 % (v/v), elle a supprimé complètement certaines souches de Penicillium et réduit la croissance de diverses souches de Fusarium de 82 à 89 %. L'huile de lentisque, riche en α-pinène, β-myrcène, p-cymène et terpinen-4-ol, a également inhibé la croissance fongique. Ces résultats confirment l'intérêt potentiel de ces extraits végétaux comme biofongicides, en tant qu'alternatives écologiques aux fongicides de synthèse dans une optique d'agriculture durable.

Mots-clés : huile essentielle, activité antifongique, *Origanum vulgare*, *Pistacia lentiscus*, *Fusarium*, *Penicillium*, agriculture durable, biocontrôle

ملخص

التقييم المخبري للفعالية المضادة للفطريات للزيوت الأساسية لنباتي الأوريجانو واللينتيسك على النمو الميسليومي لفطرين نباتيين ممرضين هما الفيوزاريوم والبنسيليوم.

٪، لكن الاستعمال المكثف للمبيدات الفطرية 80و 70تسبب الفطريات الممرضة للنباتات خسائر زراعية تتراوح بين تهدف هذه الدراسة المختبرية إلى تقييم النشاط .الكيميائية أدى إلى ظهور سلالات مقاومة ومخاطر صحية وبيئية المضاد للفطريات للزيوت العطرية المستخلصة من نباتي الأوريغانوم فولغاري والبيستاشيا لينتيسكوس ضد فطريي تم استخراج الزيوت بالتقطير بالبخار من الأجزاء الهوائية للنباتات، واختبارها على نمو .الفيوزاريوم والبنسيليوم والثيمول، فعالية قوية، حيث منع نمو عدة سلالات من (٪34)أظهر زيت الأوريغانوم، الغني بالكارفاكول .الفطريات كما أظهر زيت .٪89إلى 82وقلص نمو سلالات من الفيوزاريوم بنسبة (حجماً)٪ 2.5البنسيليوم عند تركيز تؤكد هذه النتائج .أول، فعالية مضادة للفطريات-4-سيمين وتربينين-pميرسين و-βبينين و-αاللنتيسكوس، الغني بـ أهمية هذه الزيوت كمبيدات حيوية طبيعية بديلة وأكثر أماناً من المبيدات الكيميائية، بما يتماشى مع مفاهيم الزراعة المستدامة.

Abstract

In vitro evaluation of the antifungal effectiveness of essential oils from *Origanum vulgare* and *Pistacia lentiscus* on the mycelial growth of two phytopathogenic fungi: *Fusarium* spp. and *Penicillium* spp.

Phytopathogenic fungi cause 70–80% of agricultural losses, while the intensive use of chemical fungicides leads to resistance and environmental and health concerns. This *in vitro* study assesses the antifungal activity of essential oils from *Origanum vulgare* and *Pistacia lentiscus* against *Fusarium* spp. and *Penicillium* spp. The oils, obtained by steam distillation of aerial plant parts, were tested for their effects on fungal mycelial growth. Oregano oil, rich in carvacrol (34%) and thymol, showed the strongest effect: at 2.5% (v/v), it completely suppressed some *Penicillium* strains and reduced the growth of *Fusarium* strains by 82 to 89%. Pistacia oil, containing α-pinene, β-myrcene, p-cymene, and terpinen-4-ol, also exhibited significant antifungal activity. These findings support the potential use of these plant-derived oils as eco-friendly biofungicides, offering a sustainable alternative to synthetic fungicides in crop protection.

Keywords: essential oil, antifungal activity, *Origanum vulgare*, *Pistacia lentiscus*, *Fusarium*, *Penicillium*, sustainable agriculture, biocontrol

Table de matières

Introduction 1
Chapitre 01 : Données bibliographiques 4
1.1 Généralités sur les champignons phytopathogènes 4
1.2 Le genre *Fusarium* 5
1.2.1 Généralités sur le genre *Fusarium* 5
1.2.2. Espèces principales de *Fusarium* 5
1.2.3. Importance agronomique de *Fusarium* 7
1.2.4. Classification taxonomique de *Fusarium spp.* 8
1.2.5 Morphologie de *Fusarium* 9
1.2.6. Caractères culturaux de *Fusarium* 10
1.2.7 Maladies causées par *Fusarium* : la fusariose 11
1.3. Genre *Penicillium* 13
1.3.1. Les Espèces principales de *Penicillium* 13
1.3.2 Importance agronomique du genre *Penicillium* 15
1.3.3. Classification taxonomique de *Penicillium spp.* 16
1.3.4. Morphologie de *Penicillium* 17
1.3.5. Culture des espèces de *Penicillium* 17
1.3.6. Maladies post-récolte causées par *Penicillium* 18
1.3.7. Symptômes des infections à *Penicillium* 18
1.3.8. Cycle de développement de *Penicillium* 19
.1.4 L'origan *Origanum Vulgaire* (Ietswaart ,1980). 20
.1.4.1 Terminologie relative à l'origan 20
1.4.2. Ecologie de l'origan. 20
1.4.3. Description botanique 20
1.4.4. Classification (KOUACHE, 2019) 21
1.4.5. Principaux constituants des huiles essentielles d'origan 22
1.5. *Pistacia lentiscus L* 22
1.5.1. Dénominations vernaculaires et historiques de *Pistacia lentiscus L* 22

1.5.2. Répartition et exigences écologiques de *Pistacia lentiscus L.* 23

1.5.3. Morphologie de *Lentisque pistachier* (Morphologie, Florale, Feuilles, Graines (fruits) 23

1.5.4. Classification de Pistacia Lentiscus (Cragg et al., 1997) 24

1.6. Notions générales sur les huiles essentielles 25

1.6.1. Propriétés physiques et chimiques des huiles essentielles 26

1.7. Méthodes de lutte contre les maladies fungiques : 28

1.7.1. Méthodes prophylactiques et pratiques culturales préventives 28

1.7.2. Méthodes chimiques 29

1.7.3. Méthode biologique 31

Chapitre 02 : Matériels et méthodes 34

2.1. Matériels biologiques 34

2.1.2. Les plantes 34

2.2. Matériels de laboratoire 34

2.3. Préparation de l'inoculum fongique 35

2.3.1. Isolement et purification des souches fongiques 35

2.3.2. Purification et conservation des isolats fongiques 35

2.4. Préparation du Milieux de culture 36

2.7.1. Préparation du milieu et ensemencement fongique : 38

3.1. Résultats: 41

3.1.1. Effet *d'Origanum vulgare* sur *Fusarium spp.* 41

R= Moyenne de chaque Répétition 41

Croissance moyenne (cm) = (Mesure 1 + Mesure 2 + Mesure 3 + ...) ÷ nombre de répétitions 41

3.1.2. Effet d' *Origanumvulgare* sur*Penicilliumspp.* 43

3.1.3. Effet de *Pistacia lentiscus* sur *Fusariumspp.* 44

3.1.4. Effet de *Pistacia lentiscus* sur *Penicillium* spp. 46

3.1.5. Zones d'inhibition des huiles essentielles 48

3.1.6. Comparaison de l'efficacité des deux huiles essentielles. 52

3.2 Discussion 53

Conclusion 55

Liste des tableaux

Tableau 1 : Espèces fongiques phytopathogènes du genre *Fusarium,* plantes hôtes et infections associées. 6
Tableau 2 : La classification taxonomique de *Fusarium spp*(Coleman 2016)....8
Tableau 3 : Classification de *Penicillium*.(Houbraken et al., 2020). 16
Tableau 4 : Caractéristiques morphologiques de *Penicillium*spp(Chen et al., 2020 ; Martins et al., 2023). 17
Tableau 5 : Espèces de *Penicillium* et leurs effets(Singh et al., 2022)....18
Tableau 6 : Symptômes causés par certaines espèces de *Penicillium*(Bencheqroun et al., 2024). Ces signes apparaissent souvent quelques jours après la récolte, en conditions de stockage humides et tièdes (Zhou et al., 2023 ; Bencheqroun et al., 2024)....19
Tableau 7 : Principales étapes du cycle de développement de *Penicillium*(Houbraken et al., 2020) 19
Tableau 8 : Distribution de l'espèce *Origanum vulgare*(LETSWAART, 1980)....22
Tableau 9 : Activité biologique de *Pistacia lentiscus*(Souki & Brahimi, 2023). 25
Tableau N° 10 : Matériels de laboratoire....34
Tableau 11 : Évolution de la croissance de *Fusariumspp*. Sous l'effet de l'huile essentielle *d'Origanumvulgare* 41
Tableau 12 : Comparaison de la croissance de *Fusariumspp*. En présence de différentes concentrations *d'origan* (témoin vs traitements)....42
Tableau 13 : Effet de l'huile essentielle *d'Origanum vulgare* sur la croissance de *Penicillium spp*.43
Tableau 14 : Comparaison de la croissance de *Penicilliumspp*. En présence de différentes concentrations *d'origan* " témoin vs traitements" 44
Tableau 15 : Activité antifongique de l'huile essentielle de *Pistacialentiscus* sur *Fusariumspp*. 45
Tableau 16 : Comparaison de la croissance de *Fusariumspp*. en présence de différentes concentrations de *lentisque* : témoin vs traitementsles....46
Tableau 17 : Croissance de *Penicillium spp*. En présence de différentes concentrations d'huile essentielle de *Pistacia lentiscus*....47
Tableau 18 : Comparaison de la croissance de *Penicillium spp*. En présence de différentes concentrations de *lentisque* témoin vs traitements....47
Tableau 19 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare* sur *Fusarium spp.*....49
Tableau 20 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare* sur *Penicillium spp* 50
Tableau 21 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Pistacia lentiscus* sur *Fusarium spp.*....51
Tableau 22 : Pourcentage de la zone d'inhibition *Pistacialentiscus* sur *Penicillium spp.*....52

Liste des figures

Figure 1 : Aspect macroscopique des colonies de *Fusarium*.....9
Figure 2 : Le champignon *Fusarium* peut attaquer le feuillage des plantes en provoquant une brûlure en toile (web blight), comme chez l'Adiantum (capillaire – en haut), ou bien une pourriture ou des taches sur les tiges et les feuilles, comme chez l'œillet (en bas)(« *fusarium* ».). 11
Figure 3 : Cycle de vie et cycle de la maladie de *Fusarium oxysporum* (Nursery Production Plant Health & Biosecurity Project « ny11001--fusarium », s. d.-b) 12
Figure 4 : A, P. chrysogenum. 7-day old colonies colonies at CYA, MEA, YES. B, P. canescens, C, P. griseofulvum, D, P. polonicum, E, P. glabrum, F, P. expansum, G, P. italicum, H, P.raistrickii. I, P. melanoconidium, J, P. palitans.(Abastabar et al., 2016) 15
Figure 5 : *OriganumVulgaire* (Ietswaart ,1980). 21
Figure 6 : Fleurs mâles typiques (image de droite) et fleurs femelles (image de gauche). Sehaki, C. (2022). 24
Figure 7 : Fruits rouges sur les lentisques femelles de *Pistacia*. Les fruits deviennent noirs à maturité en automne Sehaki, C. (2022). 24

Figure N°8 : Schéma simplifié de l'appareil de Clevenger pour l'hydrodistillation

Figure 9: Développement des colonies de *Penicillium* sp sur le milieu de culture PDA après 5 jours d'incubation à 25°C (Originale) 35
Figure 10 : Développement des colonies de *Fusariumsp* sur le milieu de culture PDA après 5 jours d'incubation à 25°C(Originale) 36
Figure 11 : pommes de terre pelées et pesées(A)bouillies dans de l'eau distillée(B)(Originale) 37
Figure 12 : milieu de culture est placé dans des flacons(A)et Placé dansAutoclave pour la stérilisation (B)(Originale) 37
Figure 13 : Versement et solidification du milieu dans les boîtes de Petri(Originale) 38
.....
Figure 14 : Mélange du milieu de culture avec l'huile essentielle (A)et comparaison avec le témoin(B)(Originale) 38
Figure 15 : Mise en place du disque fongique sur le milieu de culture (A) et(B) 39

Figure 16 : Effet de l'origan sur *Fusarium spp* 42
Figure 17 : Effet de origan sur *Penicillium* 44
Figure 18 : Effet de lentisque sur *Fusarium* 45
Figure 19 : Effet de l'lentisque sur *Penicillium* 47
Figure 20 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare sur Fusarium spp*. ... 48
Figure 21 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare sur Penicillium spp* .. 50
Figure 22 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Pistacia lentiscus sur Fusarium spp*. 51
Figure 23 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Pistacia lentiscus* sur *Penicillium* spp. .. 52

Liste des abréviations

FOSC : *Fusarium oxysporum* species complex, un groupe de champignonsresponsables des flétrissements vasculaires**.**

FGSC : *Fusarium graminearum* species complex, associé à la fusariose

de l'épi chez les céréales.

FSSC : *Fusarium solani* species complex, connu pour causer la pourrituredes racines et du collet**.**

FFSC : *Fusarium fujikuroi* species complex, impliqué dans la maladie dubakanae du riz.

FFC : *Fusarium fujikuroi* complex, équivalent ou sous-groupe du FFSCselon les classifications.

FIESC : *Fusarium incarnatum-equiseti* species complex, champignonsprésents dans de nombreuses cultures**.**

FEEDSC : *Fusarium equiseti* species complex, groupe d'espècespathogènes ou saprophytes du sol**.**

DON : Déoxynivalénol, une mycotoxine produite par certaines espèces de*Fusarium*.

Gènes TEF1-α, RPB2 : Gènes utilisés pour l'analyse phylogénétique des

champignons (élongation du facteur 1-α et ARN polymérase II).

pH : Potentiel hydrogène, indicateur de l'acidité ou de la basicité d'unmilieu.

PDA : Potato Dextrose Agar, un milieu de culture gélosé pourchampignon**s.**

FHB : *Fusarium Head Blight*, fusariose de l'épi affectant les céréalescomme le blé et l'orge.

VIH : Virus de l'Immunodéficience Humaine.

CYA : Czapek Yeast Extract Agar, milieu de culture utilisé en mycologie.

MEA : Malt Extract Agar, milieu nutritif à base d'extrait de malt.

YES : Yeast Extract Sucrose Agar, milieu riche en extrait de levure et saccharose.

Gènes ITS, BenA, CaM, RPB2 : Marqueurs moléculaires utilisés pour identifier les espèces de champignons (Internal Transcribed Spacer, β-tubuline, calmoduline, ARN polymérase II).

al. : et alii, abréviation latine signifiant "et les autres", utilisée dans les références bibliographiques**.**

URSS : Union des Républiques Socialistes Soviétiques, ancienne fédération d'États.

NIST (2001) : National Instituteof Standards andTechnology, base de données chimique de référence**.**

NCBI (2008) : National Center for Biotechnology Information, base de donnéesgénétiques internationale.

AFNOR : Association Française de Normalisation, organisme chargé des normes françaises.

CMI : Concentration Minimale Inhibitrice, plus faible concentration d'un antifongique inhibant la croissance d'un champignon**.|**

Introduction

Introduction

Les maladies fongiques représentent une contrainte majeure à la production agricole à l'échelle mondiale. Parmi les agents responsables, les champignons phytopathogènes tels que *Fusarium spp*. et *Penicillium spp*. sont particulièrement redoutés en raison de leur capacité à infecter une large gamme d'hôtes, à provoquer d'importantes pertes de rendement et à produire des mycotoxines dangereuses pour la santé humaine et animale (Salvatore & Andolfi ; 2021). Leur propagation, favorisée par les pratiques agricoles intensives et les conditions climatiques propices, constitue une menace croissante pour la sécurité alimentaire (John et al. ; 2021).

Face à cette problématique, la lutte chimique reste l'approche la plus couramment employée. Toutefois, l'usage prolongé et intensif de fongicides de synthèse a conduit à plusieurs limites : développement de résistances chez les souches pathogènes, accumulation de résidus toxiques dans l'environnement, et répercussions négatives sur la santé publique (Ekwomadu & Mwanza ; 2023). Dans un contexte de transition vers une agriculture plus durable, l'exploration de solutions naturelles et respectueuses de l'environnement devient une priorité.

Les huiles essentielles, extraites de plantes aromatiques, apparaissent comme une alternative prometteuse. Leur richesse en composés bioactifs tels que les phénols, les monoterpènes ou encore les sesquiterpènes, leur confère des propriétés antimicrobiennes remarquables. En particulier, Origanum vulgare, plante méditerranéenne riche en carvacrol et thymol, a démontré une efficacité antifongique significative contre divers champignons phytopathogènes (Charai et al. ; 1996 ; Pizzale et al. ; 2002 ; Sari et al. ; 2006). De même, *Pistacia lentiscus*, connu pour ses usages traditionnels et ses vertus médicinales, est reconnu pour ses effets antimicrobiens et antioxydants notables.

Dans cette perspective, le présent travail vise à évaluer en *in vitro* l'efficacité antifongique des huiles essentielles de deux plantes : *Origanum vulgare*et *Pistacia lentiscus* sur la croissance mycélienne de deux champignons phytopathogènes d'importance agronomique : *Fusarium* spp. Et*Penicillium* spp. Cette étude s'inscrit dans une démarche de valorisation des ressources végétales locales en tant qu'agents de biocontrôle, contribuant ainsi au développement de stratégies de protection des cultures plus écologiques et durables.

Notre travail est dévisé en trois chapitres : le premier chapitre, est consacré aux données bibliographiques, le chapitre 2, est réservé aux matériels et méthodes utilisés dans notre

travail. Le chpitre 3, est fait pour montrer les résultats de ce travail et discussion. avons terniné par une conclusion générale et perspective.

Chapitre 01 : Données bibliographiques

Chapitre 01 : Données bibliographiques

1.1 Généralités sur les champignons phytopathogènes

Les champignons phytopathogènes jouent un rôle central dans l'apparition de nombreuses maladies végétales, affectant gravement la productivité agricole et posant un risque sanitaire non négligeable. En plus de leur impact sur les cultures, certaines espèces fongiques sont capables de provoquer des infections opportunistes chez l'humain, notamment chez les individus immunodéprimés. Leur pouvoir pathogène repose sur des stratégies complexes, mêlant des mécanismes biochimiques et mécaniques, telles que la sécrétion d'enzymes, de métabolites secondaires et de mycotoxines, ce qui accentue leur dangerosité pour la santé humaine et animale (Salvatore et Andolfi, 2021).

Historiquement, des maladies végétales comme les rouilles, brûlures, taches foliaires ou moisissures sont observées depuis l'Antiquité. Toutefois, ce n'est qu'au XIXe siècle, grâce à la théorie microbienne des maladies, que l'on a commencé à identifier la véritable nature de ces agents pathogènes. Depuis, de nombreuses espèces fongiques phytopathogènes ont été décrites, constituant la majorité des agents responsables des maladies des plantes. L'impact de ces pathogènes dépasse le simple cadre agricole : ils engendrent des pertes économiques importantes, menacent la sécurité alimentaire et perturbent les équilibres écologiques, effets amplifiés par la mondialisation et l'intensification des échanges commerciaux (John et al., 2021).

Dans ce contexte, l'agriculture moderne, bien qu'efficace pour accroître les rendements, montre une vulnérabilité croissante face aux pathogènes. Cette fragilité s'explique notamment par la faible diversité génétique des variétés cultivées et par l'émergence de souches fongiques résistantes aux traitements chimiques, rendant nécessaire le développement de nouvelles stratégies de protection durable des cultures (John et al., 2021).

Au cœur de cette interaction pathogène-plante se déroule une véritable guerre biologique. Le champignon met en œuvre des moyens sophistiqués pour coloniser son hôte, tandis que cette dernière active des réponses immunitaires pour limiter l'invasion. Certains gènes fongiques sont surexprimés pour neutraliser les défenses de la plante, en détoxifiant ses composés antimicrobiens ou en perturbant son système immunitaire. D'autres gènes, au contraire, sont inhibés pour éviter la reconnaissance par les mécanismes de défense végétaux.

Ce dialogue moléculaire complexe illustre la coévolution permanente entre les plantes et leurs pathogènes fongiques (Tan et Oliver, 2017).

1.2Le genre *Fusarium*

1.2.1 Généralités sur le genre *Fusarium*

Le genre *Fusarium* regroupe des champignons filamenteux ascomycètes ubiquistes de la famille des Nectriaceae (ordre des Hypocreales).(Coleman 2016; Jackson et al. 2024) Il comprend des espèces saprophytes dans le sol et sur résidus végétaux ainsi que de nombreux pathogènes agressifs, responsables de maladies des plantes et producteurs de mycotoxines nuisibles pour l'homme et les animaux(Summerell 2019; Stępień 2022). Certaines espèces infectent également l'homme ou l'animal de manière opportuniste. On dénombre au moins plusieurs centaines d'espèces reconnus ou décrites morphologiquement au sein du genre(Jackson et al. 2024; Navale, Sawant, et Vamkudoth 2023) ; cette diversité conduit à de nombreux complexes d'espèces et a fait l'objet de révisions taxonomiques récentes. Les travaux phylogénétiques estiment le genre comme très diversifié (~300 espèces "phylogénétiques" distinctes) et le divisent en une vingtaine de clades ou complexes d'espèces monophylétiques. Cette grande variabilité génétique et morphologique rend la définition précise du genre *Fusarium* difficile et sujette à débats. En résumé, *Fusarium* constitue un groupe majeur de champignons, omniprésent dans l'environnement, incluant certains des pathogènes de plantes les plus dévastateurs ainsi que des agents producteurs de toxines (fumonisines, trichothécènes, zéaralénone) qui contaminent les cultures et perturbent la santé agronomique mondiale.(Summerell 2019; Stępień 2022)

1.2.2. Espèces principales de *Fusarium*

Parmi les espèces(tab1) les plus étudiées figurent *Fusarium oxysporum* (complexe FOSC), agent des flétrissements vasculaires sur de très nombreuses cultures(tomate, banane, soja, e tc.), et *F. graminearum* (complexe FGSC), responsable notamment de la fusariose de l'épi du blé et du seigle. Ces deux espèces sont classées parmi les dix champignons pathogènes végétaux les plus importants(EkwomaduetMwanza2023). D'autres espèces clés sont *F. sol ani* (complexe FSSC), cause fréquente de pourriture des racines et des pieds dans de nombr euses plantes; *F. verticillioides* (anciennement *F. moniliforme*, complexe FFSC), associé à la fusariose du maïs et producteur de fumonisines; *F. culmorum* (allié du FGSC) impliqué dans la fusariose de la tige du blé; *F. fujikuroi* (complexe FFC) connu pour la maladie du b

akanae du riz; ainsi que les complexes FIESC(incarnatumequiseti) et FEEDSC(equiseti) fr équents dans de nombreuses cultures. De nombreuses autres espèces opportunistes ou enco re inapparentes(par ex. *F. avenaceum*, *F. equiseti*, *F. chlamydosporum*…) existent dans le s ol et les plantes. Les complexes d'espèces très proches se subdivisent en« formae speciales » ou espèces cryptiques selon l'hôte infecté(Navale,Sawant,etVamkudoth2023;Ekwomadu

etMwanza2023). Par exemple, *F. oxysporum f. sp. lycopersici* affecte la tomate tandis que d'autres souches *d'oxysporum* ciblent la banane ou le melon. La diversité taxonomique se t raduit donc par une énumération d'espèces et groupes riches: outre *F. oxysporum* et *F. gra minearum* dominants, on note fréquemment *F. solani*, *F. verticillioides*, *F. proliferatum*, *F. culmorum*, *F. fujikuroi* ou encore *F. equiseti* sur divers systèmes culturaux, ainsi que des c omplexes tels que FOSC, FSSC, FIESC, etc. Cette abondance d'espèces pathogènes fait du genre *Fusarium* un ensemble de premiers rangs pour les maladies de cultures(Navale, Sawant, et Vamkudoth 2023; Ekwomadu et Mwanza 2023).

Tableau 1 : Espèces fongiques phytopathogènes du genre *Fusarium*, plantes hôtes et infections associées.

(Navale,Sawant,etVamkudoth2023;EkwomaduetMwanza2023)

Agent pathogène	Plante hôte	Infection causée
F. avenaceum	Blé	Fusariose de l'épi (Fusarium head blight - FHB)
F. oxysporum	Lis oriental	Maladie des racines et des bulbes
F. *oxysporum*	Pomme de terre	Pourriture de l'extrémité de la tige
F. *oxysporum*	Banane	Flétrissementfusarien
F. *oxysporum*	Ananas	Dépérissement (Dieback)
F. oxysporum	Avocatier	Pourriture de l'extrémité de la tige
F. *fujikuroi*	Riz	Maladie de Bakanae
F. *graminearum*	Palmier à huile	Flétrissementfusarien
F. *graminearum*	Banane	Pourriture du collet (Crown rot)
F. *graminearum*	Blé et orge	Fusariose de l'épi (FHB)
F. *proliferatum*	Lis oriental	Maladie des racines et des bulbes
F. *proliferatum*	Mangue	Taches foliaires
F. *proliferatum*	Ananas	Pourriture du cœur des fruits
F. *proliferatum*	Piment (Capsicum annuum L.)	Pourriture des fruits
F. *solani*	Paprika	Pourriturefusarienne
F. *solani*	Avocatier	Pourriture de l'extrémité de la tige
F. *solani*	Papaye	Pourriture des racines
F. *verticillioides*	Maïs	Fusariose de l'épi

F. *verticillioides*	Mangue	Taches foliaires
F. *verticillioides*	Banane	Pourriture du collet
F. *commune*	Plante aquatique chinoise (Eleocharisdulcis)	Flétrissementfusarien
F. *equiseti*	Papaye	Pourriture des fruits
F. *equiseti*	Avocatier	Pourriture de l'extrémité de la tige
F. *sporotrichioides*	Avocatier	Pourriture de l'extrémité de la tige

1.2.3. Importance agronomique de *Fusarium*

Les espèces de *Fusarium* comptent parmi les pathogènes fongiques les plus dommageables aux cultures. Elles sont responsables d'importantes pertes de rendement et de qualité des récoltes en attaquant blé, maïs, riz, sorgho, pommes de terre, tomates, bananes, etc. Par exemple, F. *graminearum* provoque la fusariose de l'épi (Fusarium Head Blight) du blé, qui peut entraîner des pertes de rendement de l'ordre de 30–70 % lors d'épidémies sévères (Benjamin et al. 2024). De même, F. *verticillioides* provoque des pourritures d'épis de maïs qui occasionnent 13–70 % de pertes de rendement en Afrique sub-saharienne (chiffres comparables dans d'autres régions) (Benjamin et al. 2024). Globalement, on estime que les maladies fongiques des cultures occasionnent en moyenne 15–20 % de pertes de rendement à l'échelle mondiale (jusqu'à 50% dans certains cas) (Deligeorgakis 2023), *Fusarium* figurant parmi les agents pathogènes en cause. Au-delà des rendements *Fusarium* affecte aussi la qualité sanitaire des grains en produisant des mycotoxines. Les toxines fusariennes majeures (trichothécènes comme la DON, fumonisines et zéaralénone) contaminent régulièrement blé, maïs, riz et autres céréales, compromettant la sécurité alimentaire et la santé animale et humaine (Ekwomadu et Mwanza 2023). Ces mycotoxines peuvent provoquer des maladies aiguës ou chroniques (immunosuppression, troubles neurologiques, etc.) et entraînent des coûts économiques considérables lors du rejet ou du traitement des grains contaminés. L'association de dégâts quantitatifs (rendement) et qualitatifs (mycotoxines, grains vermoulus) fait de *Fusarium* un problème majeur en agriculture, nécessitant des stratégies de gestion rigoureuses pour limiter ses impacts (Benjamin et al. 2024; Ekwomadu et Mwanza 2023).

1.2.4. Classification taxonomique de *Fusarium spp.*

Sur le plan hiérarchique, *Fusarium* appartient au règne Fungi, division Ascomycota, classe Sordariomycetes, ordre Hypocreales, famille Nectriaceae(Coleman 2016)(tab2). Le genre *Fusarium* a été créé par J.H.F. Link en 1809 sur la base du type *Fusisporium roseum*(Ekwomadu et Mwanza 2023). La définition du genre a longtemps reposé sur les caractères morphologiques classiques (macroconidies fusiformes multiseptées typiques, production variable de microconidies et chlamydospores) et sur la classification historique de Wollenweber-Reinking. Aujourd'hui, la systématique intègre essentiellement des approches moléculaires. On reconnaît formellement dans *Fusarium* quelque 70 espèces « acceptées » et environ 300 entités génétiques potentielles sans dénomination formelle(Ekwomadu et Mwanza 2023). (En revanche, les anciennes estimations morphologiques donnaient plus de 1 000 taxa, d'où l'existence de nombreux synonymes et complexes validés depuis(Navale, Sawant, et Vamkudoth 2023; Ekwomadu et Mwanza 2023).) Ainsi, la classification actuelle s'appuie sur des arbres phylogénétiques multigéniques (gènes TEF1-α, RPB2, etc.) qui regroupent les espèces en complexes monophylétiques (FOSC, FSSC, FGSC, FIESC…) tout en remettant en question l'unité stricte du genre. Certains auteurs ont même considéré que le genre n'était pas strictement monophylétique, le divisant en deux grands clades, tandis que d'autres optent pour un genre large « *Fusarium*sensu lato ». Quoi qu'il en soit, la taxonomie moderne enregistre désormais les espèces selon des concepts phylogénétiques, tout en conservant souvent la nomenclature classique (formes spéciales pour les f. sp.). Le nom de l'espèce type actuellement retenu est *Fusarium* sambucinum (ancien *F. roseum*)(Ekwomadu et Mwanza 2023).

Tableau 2 : La classification taxonomique de *Fusarium spp*(Coleman 2016)

Niveau taxonomique	Nom
Règne	**Fungi**
Division	**Ascomycota**
Classe	**Sordariomycetes**
Ordre	**Hypocreales**
Famille	**Nectriaceae**
Genre	***Fusarium***

1.2.5 Morphologie de *Fusarium*

Au microscope(fig1) , les espèces de *Fusarium* se caractérisent notamment par des macroconidies typiques : allongées, en forme de faucille, claires (hyalines) et segmentées (habituellement 3–5 cloisons)(Ekwomadu et Mwanza 2023). Ces macroconidies sont émises par des phialides groupées et leur cellule apicale peut être élargie ou en pointe selon l'espèce. Les microconidies, lorsqu'elles existent, sont plus petites (0–1 cloisons), globuleuses ou ovales, souvent enchaînées en chapelet sur les phialides. De nombreuses espèces produisent également des chlamydospores (spores de résistance) sphériques ou elliptiques, à paroi épaisse, isolées ou en paires dans le mycélium aérien ou à sa base. En culture, le mycélium produit fréquemment des masses sporales colorées : par exemple, des macroconidies rouges-orangé (trichothécènes) ou roses intenses (diacétones) peuvent teinter la masse fongique. Les cultures de *Fusarium* exhibent donc des pigments de jaune orangé à rouge carmin diffusibles dans le milieu(Ekwomadu et Mwanza 2023). La production ou non de ces pigments (et leur sensibilité à la lumière ou au pH) sert souvent de critère d'identification supplémentaire. Globalement, la morphologie « type *Fusarium* » associe hyphes blanchâtres, macroconidies incurvées multiseptées, chlamydospores et coloration vive des filaments sporulents, formant un profil diagnostic caractéristique du genre(Ekwomadu et Mwanza 2023).

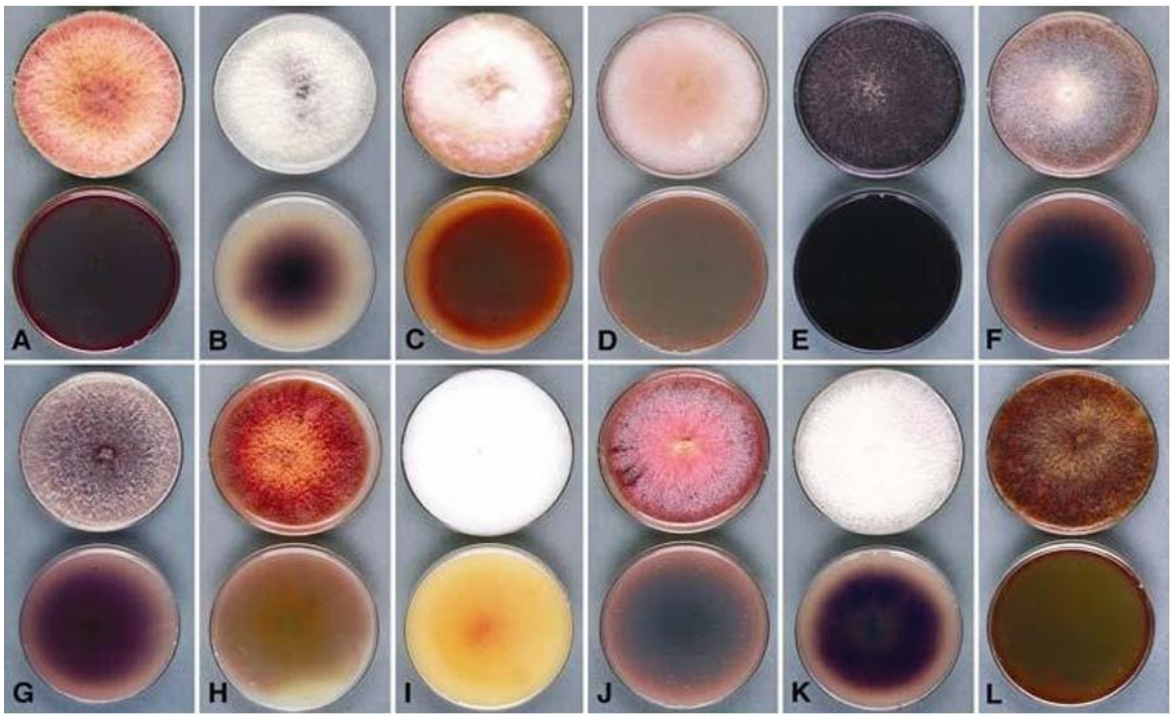


Figure 1 : Aspect macroscopique des colonies de *Fusarium*

(vue recto et verso) sur gélose PDA (*A. Fusarium poaeB. Fusarium oxysporumC. Fusarium acuminatumD.FusariumnelsoniiE. Fusarium subglutinansF. Fusarium nygamaiG. Fusarium pseudonygamaiH. Fusarium lateritiumI. Fusarium thapsinumJ. Fusarium decemcellulareK. Fusarium verticillioidesL. Fusarium culmorum*

(Sumerell et al., 2003)

1.2.6. Caractères culturaux de *Fusarium*

En culture, *Fusarium* forme typiquement un feutrage cotonneux, d'abord blanchâtre, qui développe rapidement des couleurs vives. Sur milieu gélosé (p. ex. PDA), la partie aérienne peut virer au jaune-orangéc ou même au pourpre selon les espèces, avec souvent un revers de culture pigmenté d'une teinte différente(Deligeorgakis et al. 2023). Certaines espèces sécrètent un pigment diffusible qui colore l'agar. Le taux de croissance varie selon l'espèce : ainsi *F. culmorum* ou *F. graminearum* sont des pousseurs rapides (colonies >70 mm en 3 jours), alors que *F. lateritium* ou *F. merismoïdes* sont plus lentesDes structures de résistance (chlamydospores, sclérites) peuvent apparaître en culture prolongée (plusieurs semaines) chez certaines espèces comme *F. solani*. En résumé, les caractéristiques de culture (couleur des colonies, vitesse de croissance, formation éventuelle de spores de réserve) sont stables pour chaque espèce et fournissent des indices diagnostics supplémentaires dans les tests d'identification(Ekwomadu et Mwanza 2023)

1.2.7 Maladies causées par *Fusarium* : la fusariose

Symptômes

Les maladies à *Fusarium* (fusarioses) touchent divers organes de la plante, d'où la grande diversité des symptômes observés(Ekwomadu et Mwanza 2023). En général, on constate des symptômes vasculaires (flétrissements, chlorose puis nécrose des feuilles supérieures, véraison brune des tissus xylémiques) du fait du blocus du xylème(« *fusarium* ».). La pourriture des racines ou du collet se traduit par des lésions brunes, des racines rabougries et la chute de la plante, tandis que sur tige ou collet on observe des chancres et un noircissement progressif. Chez les céréales, la *fusariose* de l'épi (FHB) provoque le blanchiment d'épillets isolés ou groupés et des grains ratatinés de coloration rosée ou brune (grains « pâles » ou « ratatinés » dus à la DON) On peut aussi voir des chancres rougeâtres sur fruits (ex. pomme, poire), des tâches brunâtres sur feuilles (ex. tomate), ou encore des symptômes de « bâton de berger » (pointe de rameau flétrie) dans certaines plantes aromatiques. En résumé, *Fusarium* provoque des affections variées : flétrissements vasculaires, pourritures racinaires et tiges, lésions foliaires, pourritures de fruits et semencesCes symptômes sont souvent confondus avec d'autres champignons, ce qui rend nécessaire l'isolement et l'identification microscopique ou moléculaire du pathogène.(« *fusarium* », s. d.; Ekwomadu et Mwanza 2023)

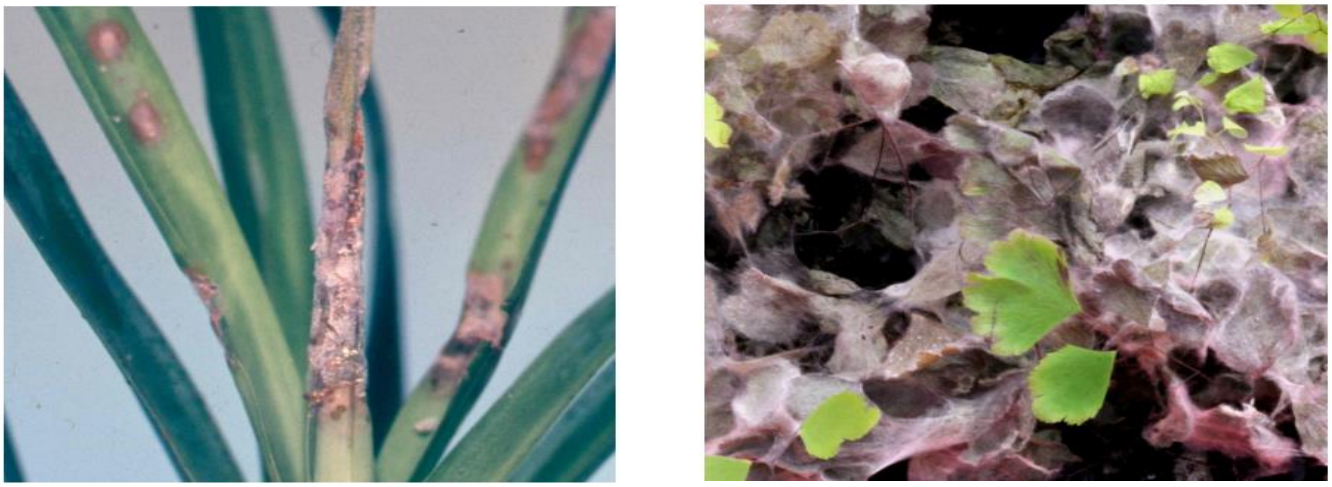


Figure 2 : Le champignon *Fusarium* peut attaquer le feuillage des plantes en provoquant une brûlure en toile (web blight), comme chez *l'Adiantum* (capillaire – en haut), ou bien une pourriture ou des taches sur les tiges et les feuilles, comme chez l'œillet (en bas)(« *fusarium* ».).

b) Cycle de développement

Les *Fusarium* sont des champignons essentiellement telluriques et semenciers qui passent l'hiver sous forme de chlamydospores ou de mycélium dans le sol et les résidus végétaux infectés. Ces spores de résistance peuvent survivre plusieurs années. Le cycle débute lorsque des conditions chaudes et humides activent la germination du champignon. L'infection primaire se fait par les racines ou par des semences contaminées. Le mycélium pénètre la plante, prolifère dans le système vasculaire et forme des conidies (microconidies) qui remontent la sève. Ces conidies se déplacent passivement dans le xylème et contribuent à boucher les vaisseaux, d'où le flétrissement caractéristique. En fin de cycle, le champignon colonise les tissus nécrosés et produit de nouvelles spores (macroconidies, microconidies, chlamydospores) à la surface ou dans les tissus abîmésLors de la décomposition de la plante infectée, les chlamydospores sont restituées au sol et peuvent initier de nouveaux cycles d'infection l'année suivante. Ce cycle, qui peut aussi comprendre un stade sexuel (peritheces et ascospores pour certains comme *Gibberella zeae* sur blé), explique la persistance du pathogène en l'absence de la culture hôte.(Nursery Production Plant Health & Biosecurity Project « ny11001--fusarium », s. d.-b)

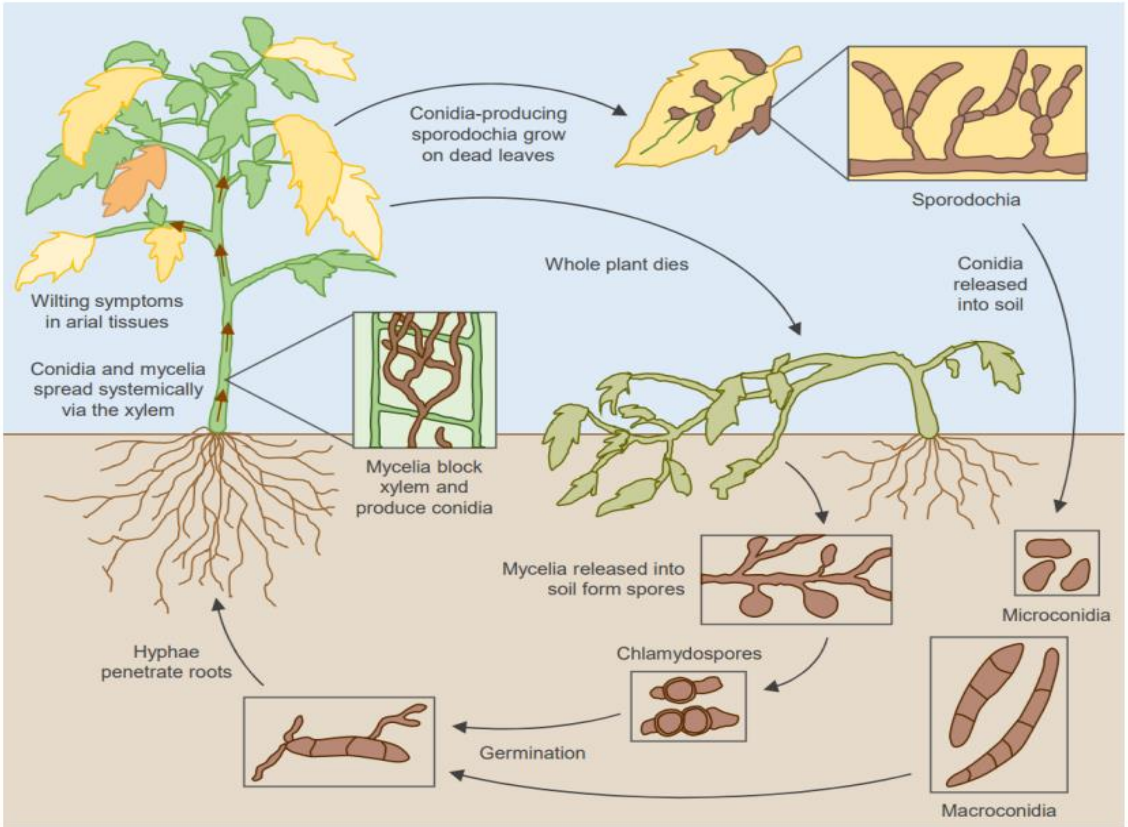


Figure 3 : Cycle de vie et cycle de la maladie de *Fusarium oxysporum* (Nursery Production Plant Health & Biosecurity Project « ny11001--fusarium », s. d.-b)

1.3. Genre *Penicillium*

Le genre *Penicillium* est l'un des groupes fongiques les plus répandus, se retrouvant dans une grande variété d'habitats à travers le monde, tels que l'air, le sol, la végétation, les environnements intérieurs, ainsi que sur les produits alimentaires et la matière organique en décomposition. En tant que décomposeur naturel, ce genre joue un rôle crucial dans la dégradation des matières organiques, y compris des produits agricoles après récolte (El Hajj Assaf et al., 2020). Bien que certaines espèces de *Penicillium* soient utilisées dans l'industrie alimentaire pour améliorer la saveur et la texture des fromages et des saucisses fermentées, elles sont également responsables de la production de mycotoxines, telles que la patuline, qui peuvent nuire à la qualité des aliments et nécessitent un contrôle strict (Petersen et al., 2023).

Sur le plan sanitaire, certaines espèces de *Penicillium* peuvent entraîner des infections humaines, allant des formes bénignes aux plus graves, notamment chez les individus immunodéprimés. Ce groupe de champignons a également un impact commercial majeur grâce à sa capacité à produire des métabolites bioactifs, tels que la pénicilline, qui a révolutionné le traitement des infections bactériennes. En outre, d'autres composés bioactifs issus de *Penicillium*, comme des antibiotiques, des agents antitumoraux, antifongiques et antiviraux, ainsi que des enzymes extracellulaires, sont d'une grande importance industrielle et pharmaceutique (Abastabar et al., 2016).

Certaines espèces de *Penicillium* vivent en symbiose à l'intérieur des plantes en tant qu'endophytes, sans causer de symptômes visibles, mais produisant des métabolites secondaires bioactifs. Ces composés présentent un intérêt considérable en agriculture, pharmacie et biotechnologie, et sont de plus en plus étudiés pour leur potentiel à lutter contre des phytopathogènes (Azar et al., 2023).

1.3.1. Les Espèces principales de *Penicillium*

Le genre *Penicillium* comprend un grand nombre d'espèces, avec plus de 480 espèces reconnues actuellement (Houbraken et al., 2020). Parmi elles, certaines présentent un intérêt particulier sur les plans agronomique, alimentaire, médical ou biotechnologique (fig. 4). Voici un aperçu des espèces les plusimportantes:

- ***Penicillium chrysogenum* (syn. *P. notatum*)** : C'est l'espèce la plus célèbre, en raison de sa capacité à produire la pénicilline, le tout premier antibiotique découvert (Abastabar et al., 2016). Elle est largement utilisée en industrie pharmaceutique.
- ***Penicillium expansum*** : Pathogène post-récolte majeur des fruits, notamment des pommes, il est également connu pour produire la patuline, une mycotoxine dangereuse pour la santé humaine (Petersen et al., 2023).
- ***Penicillium verrucosum*** : Producteur d'ochratoxine A, une mycotoxine néphrotoxique, cette espèce contamine principalement les céréales stockées dans les régions tempérées.
- ***Penicillium roqueforti*** : Utilisée dans la fabrication de fromages à pâte persillée (Roquefort, Bleu, etc.), cette espèce joue un rôle clé dans le développement des arômes et textures caractéristiques.
- ***Penicillium camemberti*** : Espèce essentielle dans la fabrication de fromages à croûte fleurie comme le Camembert ou le Brie, grâce à sa capacité à produire des enzymes de dégradation des lipides et des protéines.
- ***Penicillium citrinum*** : Elle produit la citrinine, une mycotoxine aux effets néphrotoxiques, et peut contaminer divers produits alimentaires, notamment les céréales.
- ***Penicillium marneffei*** (aujourd'hui reclassé *Talaromyces marneffei*) : Champignon pathogène opportuniste, responsable d'infections graves chez les patients immunodéprimés, notamment ceux atteints du VIH.

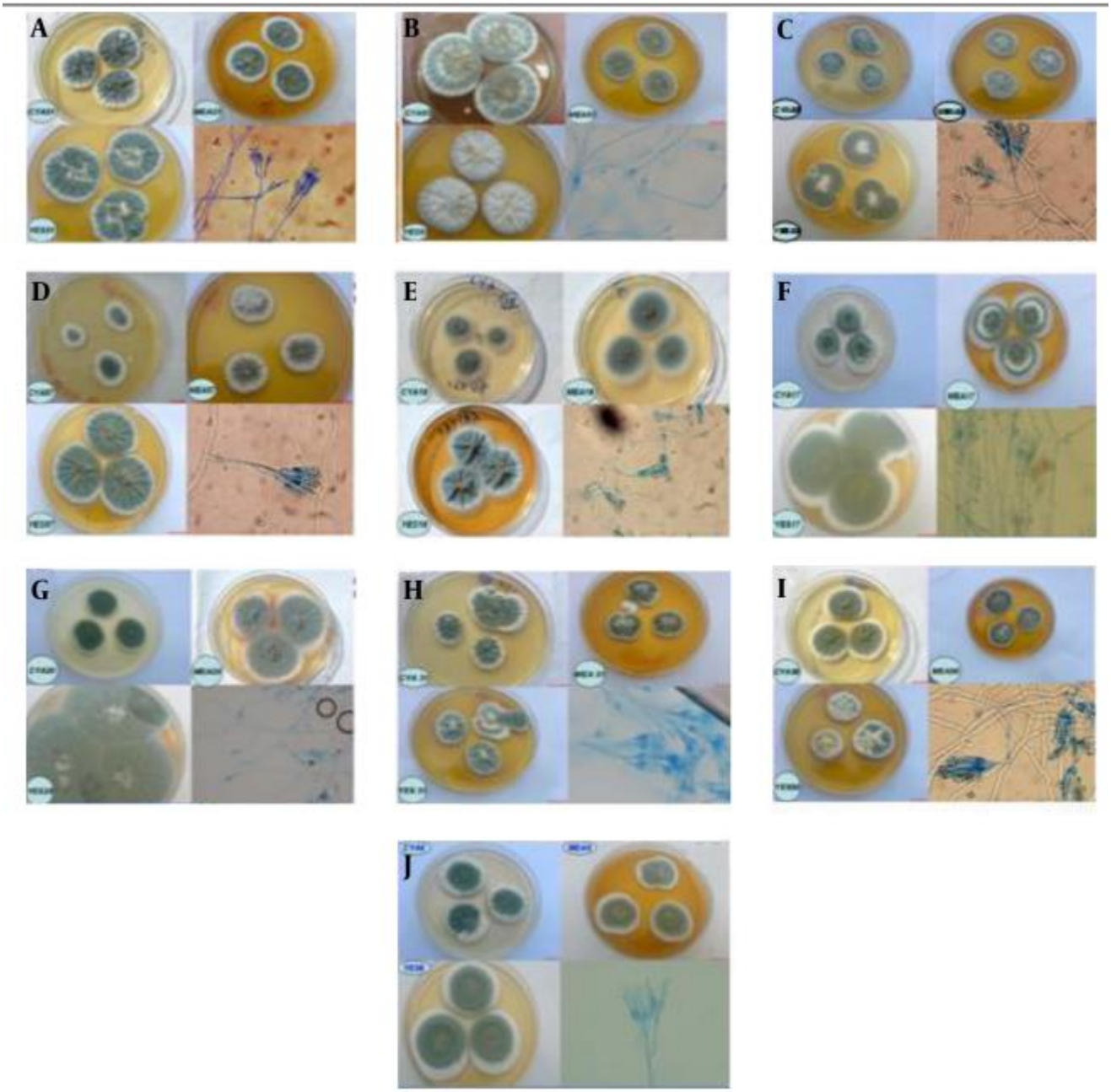


Figure 4 : A, P. chrysogenum. 7-day old colonies colonies at CYA, MEA, YES. B, P. canescens, C, P. griseofulvum, D, P. polonicum, E, P. glabrum, F, P. expansum, G, P. italicum, H, P.raistrickii. I, P. melanoconidium, J, P. palitans.(Abastabar et al., 2016)

1.3.2 Importance agronomique du genre *Penicillium*

Le genre *Penicillium* représente l'un des champignons phytopathogènes les plus redoutables en post-récolte, notamment dans le domaine des fruits et légumes. Certaines espèces, telles que *Penicillium digitatum*, responsable de la "pourriture verte" des agrumes, provoquent d'importantes pertes économiques au cours du stockage et du transport. Les dommages causés ne se limitent pas à l'altération des fruits, mais concernent également la production

de mycotoxines, des métabolites secondaires toxiques pouvant affecter la santé humaine et animale lorsqu'ils sont consommés.

De plus, l'émergence de souches résistantes aux fongicides couramment utilisés comme le thiabendazole et l'imazalil complique davantage les stratégies de lutte. Cette capacité d'adaptation rend la gestion de ces champignons particulièrement difficile en agriculture moderne. Ainsi, le genre *Penicillium* est considéré comme un enjeu agronomique majeur, en raison de son impact direct sur la qualité sanitaire et commerciale des produits agricoles, et de la nécessité d'adopter des alternatives écologiques, plus sûres et durables, dans un contexte de réduction de l'usage des pesticides chimiques.(Elbouchtaoui et al. 2015)

1.3.3. Classification taxonomique de *Penicillium spp.*

La classification de *Penicillium*(tableau 3) a connu une profonde révision grâce aux outils modernes de biologie moléculaire. L'utilisation de l'analyse phylogénétique multi-locus (gènes ITS, BenA, CaM, RPB2) permet de mieux distinguer les espèces morphologiquement proches, tout en clarifiant les confusions taxonomiques passées. Actuellement, *Penicillium* est rattaché à la famille des ***Aspergillaceae***, dans l'ordre des ***Eurotiales***. Le genre est divisé en plusieurs sous-genres, dont *Penicillium*, *Furcatum*, *Biverticillium* et *Aspergilloides*, regroupant au total plus de 480 espèces décrites (Houbraken et al., 2020).

Tableau 3 : Classification de *Penicillium*.(Houbraken et al., 2020).

Niveau taxonomique	Classification
Règne	Fungi
Embranchement	Ascomycota
Classe	Eurotiomycetes
Ordre	Eurotiales
Famille	*Aspergillaceae*
Genre	*Penicillium*

1.3.4. Morphologie de *Penicillium*

Les espèces du genre *Penicillium* se caractérisent par des colonies denses, souvent de texture veloutée à floconneuse, présentant une grande variété de couleurs, du vert au bleu-vert. Les conidiophores sont typiquement ramifiés en forme de pinceau (structure penicillée), formant des chaînes de conidies sphériques ou ovoïdes. Ces structures sont essentielles à la dissémination des spores.

Tableau 4 : Caractéristiques morphologiques de *Penicillium*spp(Chen et al., 2020 ; Martins et al., 2023).

ÉLÉMENT MORPHOLOGIQUE	DESCRIPTION
COLONIES	Veloutées, denses, vertes à bleu-vert
CONIDIOPHORES	Ramifiés, en pinceau (penicillés)
PHIALIDES	Cylindriques à ampullacées
CONIDIES	Sphériques/ovoïdes, en chaînes

La morphologie reste un critère fondamental pour l'identification, mais elle est aujourd'hui systématiquement associée à des analyses moléculaires pour une identification fiable (Chen et al., 2020 ; Martins et al., 2023).

1.3.5. Culture des espèces de *Penicillium*

Les isolats de *Penicillium* sont généralement cultivés sur différents milieux nutritifs afin de permettre leur identification phénotypique. Parmi les milieux les plus couramment utilisés figurent le milieu à extrait de malt à 2 % (MEA), le milieu Czapek à extrait de levure (CYA) et le milieu à extrait de levure (YEA). L'incubation est réalisée à 24 °C dans l'obscurité pendant une semaine, afin d'optimiser le développement des structures morphologiques caractéristiques.

Cette culture permet une observation macroscopique des colonies (couleur, texture, vitesse de croissance, pigmentation), mais également une analyse microscopique à l'aide de préparations en culture sur lame sur milieu PDA (potato dextrose agar). Les lames sont montées avec du lactophénol bleu coton ou de l'acide lactique, et observées au microscope optique pour décrire les conidiophores, métules, phialides et conidies.

Ces caractéristiques culturelles et morphologiques sont essentielles pour une première identification des espèces, bien qu'elles soient souvent complétées par des analyses moléculaires pour confirmer le niveau spécifique.(Abastabar et al. 2016)

1.3.6. Maladies post-récolte causées par *Penicillium*

Certaines espèces comme *P. digitatum*, *P. italicum* et *P. expansum* sont des pathogènes majeurs responsables de pertes post-récolte importantes sur les fruits tels que les agrumes et les pommes. Ces champignons infectent les tissus par des blessures, produisent des enzymes (pectinases, cellulases) qui dégradent les parois cellulaires, causant la macération et la décomposition.

Tableau 4 : Espèces de *Penicillium* et leurs effets

Tableau 5 : Espèces de *Penicillium* et leurs effets(Singh et al., 2022).

Espèce	Hôtes cibles	Maladie causée	Toxines produites
P. digitatum	Agrumes	Pourriture verte	-
P. italicum	Agrumes	Pourriture bleue	-
P. expansum	Pommes, poires	Pourriture brune	Patuline

En plus de l'impact économique, certaines souches sont productrices de mycotoxines comme la patuline, posant des risques pour la santé humaine (Louw et al., 2021 ; Singh et al., 2022).

1.3.7. Symptômes des infections à *Penicillium*

Les symptômes varient selon les espèces et les fruits hôtes, mais présentent généralement :

- Des lésions molles, aqueuses
- Un halo brun périphérique
- Une sporulation abondante de couleur verte ou bleue à la surface

Tableau 6 : Symptômes causés par certaines espèces de *Penicillium*(Bencheqroun et al., 2024). Ces signes apparaissent souvent quelques jours après la récolte, en conditions de stockage humides et tièdes (Zhou et al., 2023 ; Bencheqroun et al., 2024).

Espèce	Symptômes typiques
P. *digitatum*	Pourriture verte, tache molle, sporulation verte
P. *expansum*	Lésion brune, macération, patuline

1.3.8. Cycle de développement de *Penicillium*

Le cycle de vie de *Penicillium* est dominé par une reproduction **asexuée** à travers la formation de conidies. Ces spores sont produites en chaînes à l'extrémité des conidiophores spécialisés, permettant une dissémination rapide dans l'air ou sur des substrats riches en nutriments (notamment fruits blessés). En conditions favorables, les conidies germent pour produire un mycélium, assurant la colonisation du substrat.

Certaines espèces présentent une reproduction **sexuée** rare, via la formation d'**ascospores** contenues dans des **cleistothèces**, généralement induites sur des milieux spécifiques comme l'agar à la farine d'avoine enrichi en biotine (Houbraken et al., 2020).

Tableau 7 : Principales étapes du cycle de développement de *Penicillium*(Houbraken et al., 2020)

Étape du cycle	Détail biologique
Conidiogenèse	Production asexuée de conidies
Germination	Développement du mycelium
Sporulation	Formation de conidiophores et chaînes de spores
Phase sexuée (rare)	Formation d'ascospores dans des cleistothèces

Ce cycle permet à *Penicillium* de coloniser rapidement divers substrats et de persister dans l'environnement

1.4. L'origan *Origanum Vulgaire* (Ietswaart ,1980).

1.4.1. Terminologie relative à l'origan

En arabe, l'origan est couramment désigné sous le nom de "Za'tar". Toutefois, cette appellation demeure imprécise, car elle regroupe en réalité plusieurs plantes aromatiques appartenant à la famille des Lamiacées. Le terme "Za'tar" englobe principalement trois genres botaniques : le Thym (*Thymus algeriensis* Desf.), le Saccocalyx (*Saccocalyx satureioides* Dur.) (Quézel et Santa, 1962–1963), ainsi que l'Origan (*Origanum vulgare* sous-espèce *glandulosum* (Desf.) Letswaart) (Letswaart, 1980).

1.4.2. Ecologie de l'origan.

Originaire d'Afrique du Nord, l'origan (*Origanum sp*.) se développe préférentiellement dans les environnements secs et chauds. Il colonise les broussailles, les garrigues, les pâturages, notamment en zones montagneuses (Quézel et Santa, 1962–1963).

Au-delà de son adaptation écologique, l'origan joue un rôle essentiel dans la préservation de l'environnement, en particulier dans les régions vulnérables à la désertification. Sa résistance aux faibles précipitations et sa capacité à maintenir une couverture végétale dense en font un allié important contre les risques d'érosion. Cette végétation peut également être valorisée par les habitants de ces zones, offrant à la fois une ressource naturelle et une protection écologique.

1.4.3. Description botanique

Les plants d'*Origanum* atteignent généralement une hauteur comprise entre 10 et 60 cm. Leurs tiges, souvent velues, présentent des feuilles arrondies, vertes et légèrement dentées. Les parties inférieures des tiges sont le plus souvent ligneuses et persistantes. Chez toutes les espèces, les tiges portent des poils au moins à leur base. Ces poils sont généralement simples, à l'exception de *O. dictamnus*, qui se distingue par la présence de poils ramifiés (Ietswaart, 1980). Les feuilles peuvent être sessiles, subsessiles ou pétiolées, en particulier au niveau des nœuds inférieurs. Le pétiole représente environ un quart à la moitié de la longueur du limbe. Les poils présents sur les feuilles et les tiges sont semblables. Dans certains cas, les feuilles sont presque glabres ; lorsqu'elles le sont, elles apparaissent souvent glauques en raison d'un fin revêtement cireux (KOUACHE, 2019).

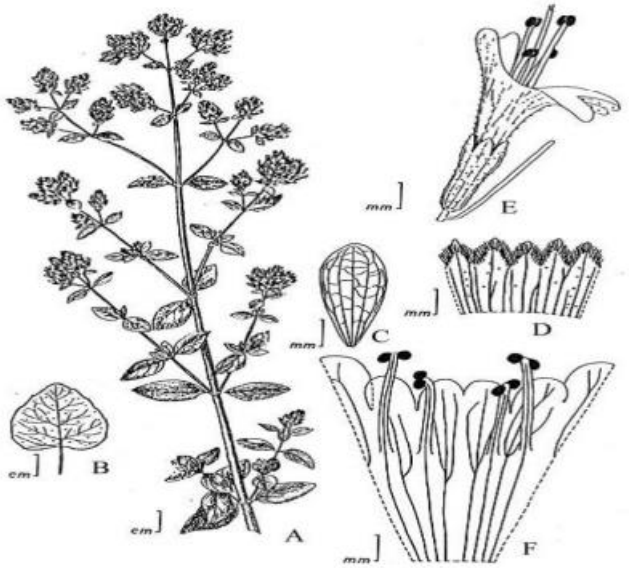


Figure 5 : *Origanum Vulgaire* (Ietswaart ,1980).

A : tige entière B : feuille C : bractée D : calice coupé par la lèvre inférieure E : fleur avec bractée avec vue de côté F : corolle coupée par la lèvre inférieure

Les huiles essentielles de cette plante ont montré une activité inhibitrice significative à l'égard des levures et des moisissures isolées (Belhattab et al., 2004). Par ailleurs, plusieurs recherches ont mis en évidence les propriétés biologiques remarquables des huiles essentielles appartenant aux différentes espèces du genre *Origanum*. Celles-ci se distinguent notamment par leurs activités antibactériennes (Pizzale et al., 2002 ; Sari et al., 2006) et antifongiques (Charai et al., 1996).

1.4.4. Classification (KOUACHE, 2019)

Embranchement : Spermaphytes

Sous-embranchement : Angiospermes

Classe : Dicotylédones

Sous-classe : Gamopétales

Série : Superovariées tétra cycliques

Super ordre : Tubi florales

Ordre : Lamiales

Famille : Lamiaceae

Sous-famille : Népétoïdées

Genre : *Origanum*

Espèce : *Origanum vulgare* (Ietswaart ,1980).

Tableau 8 : Distribution de l'espèce *Origanum vulgare*(LETSWAART, 1980)

N°	Espèces	Distribution de l'espèce
01	- *Origanumvulgare* L. ssp. Vulgare	- L'Europe, Iran, Inde et la Chine.
02	- *Origanumvulgare* L. ssp. Gracile (Koch.) Letswaart	-L'Afghanistan, Iran, Turquie et líancien URSS.
03	- *Origanumvulgare* L. ssp. hirtum (Link.) Letswaart	- Algèrie et la Tunisie.
04	- *Origanumvulgare* L. ssp. viridulum (Martrin-Donos) Nyman	- L'Albanie, Croatie, Grèce et la Turquie
05	- *Origanumvulgare* L. ssp. Virens (Hoffmannsegg et Link.) Letswaart	- L'Afghanistan, Chine, Croatie, France, Grèce, Inde, Italie et le Pakistan
06	- *Origanumvulgare* L. ssp. Virens (Hoffmannsegg et Link.) Letswaart	- Les Açores, îles de Baléares, iles de Canaries, Madère, Maroc, Portugal et l'Espagne.

1.4.5. Principaux constituants des huiles essentielles d'origan

L'origan est largement reconnu dans le domaine des plantes aromatiques et médicinales pour la richesse de ses huiles volatiles, dont la composition a été décrite selon les bases de données NIST (2001) et NCBI (2008). Ces huiles sont particulièrement riches en monoterpènes phénoliques, notamment le carvacrol, considéré comme le composé principal, et occasionnellement le thymol. D'autres constituants sont également présents, bien qu'ils soient généralement en quantités moindres et de moindre importance biologique ou fonctionnelle.

1.5. *Pistacia lentiscus L*

1.5.1. Dénominations vernaculaires et historiques de *Pistacia lentiscus L*

Le lentisque (*Pistacia lentiscus* L.) porte une grande variété de noms, témoignant de sa large répartition géographique et de son importance culturelle. Selon les régions, il est connu sous les appellations de térébinthe oriental, térébinthe de mastic, Addarou ou Elgathoum. En langue amazighe, plusieurs termes sont utilisés : Tadist, Imtek, Meski et Itk. Dans les textes anciens, Ibn El-Baitar, dans son ouvrage *Traité des simples*, et Ibn Sina, désignent cette

plante sous le nom d'Addarou, tandis que Diskordos la mentionne sous le nom de Skhinos. L'usage populaire différencie parfois les parties de la plante : le terme Addarou est ainsi réservé aux fruits verts, tandis que les feuilles sont appelées khamkham. Dans les régions rurales autour d'El Kala et en Tunisie, le fruit du lentisque est communément nommé Gathoum. Dans les pays du Cham et en Turquie, le fruit à teinte rose clair est souvent appelé pistache, alors qu'au Yémen, le lentisque est connu sous le nom d'Elkhamkham. Enfin, en Grèce et en Égypte, il est généralement désigné sous le nom de mastic. Sehaki, C. (2022).

1.5.2. Répartition et exigences écologiques de *Pistacia lentiscus L.*

En Algérie, le genre *Pistacia* comprend quatre espèces : *Pistacia lentiscus*, *Pistacia terebinthus*, *Pistacia vera* et *Pistacia atlantica* (Quézel et Santa, 1962, cité par Belhachat et al., 2019). Parmi elles, *Pistacia lentiscus L.* est une espèce dominante des formations végétales méditerranéennes, en particulier dans les maquis et les garrigues Elle se rencontre sur une large gamme altitudinale, allant du niveau de la mer jusqu'à 1200 mètres (Dogan et al., 2003). Cette plante montre une grande plasticité écologique, pouvant se développer sur différents types de sols, notamment sablo-argilo-limoneux, argilo-limoneux, sableux et argileux (Dogan et al., 2003).

1.5.3. Morphologie de *Lentisque pistachier* (Morphologie, Florale, Feuilles, Graines (fruits)

Le lentisque (*Pistacia lentiscus* L.) est une espèce dioïque, à l'instar des autres pistachiers, présentant des fleurs rougeâtres regroupées en grappes situées à l'aisselle des feuilles. Celles-ci, qu'elles soient mâles ou femelles, sont apétales, quinquennales avec des étamines insérées à la base du périanthe, et possèdent trois stomates. Chez certains individus monoïques, les fleurs mâles et femelles peuvent être portées par des rameaux distincts. La floraison s'étend généralement de mars à mai (Lemaistre, 1959).



Figure 6 : Fleurs mâles typiques (image de droite) et fleurs femelles (image de gauche). Sehaki, C. (2022).

Les feuilles, caduques et imparipennées, se caractérisent par la présence de trois à quatre sépales, d'un ovaire surmonté d'un style court à trois stigmates, et par leur forme elliptique, lisse et d'un vert brillant (Onay et al., 2000). Les fruits, quant à eux, sont des drupes sphériques d'environ cinq millimètres de diamètre, contenant un noyau unique entouré d'une pulpe parfumée et agréable au goût. Ils changent de couleur selon leur stade de maturité : verts au départ, puis rouges à mi-maturité, et deviennent noirâtres à pleine maturité (Ait Youssef, 2006).



Figure 7 : Fruits rouges sur les lentisques femelles de *Pistacia*. Les fruits deviennent noirs à maturité en automne Sehaki, C. (2022).

1.5.4. Classification de Pistacia Lentiscus (Cragg et al., 1997)

Règne : Plantae

Embranchement: Spermaphytes

Sous embranchement: Angiospermes

Classe: Dicotylédone

Sous classe: Dialypétales

Série:D'aciformes

Ordre: Sapindale

Famille: Anacardiacées

Genre:*Pistacia*

Espèce :*Lentiscus*

1.5.4. Activité Biologique de *Pistacia lentiscus*

Tableau 9 : Activité biologique de *Pistacia lentiscus*(Souki & Brahimi, 2023).

Activités biologiques	Plantes	Extraits/ composés	Parties	Références
Antioxydant	*P.lentiscus*	Acide gallique et 1,2,3,4,6-pentagalloylglucose	fruits	Addelwahed et *al.*, 2007
	P.lentiscus	Triterpènes	résine	Assimopoulou et *al.*, 2005
	P. atlantica, P. lentiscus	Extrait éthanolique	feuilles	Benhammou et *al.*, 2008
	P.lentiscus	Extraits phénoliques	feuilles	Atmani et *al.*, 2009
	P.lentiscus	Acide Di gallique	fruits	Bhouri et *al.*, 2010
Anti-microbienne	*P.lentiscus*	-	Résine	Aksoy et *al.*, 2006
	P. atlantica ,P. lentiscus	Extrait éthanolique	feuilles	Benhammou et *al.*, 2008
	P.lentiscus, P.vera, P. terebinthus	Ether alcochol, éther de pétrole, éthyle acétate, chloroforme	feuilles	Kordali et *al.*, 2003
	P.lentiscus, P.vera, P. terebinthus	huiles essentielles	feuilles et résine	Duru et *al.*, 2003
Anti Apoptotique	*P.lentiscus*	polaires	résine	Dedoussis et *al.*, 2004
Anti mutagénèses Et anti cancéreuse	*P.lentiscus*	Acide gallique et 1,2,3,4,6-pentagalloylglucose	fruits	Addelwahed et *al.*, 2007
Anti-cancéreuse	*P.lentiscus*	Extrait éthanolique	résine	Balan et *al.*, 2007
Anti-génotoxique	*P.lentiscus*	Acide Digallique	fruits	Bhouri et *al.*, 2010
Anti-hémolytique	*P.lentiscus*	Extraits phénoliques	feuilles	Djeridane et *al.*, 2007
Hépatoprotective	*P.lentiscus*	-	feuilles	Janakat et Al-Merie, 2002
	P.lentiscus	Extraits aqueux	feuilles	Ljubuncic et *al.*, 2005
	P.lentiscus	résine		Triantafyllou et *al.*, 2007

1.6. Notions générales sur les huiles essentielles

Selon la norme AFNOR (2000 ; 2010), les huiles essentielles sont des produits extraits de matières premières végétales, obtenus après séparation de la phase aqueuse par des procédés exclusivement physiques. Ces procédés comprennent:

- L'entraînement à la vapeur d'eau,
- L'extraction mécanique de l'épicarpe des plantes contenant des citrals,
- Ou encore la distillation sèche.

D'après Sebai et al. (2012) et Toumi (2009), les huiles essentielles sont présentes dans plus de 2 000 espèces végétales réparties au sein de 60 familles botaniques, parmi lesquelles les plus représentées sont les Lauracées, Lamiacées, Rosacées, Apiacées, Rutacées, Cupressacées, Papavéracées et Pinacées.

1.6.1. Propriétés physiques et chimiques des huiles essentielles

1.6.1.1. Propriétés physiques

Bien que le terme « huile » puisse prêter à confusion, les huiles essentielles ne sont pas des corps gras, mais des substances volatiles. Leur volatilité augmente avec la température (Nedjai et al., 2017). Elles possèdent une consistance huileuse sans être grasses et sont liquides à température ambiante (Pierron, 2014). Très solubles dans les huiles végétales, qui constituent leurs meilleurs solvants, elles se dissolvent également dans l'alcool à fort degré, les graisses, l'éther ainsi que dans la plupart des solvants organiques. Leur densité, généralement inférieure à celle de l'eau, s'explique par leur richesse en monoterpènes (Nedjai et al., 2017). La couleur des huiles essentielles varie selon l'espèce végétale dont elles sont issues : elles peuvent être incolores, jaunâtres, voire aller du jaune-vert au brun-rouge. Elles sont également très odorantes (Chabert, 2013 ; Couderc, 2011) et présentent un indice de réfraction élevé (Benkeblia, 2004).

1.6.1.2. La composition chimique des huiles essentielles

Les huiles essentielles sont principalement composées de deux groupes de substances odorantes, dont la nature dépend de la voie métabolique utilisée. On distingue ainsi, d'une part, les terpènes notamment les monoterpènes et les sesquiterpènes qui dominent dans la majorité des essences, et d'autre part, les composés aromatiques dérivés du phénylpropane (El Haib, 2012).

a) Les monoterpènes

Les monoterpènes représentent la forme la plus simple des terpènes. Ils sont majoritairement présents dans les huiles essentielles, où ils constituent environ 90 % de leur composition.

Formés de deux unités d'isoprène (C_5H_8) liées selon un agencement de type « tête-queue », les monoterpènes peuvent se présenter sous forme acyclique, monocyclique ou bicyclique. De nombreux composés naturels dotés de fonctions chimiques spécifiques sont également rattachés à cette catégorie (El Haib, 2012).

b) Les sesquiterpènes

Les sesquiterpènes, constitués de trois unités d'isoprène ($C_{15}H_{24}$), sont des hydrocarbures complexes largement présents dans de nombreuses huiles essentielles. Ils représentent la classe la plus riche et variée des terpènes, avec une grande diversité de structures : acycliques, monocycliques, bicycliques, tricycliques, voire polycycliques. On les retrouve à l'état brut ou sous des formes oxygénées telles que les alcools, cétones, aldéhydes, acides et lactones (El Haib, 2012).

Ces composés rares confèrent aux huiles essentielles des propriétés thérapeutiques remarquables, notamment dans le traitement des affections allergiques et inflammatoires : éruptions et irritations cutanées, crises d'asthme, artérites, entre autres. Les sesquiterpènes se distinguent par leur innocuité : à des doses physiologiques, ils ne présentent pratiquement aucune toxicité. Leur application cutanée est bien tolérée, sans provoquer d'irritation — au contraire, ils sont reconnus pour leur action apaisante (Pierron, 2014)

c) Les composés aromatiques

Parmi les composés volatils fréquemment rencontrés dans les huiles essentielles, les dérivés aromatiques du phénylpropane occupent une place importante. Cette classe regroupe plusieurs molécules odorantes bien connues telles que la vanilline, l'eugénol, l'anéthole, l'estragole, entre autres. Ces composés sont particulièrement abondants dans les huiles essentielles issues des Apiaceae, notamment le persil, l'anis et le fenouil, et sont caractéristiques de plantes comme le clou de girofle, la vanille, la cannelle, le basilic ou encore l'estragon (El Haib, 2012).

Procédure générale d'extraction des huiles essentielles par hydrodistillation

L'hydrodistillation est une méthode classique largement utilisée pour l'extraction des huiles essentielles à partir de matières végétales. Elle repose sur le principe de la co-distillation à la vapeur d'eau. Le procédé comprend généralement les étapes suivantes (Arafa (2019)) :

1. **Préparation de l'échantillon**
   Une certaine quantité de matière végétale fraîche ou sèche (généralement entre 100 et 200 grammes) est introduite dans un ballon contenant un volume d'eau distillée, souvent autour d'un litre. L'objectif est d'immerger suffisamment le végétal pour permettre une libération optimale des composés volatils.
2. **Montage du dispositif**
   Le ballon est ensuite raccordé à un appareil de type Clevenger, muni d'un réfrigérant à circulation d'eau froide. Ce système permet la condensation des vapeurs émises durant l'ébullition.
3. **Extraction par ébullition**
   Le mélange est chauffé à ébullition douce (aux alentours de 100°C) pendant une durée de 2 à 3 heures. La vapeur d'eau générée entraîne les constituants volatils de la plante (molécules aromatiques et autres composés actifs).
4. **Condensation des vapeurs**
   Les vapeurs d'eau et d'huile essentielle sont refroidies dans le réfrigérant, puis se liquéfient. Elles s'écoulent dans la colonne de séparation de l'appareil.
5. **Décantation et récupération de l'huile**
   Les liquides condensés (hydrolat et huile essentielle) se séparent naturellement dans la colonne graduée du Clevenger, en raison de leur différence de densité et de leur non-miscibilité. L'huile essentielle, généralement moins dense, forme la phase supérieure, tandis que l'hydrolat constitue la phase inférieure. L'huile est ensuite récupérée avec précaution à l'aide d'une pipette ou d'une seringue.

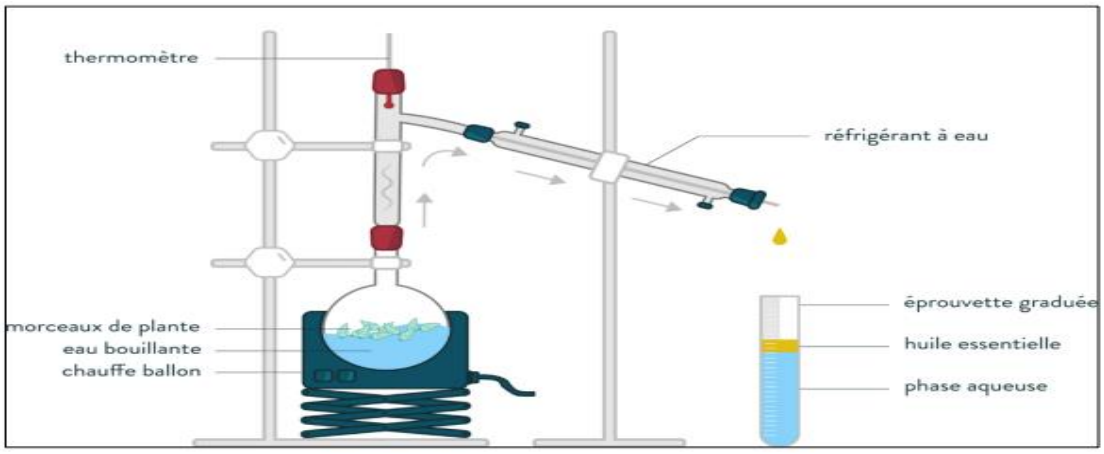


Figure N°8 : Schéma simplifié de l'appareil de Clevenger pour l'hydrodistillation

1.7. Méthodes de lutte contre les maladies fungiques :

1.7.1. Méthodes prophylactiques et pratiques culturales préventives

L'objectif fondamental de cette méthode consiste à **éliminer ou à réduire la quantité d'inoculum primaire** du pathogène, afin de limiter les risques d'infection. Cela peut être réalisé à travers diverses pratiques culturales préventives, telles que : l'élimination des débris végétaux ou des parties de plantes infectées susceptibles d'abriter l'agent pathogène, la destruction des plantes spontanées ou des hôtes alternatifs, l'utilisation d'**outils et contenants désinfectés**, l'optimisation du **drainage** et de **l'irrigation**, l'aération adéquate

des cultures, ou encore la **rotation culturale** entre espèces sensibles et espèces résistantes. L'usage de **semences et plants sains**, la **solarisation** du sol, ainsi que le **remplacement des couches superficielles du sol** cultivé (sur 30 à 60 cm de profondeur) par un sol non contaminé font également partie des mesures efficaces de prévention (Agrios, 2005 ; Al-Sadi, 2016).

Selon Anselm et Ventur (1969), une des premières stratégies préventives pour limiter l'inoculum primaire consiste à utiliser des semences exemptes de maladies, issues de parcelles non contaminées ou ayant subi une désinfection méticuleuse.

Le **labour profond** joue un rôle important dans la **réduction de l'inoculum présent dans le sol**. Par ailleurs, la mise en œuvre de **rotations culturales appropriées**, en particulier avec des cultures céréalières, constitue une méthode efficace pour perturber le cycle du pathogène et contribuer à la destruction de l'inoculum primaire (Kaiser, 1981). Cette technique permet de **réduire la pression infectieuse** en écartant les micro-organismes de leur hôte spécifique. Toutefois, lorsqu'elle est utilisée seule, cette stratégie se révèle **peu efficace contre *Fusarium oxysporum***, car ce champignon peut subsister même en l'absence de son hôte. Il est en effet capable de **survivre sous forme saprophytique**, notamment dans les résidus végétaux ou dans la rhizosphère de plantes non hôtes (Booth, 1971 ; Donald, 1985).

Un **apport équilibré en éléments fertilisants** permet de renforcer la vigueur des plantes, leur conférant ainsi une meilleure capacité à résister aux maladies (Bailey et al., 2001). Par ailleurs, une **bonne fertilité du sol** joue un rôle déterminant dans la gestion des pathogènes : l'utilisation d'**engrais verts** a notamment été rapportée comme efficace pour **réduire les pertes liées à la pourriture des racines causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *pisi* (FOP)**, notamment dans les sols lourds (Donald, 1985).
En complément, des **sols frais** sont peu favorables au développement du FOP, et un **semis précoce** contribue à limiter la sévérité de l'infection (OEPP/EPPO, 1994).

1.7.2. Méthodes chimiques

Pour de nombreuses maladies cryptogamiques, l'usage de fongicides chimiques représente la méthode de lutte la plus efficace, voire parfois la seule option disponible (Agrios, 2005). Cette approche repose sur l'application de substances de synthèse destinées à combattre les champignons pathogènes affectant les plantes. Un fongicide, par définition, est un agent

chimique capable de détruire ou de freiner la croissance des champignons. Il peut être utilisé à des fins curatives, en étant appliqué sur la plante, sur l'une de ses parties ou dans son environnement, afin d'éliminer les champignons déjà établis. Il peut également être employé de manière préventive pour protéger la plante contre une éventuelle infection fongique (Horst, 2013).

Les fongicides chimiques peuvent être appliqués selon différentes méthodes, telles que la pulvérisation sur les parties aériennes de la plante (traitement foliaire), le badigeonnage des plaies d'effeuillage avec des poudres fongicides, ou encore l'enrobage des graines et semences afin de les protéger contre les maladies transmises par celles-ci, comme la fonte des semis (Agrios, 2005). Il est également important de noter que certains agriculteurs optent pour l'incorporation de fongicides dans l'eau d'irrigation (goutte-à-goutte ou aspersion) dans le but de réduire les coûts et de gagner du temps.

Les premiers fongicides chimiques développés pour lutter contre les maladies cryptogamiques étaient des composés inorganiques à base de cuivre et de soufre, utilisés principalement à des fins préventives en tant que fongicides de protection (Horst, 2013). Ces produits, qualifiés de fongicides non systémiques, restent en surface des feuilles sans pénétrer dans les tissus végétaux, d'où la nécessité d'une couverture végétale homogène pour garantir leur efficacité. Par la suite, d'autres familles de fongicides ont été mises au point, notamment les dithiocarbamates, reconnus pour leur mode d'action à sites multiples (Finch et al., 2014). Ces derniers interfèrent avec plusieurs processus vitaux chez le pathogène, tels que la respiration cellulaire et la production d'énergie (Blancard et al., 2009).

Les fongicides à base de soufre et de chaux sont principalement utilisés comme agents curatifs, agissant en tant qu'agents d'éradication des champignons déjà installés. En revanche, les fongicides contenant du chlorure de mercure sont employés comme désinfectants. Par ailleurs, certaines substances telles que le formol et le bisulfure de carbone sont utilisées en fumigation pour assainir les sols ou les structures agricoles (Horst, 2013).

Développés depuis les années 1960, les fongicides systémiques sont aujourd'hui parmi les plus largement utilisés. Contrairement aux fongicides non systémiques, ils ont la capacité de se déplacer à l'intérieur de la plante, principalement à travers le xylème en suivant le flux de sève, jusqu'au site d'infection. Leur mode d'action cible généralement une seule voie biochimique chez l'agent pathogène, ce qui leur confère le statut de fongicides « spécifiques au site », par opposition aux fongicides à action multisites. De plus, plusieurs de ces

fongicides peuvent être appliqués durant la phase de latence du pathogène, c'est-à-dire juste après l'infection initiale mais avant l'apparition visible des symptômes (Finch et al., 2014).

1.7.3. Méthode biologique

Les méthodes conventionnelles de lutte contre les maladies et ravageurs des plantes reposent largement sur l'usage de produits chimiques tels que les pesticides, insecticides, fongicides et herbicides. Bien qu'efficaces contre les agents pathogènes, ces substances présentent des effets nocifs sur la santé humaine (troubles dermatologiques, neurologiques, respiratoires, etc.) et peuvent entraîner des cas graves d'intoxication, voire la mort en cas d'exposition excessive. Par ailleurs, leur utilisation contribue à la pollution environnementale et à la bioaccumulation dans la chaîne alimentaire (Walia et al., 2021).

Outre leurs effets nocifs sur la santé et l'environnement, les produits phytosanitaires chimiques posent un autre problème majeur : l'émergence de souches pathogènes résistantes (Walia et al., 2021). Ces limites incitent les agronomes à rechercher des alternatives plus durables à ces intrants chimiques (Walia et al., 2021).

La lutte biologique consiste à utiliser des ennemis naturels tels que les parasitoïdes, prédateurs, pathogènes, antagonistes ou compétiteurs pour réduire les populations de ravageurs à un niveau non nuisible. Elle peut cibler divers organismes : insectes, acariens, mauvaises herbes, vertébrés ou pathogènes des plantes (Van Driesche et Bellows, 1996). En phytopathologie, le terme « lutte biologique » ou « bio-contrôle » fait référence à l'emploi d'antagonistes microbiens pour la gestion des maladies des plantes (Pal et Gardener, 2006). Il s'agit d'organismes capables d'inhiber ou de stopper la croissance de parasites ou de pathogènes, appelés agents de lutte biologique. Par ailleurs, cette approche inclut également l'utilisation de produits naturels, obtenus par extraction ou fermentation à partir de diverses sources biologiques.D'après Narayanasamy (2013), les agents de lutte biologique se classent en deux grandes catégories : les agents **biotiques** et les agents **abiotiques**.

a) **Les agents biotiques** incluent des champignons microscopiques, des bactéries, des virus (ou bactériophages), ainsi que certains insectes. Ces organismes exercent un effet inhibiteur sur les agents pathogènes ou ravageurs grâce à divers mécanismes d'action (Narayanasamy, 2013).
b) **Les agents abiotiques**, quant à eux, proviennent de sources organiques — comme les extraits de plantes, les métabolites secondaires ou les huiles essentielles — ou de

sources inorganiques, notamment les sels de phosphate et de silicium (Narayanasamy, 2013).

Parmi les agents de lutte biologique, les **biofongicides** représentent un cas particulier. Ils sont spécifiquement utilisés pour cibler un ou plusieurs champignons phytopathogènes. Il peut s'agir de champignons (comme les levures et les moisissures), de bactéries, d'actinomycètes, de virus (ou phages), ou encore de leurs dérivés. Les biofongicides se présentent sous forme de formulations simples à base d'un seul antagoniste, ou de mélanges complexes combinant plusieurs agents pour agir par divers mécanismes sur le pathogène visé (Rettinassababady et Jeyalakshmi, 2014).

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

2.1. Matériels biologiques

2.1.1. Les Souches fongiques

Les souches fongiques phytopathogènes utilisées dans le test antifongique, ont été fournies par Mme CHAOUATI Karima (UNIVERSITE YAHIA FARES DE MEDEA), et sont en l'occurrence : *Fusarium* sp. Isolé d'une plante de blé.et *Penicillium* sp Il a été isolé à partir de fruits d'agrumes infectés, Les souches ont été réactivées sur gélose à 25°C pendant cinq à sept jours.

2.1.2. Les plantes

Les deux plantes utilisées dans cette étude sont ***Origanum vulgare***(origan) et le ***Pistacia lentiscus*** (lentisque). Les huiles essentielles ont été extraites à partir des parties aériennes de chaque plante par **hydrodistillation**, une méthode couramment utilisée pour l'obtention de composés volatils. Ces huiles ont ensuite été utilisées pour tester leur effet antifongique contre les champignons phytopathogènes ciblés.

2.2. Matériels de laboratoire

Le principal matériel de laboratoire utilisé dans cette étude est illustré dans le tableau n°10

Tableau N° 10 : Matériels de laboratoire

Catégorie	Éléments
Substances chimiques / Réactifs et additifs	- Agar-agar - Dextrose - Eau distillée - Huile d'origan - Huile de lentisque
Verrerie	- Bécher - Erlenmeyer - Boîte de Petri - Flacons - Pipette graduée 20 ml - Pipettes Pasteur en verre -Entonoir en verre -Ampoule adecompte avec robinet
Mesure et pesée	- Balance analytique -règle -Eprovettegraduee
Chauffage	- Bec bunsen *-Étuves*

	-Plaque chauffante
Stérilisation et sécurité	- Hotte - Papier aluminium - Parafilm -Autoclaves
Mélange et manipulation	- Barreau magnétique et Baguette (tige) - Spatule - Seringue -Agitateur magnatique

2.3. Préparation de l'inoculum fongique

2.3.1. Isolement et purification des souches fongiques

L'isolement de l'agent phytopathogène *Fusarium* spp. a été réalisé à partir de divers aliments infectés, de blé et partir de fruits d'agrumes infectés selon Mme CHAOUATI Karima

De petits fragments des organes endommagés ont été désinfectés en surface à l'aide d'une pince, puis immergés dans de l'éthanol absolu pendant cinq minutes. Ces fragments ont ensuite été soigneusement rincés avec de l'eau distillée stérile afin d'éliminer les contaminants atmosphériques (Benhamou et al., 1997). Après séchage, les échantillons ont été transférés de manière aseptique dans des boîtes de Pétri stériles contenant un milieu PDA (Potato Dextrose Agar), puis incubés à 28 °C pendant six jours jusqu'à l'obtention d'une sporulation complète.

2.3.2. Purification et conservation des isolats fongiques

Les colonies fongiques obtenues ont été purifiées par des repiquages successifs sur milieu PDA, afin d'isoler des souches pures. Pour la conservation, les souches purifiées ont été transférées dans des boîtes de Pétri contenant le même milieu. Après une incubation de sept jours à 28 °C, les cultures ont été stockées à une température de 4 °C, conformément à la méthode décrite par Botton et *al*. (1990).

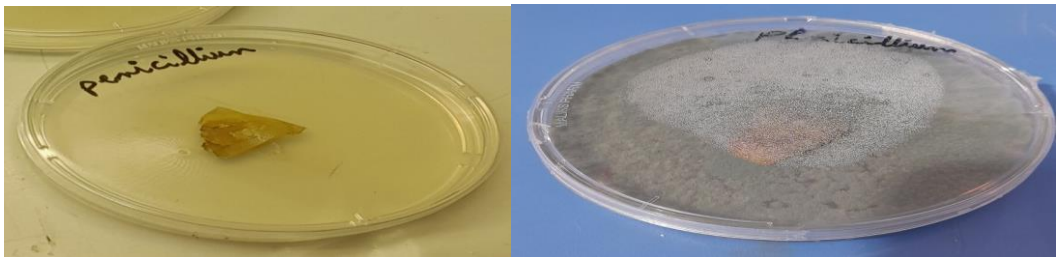


Figure 9 : Développement des colonies de *Penicillium sp* sur le milieu de culture PDA après 5 jours d'incubation à 25°C (Originale)

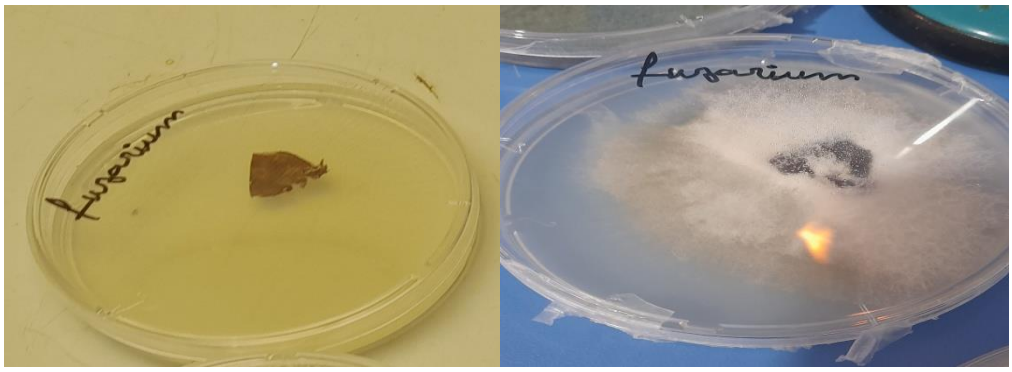


Figure 10 : Développement des colonies de *Fusariumsp* sur le milieu de culture PDA après 5 jours d'incubation à 25°C(Originale)

2.4. Préparation du Milieux de culture

La gélose dextrose-pomme de terre est un milieu de croissance microbien fréquemmentutilisé pour la culture des moisissures, levures et autres champignons. Elle est composée d'infusion de pomme de terre et de dextrose (ou glucose). L'infusion de pomme de terre et le dextrose, source de glucides, favorisent la croissance abondante des champignons et des bactéries et favorisent la sporulation des moisissures et la production de pigments chez certains dermatophytes. Cependant, le milieu peut être complété par des agents sélectifs ou des antibiotiques pour inhiber la croissance des bactéries susceptibles de freiner les levures et les moisissures. L'agar agit comme un agent solidifiant.

La préparation du milieu avec les matières premières mentionnées ci-dessus est assez fastidieuse. C'est pourquoi, ces derniers temps, la forme infusée de pommes de terre est remplacée par de la fécule de pomme de terre ou de l'extrait de pomme de terre en poudre disponibles dans le commerce.

Composition pour milieux PDA avec infusion de pomme de terre

Ingrédients pour 1 000 ml

Pommes de terre (infusion) : 200 g

Dextrose : 20 g

Agar-agar : 15 g

Eau distillée (jusqu’à 1 000 ml)

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

Pour préparer l'infusion de pommes de terre, faire bouillir 200 g de pommes de terre pelées et coupées dans une 1 litre d'eau distillée pendant 30 minutes.





(A) (B)

Figure 11 : pommes de terre pelées et pesées(A)bouillies dans de l'eau distillée(B)(Originale)

Filtrer à travers une étamine en conservant l'effluent, qui est l'infusion de pommes de terre (ou utiliser la forme déshydratée du commerce).

Mélanger avec du dextrose, de l'agar-agar et de l'eau et faire bouillir jusqu'à dissolution.

Le milieu de culture est placé par la suite dans des flacons,Autoclaver 20 minutes à 121 °C.





(A) (B)

Figure 12 : milieu de culture est placé dans des flacons(A)et Placé dansAutoclave pour la stérilisation (B)(Originale)

Répartir des portions de 20 à 25 ml dans des boîtes de Petri stériles de 15 × 100 mm.(microbiologyinfo)

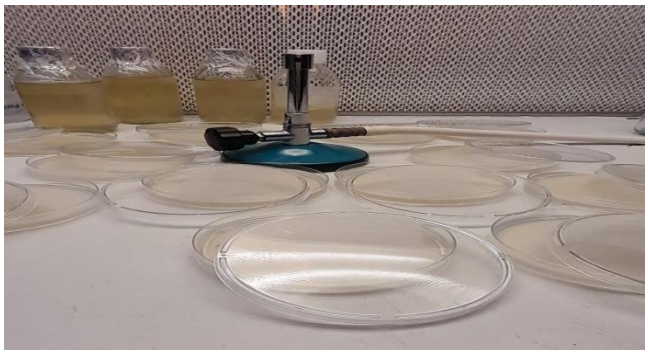
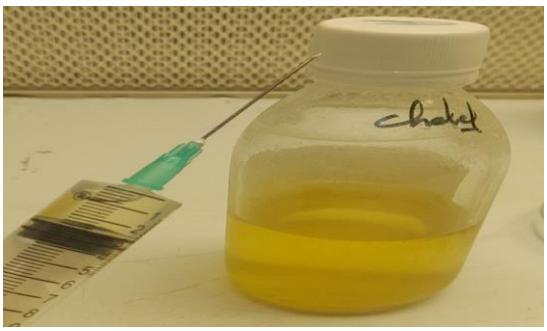


Figure 13 : Versement et solidification du milieu dans les boîtes de Petri(Originale)

2.7.1. Préparation du milieu et ensemencement fongique :

Afin d'évaluer l'effet antifongique des huiles essentielles *d'Origanum vulgare* et de Pistacialentiscus, différentes concentrations ont été incorporées dans le milieu de culture PDA. Le protocole suivant décrit les étapes de préparation des milieux, d'ensemencement fongique et des conditions de mise en culture.

Toutes les manipulations ont été réalisées à l'intérieur d'une hotte à flux laminaire afin de limiter les risques de contamination.Nous avons d'abord rempli des flacons de culture avec 90 mL de milieu PDA (Potato Dextrose Agar), puis ils ont été stérilisés à l'autoclave pendant 20 minutes(120°C). Une fois légèrement refroidis, nous avons ajouté la première dose d'huile essentielle d'Origanumvulgare , correspondant à 5 mL, directement dans les flacons. Le mélange a été homogénéisé en agitant doucement, puis 15 mL de ce milieu ont été versés dans des boîtes de Pétri stériles



(A)

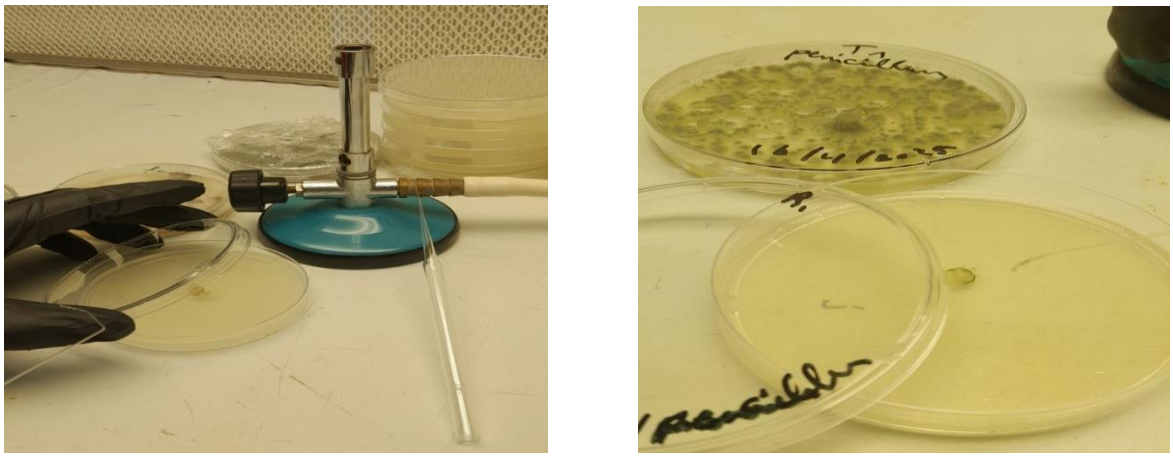


(B)

Figure 14 : Mélange du milieu de culture avec l'huile essentielle (A)et comparaison avec le témoin(B)(Originale)

Chapitre 02 : Matériels et méthodes

À partir d'une culture pure du champignon, nous avons prélevé un disque mycélien à l'aide d'une pipette Pasteur stérilisée à la flamme d'un bec Bunsen, puis ce disque a été placé au centre de chaque boîte



(A) (B)

Figure 15 : Mise en place du disque fongique sur le milieu de culture (A) et(B)

Les boîtes ont ensuite été fermées à l'aide de parafilm pour éviter toute contamination. Les mêmes étapes ont été répétées avec les autres doses d'huile essentielle (5ml, 2,5 mL et 1,25 mL), ainsi qu'avec les mêmes concentrations de l'huile essentielle de lentisque (Pistacialentiscus), afin de comparer l'effet de chaque traitement sur la croissance fongique.Pour chaque concentration testée, **trois répétitions** ont été réalisées afin d'assurer la fiabilité des résultats. Un témoin (contrôle) a également été préparé en utilisant uniquement le milieu PDA et un disque mycélien, sans ajout d'huile essentielle.

Enfin, toutes les boîtes ont été placées en étuve pour incubation, et les résultats ont été observés aux jours 3, 5 et 7 afin de suivre l'évolution de la croissance fongique.

Chapitre 03 : Résultats et discussions

Chapitre 03 : Résultats et discussions

3.1. Résultats:

Dans cette étude, nous avons évalué l'activité antifongique de deux huiles essentielles, celles d'*Origanum vulgare* et de *Pistacia lentiscus,* sur deux genres fongiques pathogènes : *Fusarium spp.*et*Penicillium spp.*.

Les résultats obtenus à travers des tests de croissance mycélienne et des mesures de zones d'inhibition, permettant d'apprécier l'effet de chaque huile selon la dose et la durée d'incubation.

3.1.1. Effet *d'Origanum vulgare* sur *Fusarium spp.*

D'après le tableau n°11 l'évaluation de l'huile essentielle d'*Origanum vulgare* contre *Fusarium* spp. a révélé une inhibition complète de la croissance fongique pour l'ensemble des concentrations testées. À travers les différentes doses appliquées – 1.25, 2.5 et 5 mL – aucune progression du mycélium n'a été enregistrée, et ce durant toute la période d'incubation. En effet, les moyennes de croissance étaient nulles (0.00 cm) pour toutes les concentrations aux trois temps d'observation (Jour 3, Jour 5 et Jour 7), traduisant un effet fongistatique ou fongicide particulièrement marqué. En revanche, dans la condition témoin, où aucun traitement n'a été administré, le champignon a démontré une croissance régulière, atteignant 3.73 cm au jour 3, 6.22 cm au jour 5 et 8.08 cm au jour 7. Cette différence marquée entre les lots traités et le témoin souligne l'efficacité remarquable de cette huile, même à la plus faible dose appliquée, traduisant une puissance antifongique élevée vis-à-vis de *Fusarium*spp (fig16)(tableau N12) .

Tableau 11 : Évolution de la croissance de *Fusariumspp*. Sous l'effet de l'huile essentielle *d'Origanumvulgare*

	*Fusarium*spp											
Origanum vulgare	DOSE1=5mL			DOSE2=2.5mL			DOSE3=1.25mL			T		
Répétition	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
Jour 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3,65	3,55	4
Jour 5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	6,1	6,55
Jour 7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7,65	8,1	8,5

R= Moyenne de chaque Répétition

Croissance moyenne (cm) = (Mesure 1 + Mesure 2 + Mesure 3 + ...) ÷ nombre de répétitions

Chapitre 03 : Résultats et discussions

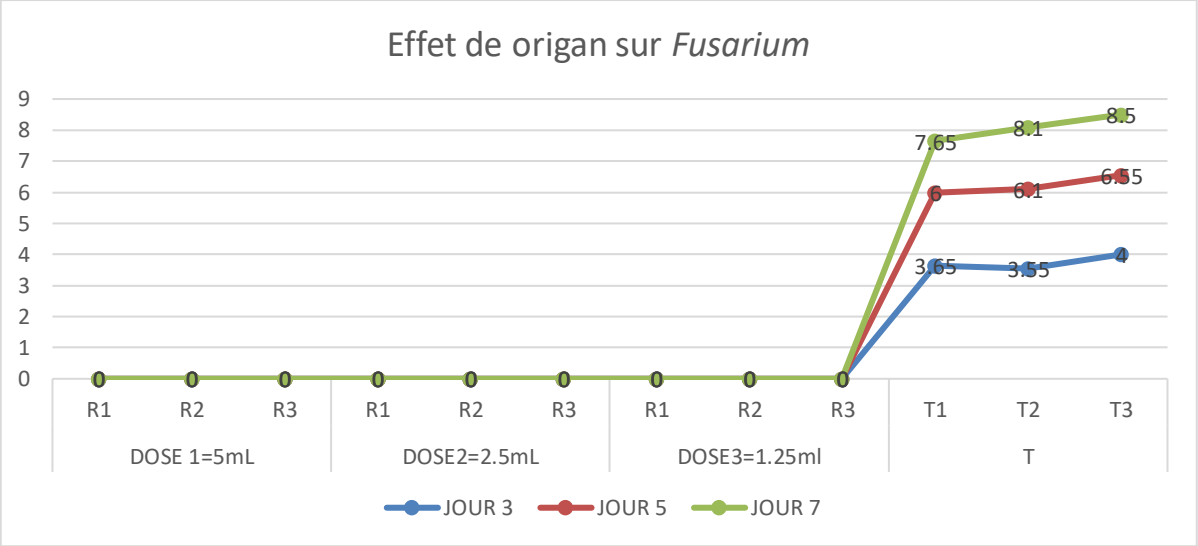
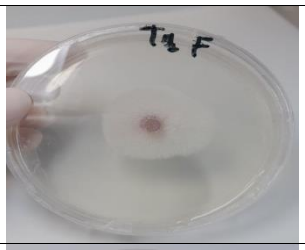
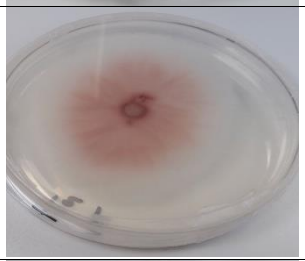
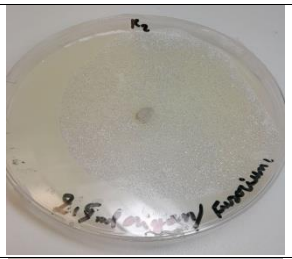
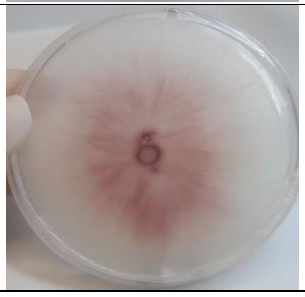
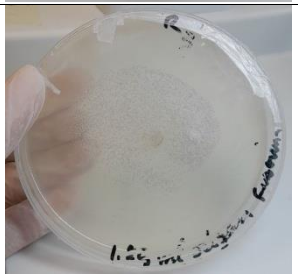
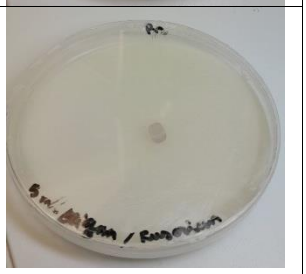


Figure 16 : Effet de *l'origan* sur *Fusariumspp*

Tableau 12 : Comparaison de la croissance de *Fusariumspp*. En présence de différentes concentrations *d'origan* (témoin vs traitements)

	***Fusariumspp*.**			
Les dose **d'origan**	Témoin	1,25 mL	2,5 mL	5 mL
JOUR 3				
JOUR5				
JOUR 7				

3.1.2. Effet d' *Origanumvulgare* sur*Penicilliumspp*.

L'évaluation de l'huile essentielle d'*Origanumvulgare* contre *Penicillium spp.* A révélé une inhibition complète de la croissance fongique pour l'ensemble des concentrations testées (tableau n°13).

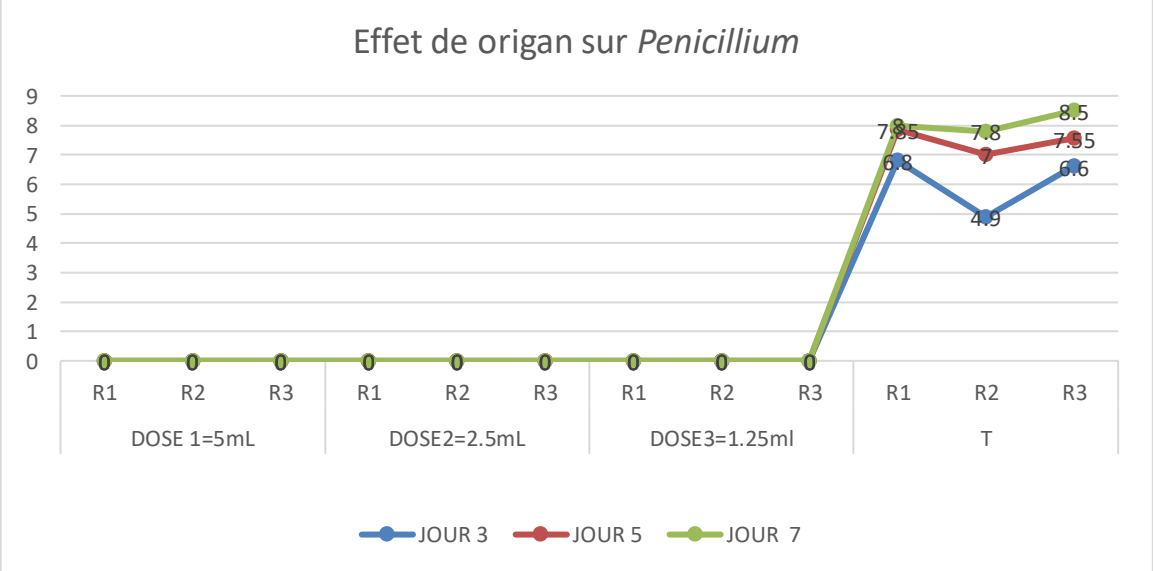
À travers les différentes doses appliquées – 1.25, 2.5 et 5 ml – aucune progression du mycélium n'a été observée durant toute la période d'incubation. En effet, les moyennes de croissance étaient nulles (0.00 cm) pour toutes les concentrations aux trois temps d'observation : jour 3, jour 5 et jour 7. (Tableau 13)

En revanche, le témoin, non traité, a montré une croissance régulière, atteignant 6.1 cm au jour 3, 7.47 cm au jour 5 et 8.1 cm au jour 7.(fig 17)

Cette différence marquée entre les milieux traités et le témoin témoigne de l'efficacité remarquable de cette huile, même à la plus faible dose appliquée.(Tableau 14)

Tableau 13 : Effet de l'huile essentielle *d'Origanum vulgare* sur la croissance de *Penicillium spp*

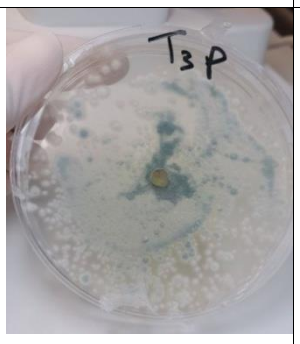
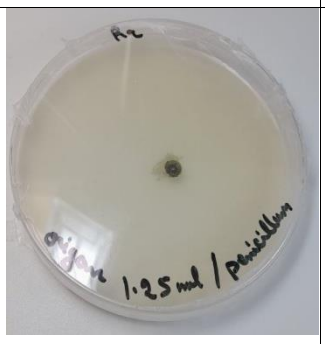
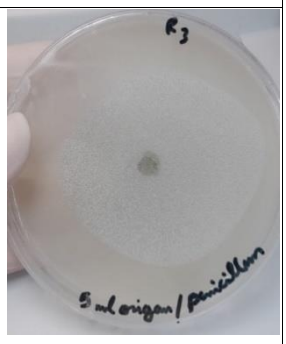
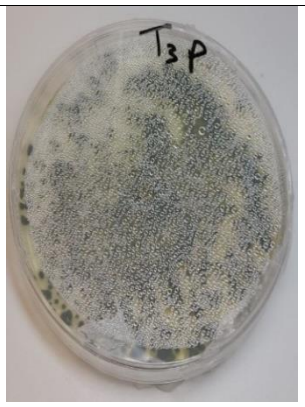
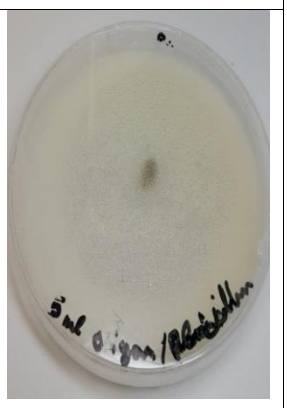
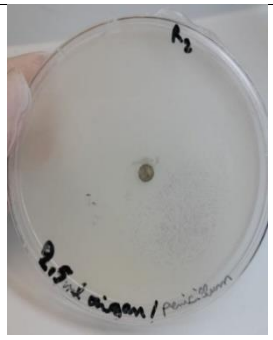
	PENICILLIUM spp											
Origanum vulgare	DOSE 1=5mL			DOSE2=2.5mL			DOSE3=1.25ml			T		
Répétitions	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
JOUR 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6,8	4,9	6,6
JOUR 5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7,85	7	7,55
JOUR 7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	8	7,8	8,5



Chapitre 03 : Résultats et discussions

Figure 17 : Effet de origan sur *Penicillium* spp

Tableau 14 : Comparaison de la croissance de *Penicilliumspp*. En présence de différentes concentrations *d'origan* " témoin vs traitements"

	*Penicillium*spp			
Les Dose d'origan	Témoin	1,25 mL	2,5 mL	5 mL
JOUR 3				
JOUR5				
JOUR 7				

3.1.3. Effet de *Pistacia lentiscus* sur *Fusariumspp.*

D'après le(tableau15), l'évaluation de l'huile essentielle de *Pistacialentiscus* vis-à-vis de *Fusarium spp.*a mis en évidence une activité antifongique notable, dont l'intensité varie

selon la concentration et le tempsd'exposition.

À la dose de 5 mL, une inhibition partielle a été observée, avec des croissances moyennes de 0.00 cm au jour 3, 0.72 cm au jour 5, et 1.28 cm au jour 7.

Pour la concentration de 2.5 ml, l'effet fongistatique était plus modeste : 0.48 cm au jour 3, 1.40 cm au jour 5 et 2.18 cm au jour 7.

La dose la plus faible (1.25 ml) a montré une reprise plus nette du développement fongique, avec des valeurs de 0.00 cm, 1.83 cm et 2.67 cm respectivement aux jours 3, 5 et 7. Le témoin, quant à lui, a présenté une croissance régulière et continue, atteignant 3.65 cm au jour 3, 6.33 cm au jour 5 et 8.5 cm au jour 7.(fig18)

Ces résultats confirment une action antifongique dose-dépendante de l'huile de lentisque, plus efficace à forte concentration et sur des durées courtes.(tableau16)

Tableau 15 : Activité antifongique de l'huile essentielle de *Pistacialentiscus* sur *Fusariumspp*.

	FUSARUM spp											
Pistacia lentiscus	DOSE 1=5mL			DOSE2=2.5mL			DOSE3=1.25ml			T		
Répétitions	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
JOUR 3	0	0	0	1,45	0	0	0	0	0	4,85	3	3,1
JOUR 5	0,9	1,25	0	1,1	1,95	1,15	2,2	1,55	1,75	7	6	6
JOUR 7	1,6	2,25	0	1,75	2,8	2	3,15	2,1	2,75	8,5	8,5	8,5

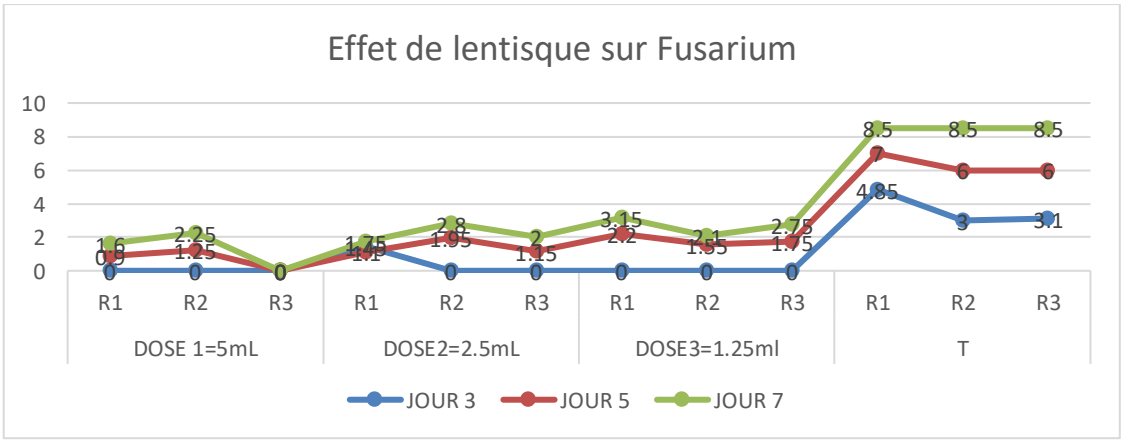
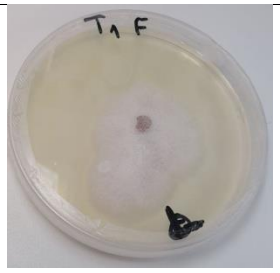
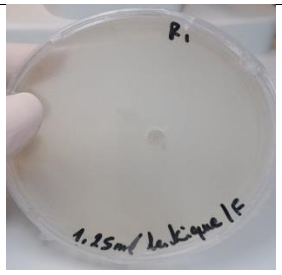
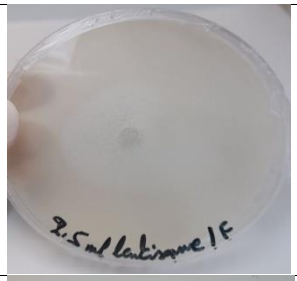
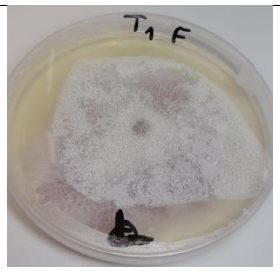
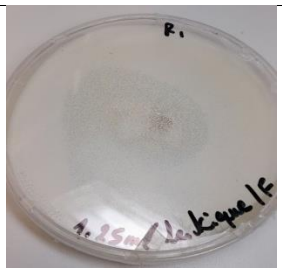
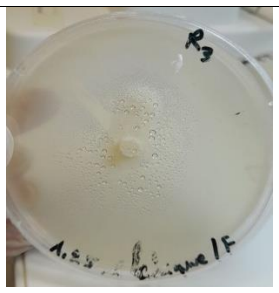
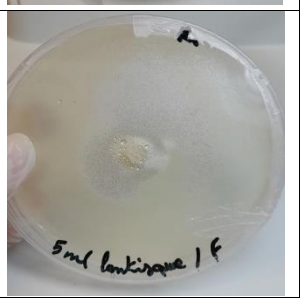


Figure18: Effet de *lentisque* sur *Fusarium*

Chapitre 03 : Résultats et discussions

Tableau 16 : Comparaison de la croissance de *Fusariumspp*. en présence de différentes concentrations de *lentisque* : témoin vs traitementsles

Fusariumspp				
Les dose *Lentisque*	Témoin	1,25 mL	2,5 mL	5 mL
JOUR 3				
JOUR5				
JOUR 7				

3.1.4. Effet de *Pistacia lentiscus* sur *Penicillium* spp.

L'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* a révélé une efficacité antifongique notable vis-à-vis de *Penicillium spp*.. Durant les premiers jours d'incubation, aucune croissance mycélienne n'a été observée pour les doses de 1.25, 2.5 et 5 mL : les moyennes au jour 3 et au jour 5 étaient nulles (0.00 cm). (tableau17)

Cependant, une légère reprise du développement a été détectée au jour 7, atteignant 0.82 cm pour la dose de 1.25 mL et 1.18 cm pour celle de 2.5 mL. À l'inverse, la concentration de 5 mL a maintenu une inhibition complète (0.00 cm) jusqu'à la fin de l'essai.

Quant au témoin, la croissance fongique a été progressive, atteignant 5.68 cm au jour 3, 7.68 cm au jour 5 et 7.98 cm au jour 7. (tableau17)(fig19)

Ces résultats traduisent un effet antifongique significatif de cette huile, avec une efficacité accrue à la concentration la plus élevée.(tableau18)

Chapitre 03 : Résultats et discussions

Tableau 17 : Croissance de *Penicillium spp*. En présence de différentes concentrations d'huile essentielle de *Pistacia lentiscus*

	PENICILLIUM spp											
Pistacia lentiscus	DOSE 1=5mL			DOSE2=2.5mL			DOSE3=1.25ml			T		
Répétition	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3
JOUR 3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3,75	7	6,3
JOUR 5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7,5	8,5	7,05
JOUR 7	0	0	0	2,3	1,25	0	0	1,4	1,05	7,95	8,5	7,5

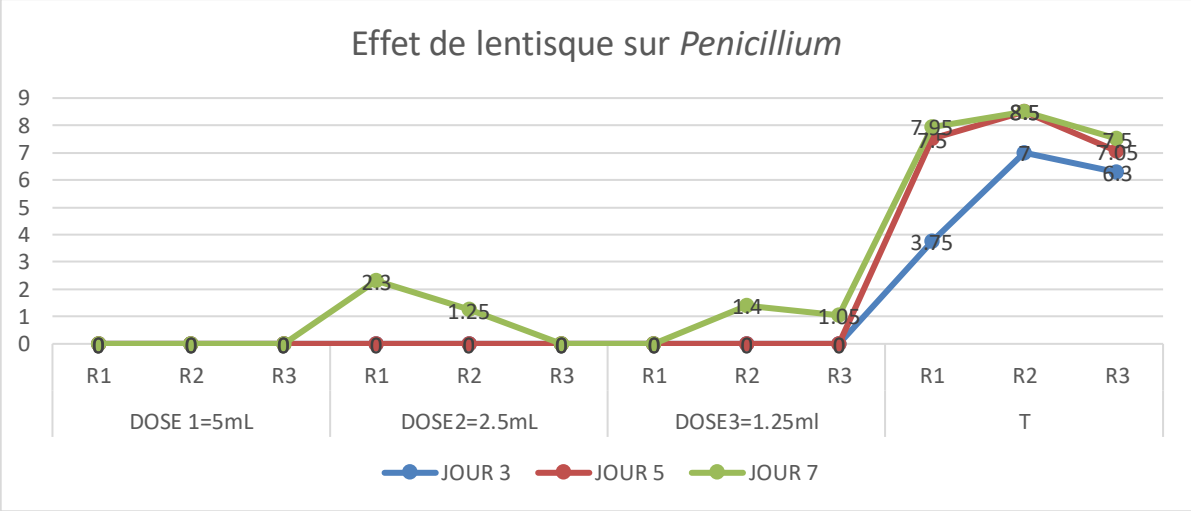
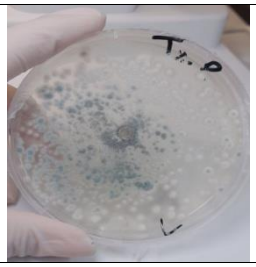
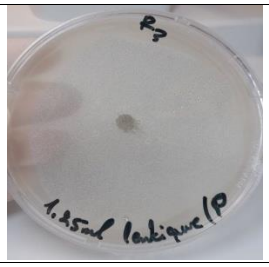
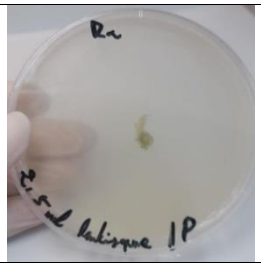
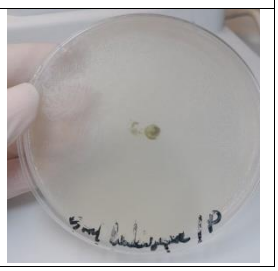
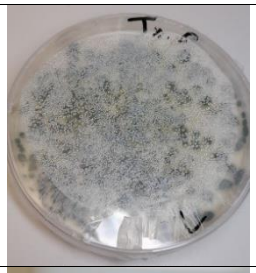
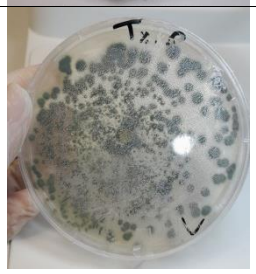


Figure 19 : Effet de *l'lentisque* sur *Penicillium*

Tableau 18 : Comparaison de la croissance de *Penicillium spp*. En présence de différentes concentrations de *lentisque* témoin vs traitements

Penicilliumspp				
Les dose (*Lentisque*)	Témoin	1,25 mL	2,5 Ml	5 Ml
JOUR 3				

JOUR5				
JOUR 7				

3.1.5. Zones d'inhibition des huiles essentielles

L'évaluation de la zone d'inhibition permet d'estimer l'efficacité antifongique directe des huiles essentielles testées en mesurant le diamètre de la zone sans croissance autour de l'huile appliquée. Voici un résumé des résultats obtenus pour chaque combinaison champignon/huile :

Nous avons utilisé la formule suivante pour calculer le pourcentage d'inhibition :

% d'inhibition = [(AC - AS) / AC] × 100,

où AC représente l'absorbance de la réaction témoin et AS représenté l'absorbance de l'échantillon(Bounar et *al* 2020)

3.1.5.1. *Origanum vulgare* sur *Fusarium spp.*

D'après le (tableau 19)et la (figure 20)Les zones d'inhibition mesurées sont constantes et maximales, avec un diamètre de 100% à toutes les doses testées. Ce résultat traduit une inhibition totale du développement du champignon, ce qui est en accord avec les données de croissance mycélienne nulles. L'huile d'**Origanum vulgare** montre ici un effet fongicide net et immédiat.

Tableau 19 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare* sur *Fusarium spp.*

Origanum vulgare sur *Fusarium spp*.			
Temps	**D1=5ML**	**D2=2.5ML**	**D3=1.25ML**
3JOUR	100%	100%	100%
5JOUR	100%	100%	100%
7JOUR	100%	100%	100%

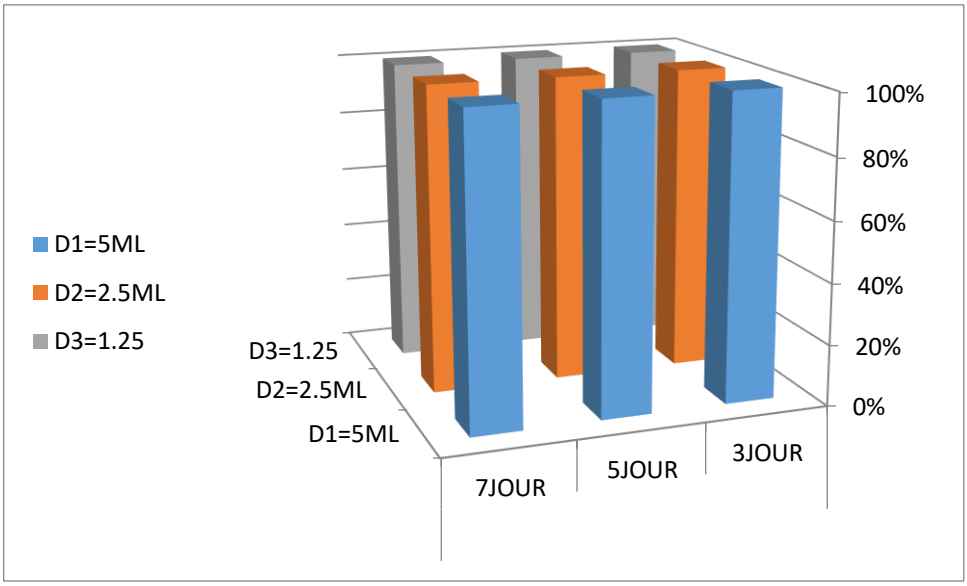


Figure 20 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare* sur *Fusarium spp.*

3.1.5.2. *Origanum vulgare* sur*Penicilliumspp.*

D'après le (tableau20) et la (figure 21) comme pour *Fusarium spp*., les zones d'inhibition atteignent 100% à toutes les concentrations. L'absence de développement fongique visible sur les milieux traités confirme le haut pouvoir inhibiteur de cette huile sur les deux genres fongiques

Origanum vulgare sur *Penicillium spp*			
	D1	**D2**	**D3**
3JOUR	100%	100%	100%
5JOUR	100%	100%	100%
7JOUR	100%	100%	100%

Tableau 20 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare* sur *Penicillium spp*

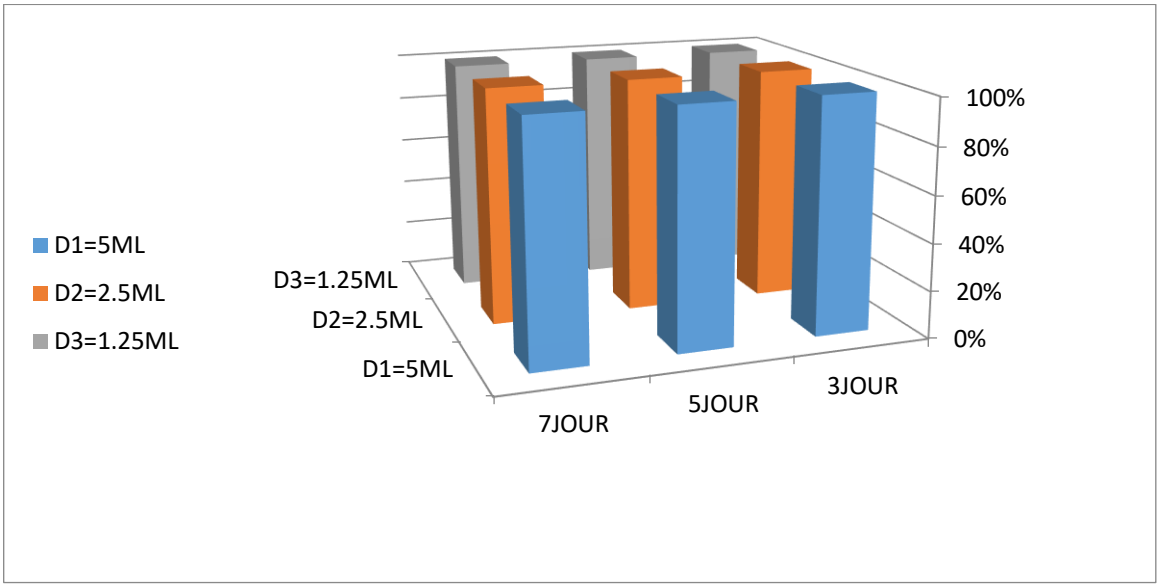


Figure 21 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Origanum vulgare* sur *Penicillium spp*

3.1.5.3. *Pistacialentiscus* sur *Fusarium spp*.

D'après le (tableau 21) et la (figure 22)L'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* a démontré une activité antifongique variable à l'encontre de *Fusarium spp.*, dépendant à la fois de la dose administrée et de la durée d'exposition. À la dose la plus élevée (D1 = 5 ml), une inhibition complète (100 %) a été observée au troisième jour, avant de diminuer progressivement à 88,84 % au cinquième jour, puis à 84 % au septième jour. Une tendance similaire est apparente à la dose intermédiaire (D2 = 2,5 ml), avec des taux d'inhibition de 86,84 % au jour 3, 77,88 % au jour 5 et 74,35 % au jour 7. À la plus faible concentration (D3 = 1,25 ml), l'inhibition initiale atteignait également 100 % au jour 3, mais chutait de manière plus marquée à 71,09 % au jour 5, puis à 68,7 % au jour 7. Ces résultats traduisent un effet fongistatique partiel, plus marqué à court terme et à forte concentration, mais dont l'efficacité tend à s'atténuer au fil du temps ou lorsque la dose est réduite.

Tableau 21 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Pistacia lentiscus* sur *Fusarium spp.*

Pistacialentiscus sur *Fusarium* spp.			
Temps	D1	D2	D3
3JOUR	100%	87%	100%
5JOUR	89%	78%	71%
7JOUR	84%	74%	69%

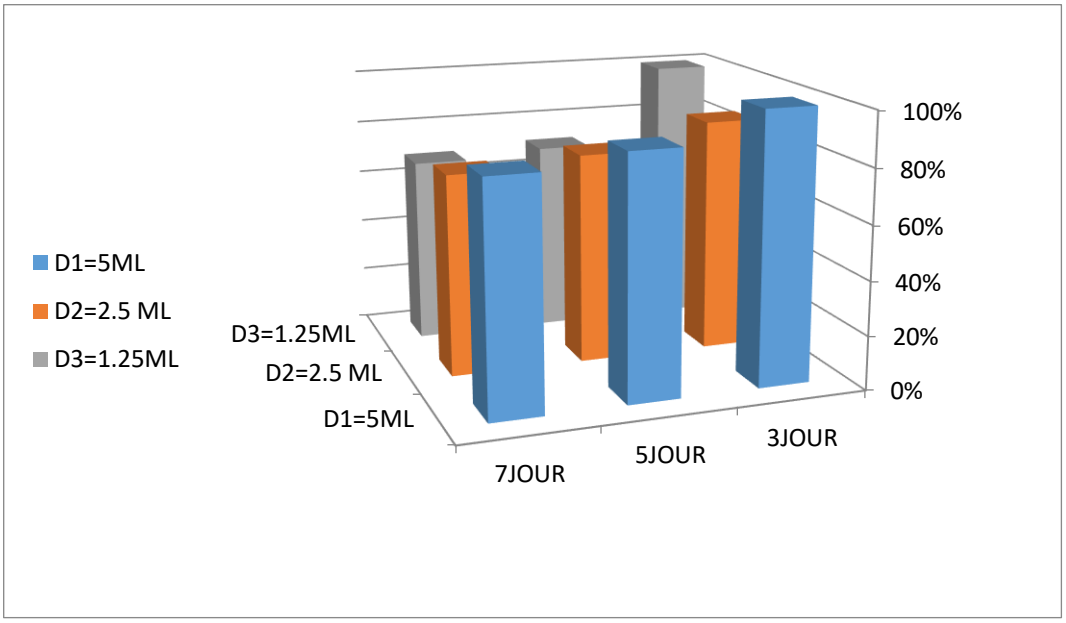


Figure 22 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Pistacia lentiscus sur Fusarium spp.*

3.1.5.4. *Pistacia lentiscus* sur *Penicillium spp*..

L'évaluation de l'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* sur *Penicillium spp*.a mis en évidence une activité antifongique notable, particulièrement marquée durant les premiers jours d'incubation. À la dose la plus élevée (D1 = 5 ml), une inhibition complète de 100 % a été maintenue de manière constante aux jours 3, 5 et 7, traduisant une efficacité soutenue. Aux doses intermédiaire (D2 = 2,5 ml) et faible (D3 = 1,25 ml), l'inhibition restait totale jusqu'au cinquième jour, avant de décroître légèrement au septième jour, atteignant respectivement 85,21 % et 89,84 %.D'après le (tableau22) et la (figure 23) Ces résultats reflètent un effet fongistatique fort à court terme, notamment aux plus faibles concentrations, avec toutefois un léger affaiblissement de l'activité antifongique après une semaine, à l'exception de la dose la plus élevée qui maintient une inhibition complète dans le temps.

Tableau 22 : Pourcentage de la zone d'inhibition *Pistacialentiscus* sur *Penicillium spp.*

Pistacia lentiscus sur *Penicillium* spp.			
Temps	**D1**	**D2**	**D3**
3JOUR	100%	100%	100%
5JOUR	100%	100%	100%
7JOUR	100%	85%	90%

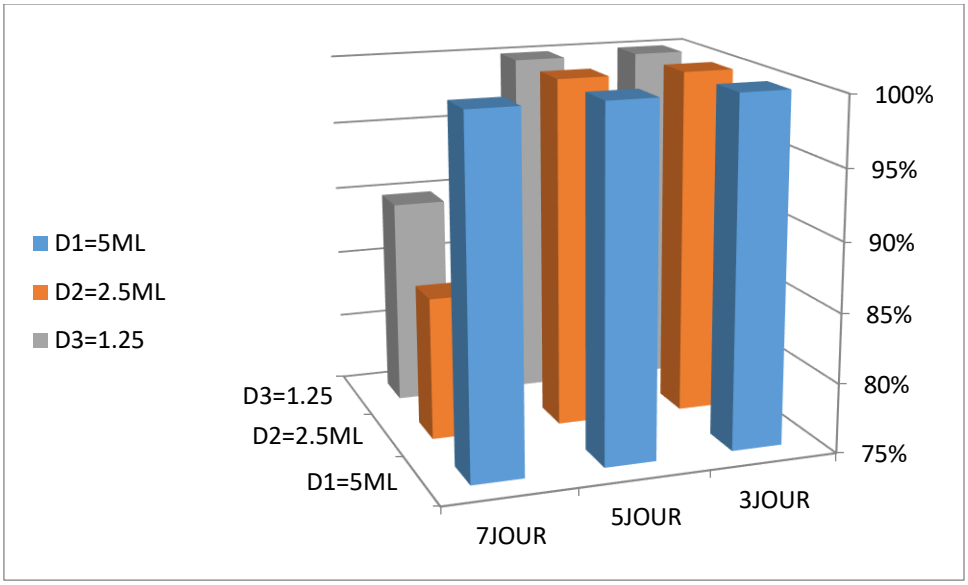


Figure 23 : Pourcentage de la zone d'inhibition – *Pistacia lentiscus* sur *Penicillium spp.*

3.1.6. Comparaison de l'efficacité des deux huiles essentielles.

L'analyse comparative des effets antifongiques des huiles essentielles d'*Origanum vulgare* et de *Pistacia lentiscus* sur les champignons *Fusarium spp.*et *Penicillium spp.*Met en évidence une différence notable en termes d'efficacité.

Globalement, l'huile d'*Origanum vulgare* a montré une inhibition complète de la croissance fongique, quelle que soit la dose appliquée (1.25, 2.5 ou 5 mL), et ce pour les deux genres fongiques étudiés. Aucun développement du mycélium n'a été observé, traduisant un effet fongicide puissant, stable et rapide.

En revanche, l'huile de *Pistacia lentiscus* a exercé un effet antifongique plus modéré et dose-dépendant. Sur *Fusarium spp.*, une inhibition partielle a été notée, avec des croissances réduites mais persistantes, en particulier à la concentration intermédiaire (2.5 ml). Sur

Penicillium spp., l'effet était plus prononcé durant les premiers jours, mais une reprise légère de la croissance a été observée à 1.25 et 2.5 ml au jour 7.

Les témoins non traités ont systématiquement affiché une croissance régulière et soutenue, ce qui confirme que les effets observés sont bien dus à l'action des huiles testées. Ainsi, l'huile d'*Origanum vulgare* se distingue par une efficacité supérieure, offrant un potentiel antifongique très prometteur pour une utilisation en bio contrôle.

3.2 Discussion

Nos résultats indiquent que l'huile essentielle *d'Origanum vulgare* exerce une inhibition marquée et constante de la croissance de *Fusarium* spp. Et *Penicillium spp*.. Cette observation est en accord avec de nombreuses données de la littérature récente. Par exemple, Fonseca-Guerra et al. (2024) ont rapporté une inhibition complète in vitro de diverses souches de Fusarium par l'huile d'origan pure, avec une concentration minimale inhibitrice (CMI) de l'ordre de 1 µL/mL. À l'inverse, l'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* a montré une activité antifongique plus modérée. Bien que peu d'études récentes se soient penchées spécifiquement sur cette huile face à *Fusarium* ou *Penicillium*, les données disponibles laissent entrevoir une efficacité moindre, vraisemblablement en lien avec un profil chimique distinct, moins riche en monoterpènes phénoliques bioactifs.

Ces résultats soulignent le rôle crucial de la composition chimique dans l'efficacité antifongique des huiles essentielles. L'huile d'origan est particulièrement riche en carvacrol et thymol, deux composés largement reconnus pour leur puissante activité antimicrobienne. Selon Rashed et al. (2021), les huiles riches en ces monoterpènes présentent une capacité fongicide nettement supérieure à celles contenant majoritairement d'autres classes de molécules. À titre de comparaison, l'huile de lentisque contient des composés actifs différents, notamment des sesquiterpènes et certains esters, qui, bien que bioactifs, semblent exercer un effet moins ciblé ou moins intense sur les champignons testés.

Le mécanisme principal d'action de ces huiles repose sur la perturbation de la membrane cellulaire fongique. Les constituants lipophiles des huiles essentielles, tels que le carvacrol et le thymol, peuvent s'insérer dans la membrane plasmique, provoquant une fuite des contenus intracellulaires, une altération de la perméabilité, ainsi qu'une inhibition de la synthèse de la paroi cellulaire fongique (Rashed, 2021). Ces effets entraînent une désorganisation du métabolisme énergétique, une baisse des niveaux d'ergostérol, et une

altération des capacités de défense du champignon. D'autres mécanismes ont été proposés, notamment l'accumulation de radicaux libres, l'inhibition de certaines voies enzymatiques, ainsi que la modulation négative de gènes liés à la virulence (Chang, 2022). L'arrêt total ou partiel de la croissance mycélienne observé dans nos essais avec l'huile d'origan est donc cohérent avec ces effets membranolytiques et métaboliques.

En complément, la dynamique dose-dépendante observée pour les deux huiles (1,25 < 2,5 < 5 mL) confirme un comportement typique des agents antimicrobiens naturels. L'augmentation de la concentration améliore l'exposition des champignons aux composés actifs, favorisant leur absorption et amplifiant les effets létaux. Nos résultats confirment également un effet temps-dépendant : des durées d'incubation plus longues permettent une diffusion plus efficace des huiles dans le substrat et une action cumulative sur les structures fongiques. Ces observations s'inscrivent en parfaite cohérence avec les données de Harčárová et al. (2021) et Zulu et al. (2023), qui ont montré que les huiles essentielles comme celle d'origan nécessitent parfois plusieurs heures, voire jours, pour atteindre leur efficacité maximale.

En somme, cette étude met en évidence la puissance antifongique de l'huile essentielle d'origan, clairement attribuable à sa richesse en phénols monoterpéniques et à son mécanisme d'action multifactoriel. L'huile de *Pistacia lentiscus*, bien que moins puissante, représente toutefois une alternative naturelle prometteuse, surtout dans des approches de biocontrôle combiné ou en complément d'autres stratégies phytosanitaires. Les tendances observées – réponse dose-temps, lien étroit entre activité biologique et composition chimique – renforcent l'idée que les huiles essentielles, lorsqu'elles sont bien caractérisées et correctement dosées, constituent des solutions viables face aux agents pathogènes fongiques des plantes

CONCLUSION

Conclusion

À travers ce travail, nous avons évalué l'efficacité antifongique *in vitro* des huiles essentielles *d'Origanum vulgare* (origan) et de *Pistacia lentiscus* (lentisque) contre deux champignons phytopathogènes d'importance agronomique majeure : *Fusarium spp.*et *Penicillium spp.*. Notre objectif était d'explorer des solutions naturelles en réponse aux limites des fongicides de synthèse, notamment la résistance des pathogènes, la toxicité des résidus et l'impact environnemental.

Les résultats obtenus nous ont permis de confirmer le fort potentiel antifongique de l'huile d'origan. Celle-ci a exercé un effet fongicide total et stable, avec une inhibition de 100 % de la croissance mycélienne, à toutes les concentrations testées (1,25 mL, 2,5 mL, 5 mL) et à chaque période d'incubation (J3, J5, J7), aussi bien sur *Fusarium spp.*que sur *Penicillium spp.*. Cette efficacité remarquable s'explique par sa richesse en carvacrol et thymol, deux composés phénoliques aux propriétés antimicrobiennes reconnues.

En revanche, l'huile essentielle de lentisque a montré une activité antifongique plus modérée et dose-dépendante. Sur *Fusarium spp.*, à 5 mL, la croissance est passée de 0,00 cm à J3 à 1,28 cm à J7, avec une baisse du taux d'inhibition de 100 % à 84 %. À 2,5 mL, l'inhibition a chuté à 74 %, et à 1,25 mL à 69 %. Sur *Penicillium spp.*, l'inhibition est restée totale (100 %) à 5 mL jusqu'au 7e jour, tandis qu'à 2,5 mL, elle est tombée à 85,21 %, et à 1,25 mL à 89,84 %. Ces résultats traduisent un effet fongistatique temporaire sur *Fusarium spp.*et un effet plus constant à forte concentration sur *Penicillium spp.*

Cette différence d'efficacité entre les deux huiles peut être attribuée à leur composition chimique distincte. Tandis que l'origan contient des monoterpènes phénoliques très puissants, le lentisque renferme principalement des sesquiterpènes et des esters, moins agressifs vis-à-vis des membranes fongiques.

Ces résultats renforcent notre conviction que les composés bioactifs d'origine végétale peuvent offrir une alternative crédible aux produits chimiques classiques. Cependant, nous sommes conscients des limites de notre étude, réalisée uniquement en conditions *in vitro*, sur deux genres fongiques.

Dans cette perspective, nous envisageons plusieurs axes de recherche futurs :

CONCLUSION

- Valider nos résultats en conditions *in vivo,* sur plantes cultivées et en milieu réel ;
- Formuler des préparations stables et efficaces (nano-émulsions, encapsulations) pour améliorer la rémanence des huiles ;
- Évaluer les effets écotoxicologiques sur la microflore bénéfique, les pollinisateurs et l'environnement ;
- Tester l'activité antifongique sur un plus large éventail de champignons pathogènes ;
- Associer plusieurs huiles essentielles ou intégrer leur usage dans des stratégies de biocontrôle combinées.

En conclusion, ce travail nous permet d'affirmer que l'huile d'origan possède un potentiel fongicide remarquable, et que l'huile de lentisque, bien que moins puissante, constitue un complément naturel intéressant. Notre étude contribue à l'émergence de pratiques agricoles durables, respectueuses de la santé et de l'environnement, et particulièrement adaptées aux conditions méditerranéennes semi-arides comme celles de l'Algérie.

La gestion bibiliographique (style APA)

Abastabar, M., de Hoog, G. S., Shidfar, M. R., Gerrits van den Ende, A. H., Ghamari, M., &Meis, J. F. (2016). Identification of clinical Penicillium isolates via molecular and phenotypic analysis. *Jundishapur Journal of Microbiology, 9*(1), e28280. https://doi.org/10.5812/jjm.28280
AFNOR. (2000). Huiles essentielles : Monographies relatives aux huiles essentielles (Tome 2, 6e éd.). Paris-La Défense : AFNOR.
AFNOR. (2010). Huiles essentielles : extrait d'une norme fondamentale. http://www.afnor.org/liste-des-actualités

Agrios, G. N. (2005). Plant pathology (5e éd.). San Diego, CA : Elsevier Academic Press.
Al-Sadi, A. M. (2016). Epidemiology and management of fungal diseases in dry environments. Dans Innovations in Dryland Agriculture (pp. 187–209). Springer.

Anselm, A., &Ventur, J. (1969). Les maladies des plantes. Acta, 131–200.

Arafa, G. K. (2019). Extract the aromatic oil of the rosemary plant by steam distillation and hydro-distillation methods. Misr Journal of Agricultural Engineering, 36(3), 953–968.

Azar, N., Liarzi, O., Zavitan, M., Samara, M., Nasser, A., & Ezra, D. (2023). Endophytic Penicillium species secretes mycophenolic acid that inhibits the growth of phytopathogenic fungi. *Microbial Biotechnology, 16*(6), 1629–1640. https://doi.org/10.1111/1751-7915.14203

Bailey, K. L., Gossen, B. D., Lafond, G. P., Watson, P. R., & Derksen, D. A. (2001). Effect of tillage and crop rotation on root and foliar diseases of wheat and pea in Saskatchewan from 1991–1998: Univariate and multivariate analyses. Canadian Journal of Plant Science, 81, 789–803.

Belhachat, D. (2019). Étude phytochimique des extraits de Pistacialentiscus L. : activité antioxydante et antimicrobienne (Thèse de doctorat). École Nationale Supérieure Agronomique, El Harrach.

Belhattab, R., Larous, L., Kalantzakis, G., Bouskou, D., & Exarchou, V. (2004). Antifungal properties of Origanum glandulosumDesf. extracts. Food, Agriculture & Environment, 2, 63–69.

Bencheqroun, S., Boudouh, L., &Bouchriti, N. (2024). Postharvest diseases in citrus fruits caused by Penicillium species: Epidemiology and control methods. *Journal of Food Safety and Hygiene, 10*(2), 155–167.

Benjamin, J., Oyedokun, D. O., Oziegbe, E. V., Oni, J., Ogundare, E. B., Ujah, G. O., & Adebayo, A. (2024). Cereal production in Africa: The threat of current plant pathogens in changing climate—A review. *Discover Agriculture, 2*(1), 33. https://doi.org/10.1007/s44279-024-00040-3

Benkeblia, N. (2004). Antimicrobial activity of essential oil extracts of various onions (Allium cepa) and garlic (Allium sativum). Lebensmittel-Wissenschaftund -Technologie, 37(3), 263–268.

Blancard, D., Laterrot, H., Marchoux, G., & Candresse, T. (2009). Les maladies de la tomate : Identifier, connaître, maîtriser. Versailles, France : Éditions Quae.

Booth, C. (1971). The genus Fusarium. Kew, Surrey : Commonwealth Mycological Institute.AbeBooks+4Wikipédia+4bioinfo.org.uk+4
Botton B., Bretton A., Fever M., Gautier S., Guy Ph., Larpent J.P., Reymond P., Sanglier J-J., Vayssier Y and Veau P. (1990). Moisissures utiles et nuisibles, importance industrielle, (edn) Masson, Paris.

Bounar, R., Krimat, S., Boureghda, H., & Dob, T. (2020). Chemical analyses, antioxidant and antifungal effects of oregano and thyme essential oils alone or in combination against selected Fusarium species. International Food Research Journal, 27(1), 66-77.

Bousbia, N., Vian, M. A., Ferhat, M. A., Meklati, B. Y., & Chemat, F. (2009). Comparison of two isolation methods for essential oil from rosemary leaves: Hydrodistillation and microwave hydrodiffusion and gravity. Journal of Food Engineering, 90(3), 409–413. https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2008.06.034

Bouzabata, A. (2015). Contribution à l'étude d'une plante médicinale et aromatique Myrtus communis L. [Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar Annaba].

Chabert, G. (2013). Myrtacées et aromathérapie (Thèse de doctorat en pharmacie). Université Joseph Fourier, Grenoble.

Chang, S. T., Chen, Y. J., & Wu, C. L. (2022). Application of essential oils in food systems: Antifungal efficacy and impact on sensory quality. Food Control, 135, 108824. https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2021.108824
- Fonseca-Guerra, C. A., Navarrete, H. M., & Maldonado, M. C. (2024). Antifungal activity of essential oils against Fusarium spp. on quinoa seeds: a biocontrol alternative. Journal of Applied Microbiology, 136(2), 321–334. https://doi.org/10.1111/jam.16288

Charai, M., Mosaddak, M., & Faid, M. (1996). Chemical composition and antimicrobial activities of two aromatic plants: Origanum majorana L. and Origanum compactum Benth. Journal of Essential OilResearch, 8, 657–664.

Charai, M., Mosaddak, M., & Faid, M. (1996). Chemical composition and antimicrobial activities of two aromatic plants: Origanum majorana L. and O. compactum Benth. Journal of Essential Oil Research, 8, 657–664. https://doi.org/10.1080/10412905.1996.9701036

Chen, A. J., Hubka, V., Frisvad, J. C., Visagie, C. M., Houbraken, J., Meijer, M., & Samson, R. A. (2020). Taxonomic revision of Penicillium section Aspergilloides. *Studies in Mycology, 95*, 1–145. https://doi.org/10.1016/j.simyco.2020.05.001

Coleman, J. J. (2016). The Fusarium solani species complex: Ubiquitous pathogens of agricultural importance. *Molecular Plant Pathology, 17*(2), 146–158. https://doi.org/10.1111/mpp.12289

Couderc, V. L. (2011). Toxicité des huiles essentielles (Thèse de doctorat vétérinaire). Université Paul Sabatier, Toulouse.
Cragg G.M., Newman D.J., & Snader K.M. (1997). Natural products in drug discovery and development. Journal of natural products, 60(1), 52-60.

Deligeorgakis, C., Magro, C., Skendi, A., Gebrehiwot, H. H., Valdramidis, V., & Papageorgiou, M. (2023). Fungal and toxin contaminants in cereal grains and flours: Systematic review and meta-analysis. *Foods, 12*(23), 4328. https://doi.org/10.3390/foods12234328

Dogan, Y., Baslar, S., Ayden, H., & Mert, H. H. (2003). A study of the soil-plant interactions of Pistacia lentiscus L. distributed in the western Anatolian part of Turkey. Acta BotanicaCroatica, 62, 73–88.

Donald, J. (1985). Compendium of pea diseases. APS Press, The American Phytopathological Society.

Ekwomadu, T. I., & Mwanza, M. (2023). Fusarium fungi pathogens, identification, adverse effects, disease management, and global food security: A review of the latest research. *Agriculture, 13*(9), 1810. https://doi.org/10.3390/agriculture13091810
El Haib, A. (2012). Valorisation de terpènes naturels issus de plantes marocaines par transformations catalytiques (Thèse de doctorat). Université de Toulouse.
El Hajj Assaf, N., Nahas, G., & El Obeid, D. (2020). Penicillium spp. as postharvest pathogens: Biodiversity and control methods. *Lebanese Science Journal, 21*(2), 200–214.

Ekwomadu, T. I., & Mwanza, M. (2023). Fusarium fungi pathogens, identification, adverse effects, disease management, and global food security: A review of the latest research. Agriculture, 13(9), Article 1810. https://doi.org/10.3390/agriculture13091810
Illustration pédagogique du montage de l'hydrodistillation – reproduction simplifiée à visée éducative (non publiée).

Elbouchtaoui, F., Talbi, M., &Roussos, S. (2015). Évaluation de l'efficacité de traitements alternatifs contre la pourriture verte des agrumes causée par Penicillium digitatum. *Acta Horticulturae, 1065*, 1043–1048.

Foughalia, A. (2022). Recherche d'agents de lutte biologique d'origine microbienne contre des champignons phytopathogènes (Thèse de doctorat). Université Mohamed Khider de Biskra.
Harčárová, M., Čonková, E., Proškovcová, M., Váczi, P., Marcinčáková, D., & Bujňák, L. (2021). Comparison of antifungal activity of selected essential oils against Fusarium graminearum in vitro. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 28(3), 414–418. https://doi.org/10.26444/aaem/137653

Horst, R. K. (2013). Westcott's plant disease handbook (5e éd.). Springer Science & Business Media.

Houbraken, J., Visagie, C. M., Meijer, M., Frisvad, J. C., Busby, P. E., Pitt, J. I., & Samson, R. A. (2020). A taxonomic and phylogenetic revision of Penicillium section Aspergilloides. *Studies in Mycology, 95*, 1–144.
https://doi.org/10.1016/j.simyco.2020.05.001
https://microbiologyinfo.com/potato-dextrose-agar-pda-principle-uses-composition-procedure-and-colony-characteristics/
https://sharebiology.com/potato-dextrose-agar-pda/#google_vignette

Jackson, E., Li, J., Weerasinghe, T., & Li, X. (2024). The ubiquitous wilt-inducing pathogen Fusarium oxysporum—A review of genes studied with mutant analysis. *Pathogens, 13*(10), 823. https://doi.org/10.3390/pathogens13100823

John, E., Singh, K. B., Oliver, R. P., & Tan, K.-C. (2021). Transcription factor control of virulence in phytopathogenic fungi. *Molecular Plant Pathology, 22*(7), 858–881. https://doi.org/10.1111/mpp.13056

John, E., Singh, K. B., Oliver, R. P., & Tan, K.-C. (2021). Transcription factor control of virulence in phytopathogenic fungi. Molecular Plant Pathology, 22(7), 858–881. https://doi.org/10.1111/mpp.13056

Kaiser, W. J. (1981). Control of Ascochyta blight of chickpea through clean seed. ICARDA, Aleppo, Syria.

Kouache, B. (2019). Valorisation des huiles essentielles de Lamiaceae algériennes (Genres : Origanum et Thymus) (Thèse de doctorat). Université Abdelkader SAADI/Moussa BRADA.

Laiche, C., & Mecheri, M. (2023). Extraction des huiles essentielles et hydrolats [Mémoire de master, Université Frères Mentouri, Constantine]. UFMC1 Library.

Lemaistre, J. (1959). Le pistachier (étude bibliographique). Fruits, 14, 57–77.

Letswaart, J. H. (1980). A taxonomic revision of the genus Origanum (Labiatae). Leiden Botanical Series 4. Leiden University Press.

Louw, J. P., Korsten, L., & Fourie, P. H. (2021). Postharvest pathogens of pome fruit: A global overview and review. *Postharvest Biology and Technology, 172*, 111370. https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2020.111370

Martins, H. M., Neves, J., & Costa, E. (2023). Morphological and molecular characterization of Penicillium spp. isolated from food environments. *Mycological Progress, 22*(3), 150–164.

Narayanasamy, P. (2013). Biological management of diseases of crops. Dans Biological Management of Diseases of Crops (pp. 295–429). Springer.

Navale, V. D., Sawant, A. M., &Vamkudoth, K. R. (2023). Genetic diversity of toxigenic Fusarium verticillioides associated with maize grains, India. *Genetics and Molecular Biology, 46*(1), e20220073. https://doi.org/10.1590/1678-4685-gmb-2022-0073

Nedjai, I., &Nedjai, S. (2017). Activité antimicrobienne des huiles essentielles (Mémoire de master). Université A. Mira, Béjaïa.
OEPP/EPPO. (1994). Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la Protection des Plantes. Norme OEPP PP 2/1(1) : Directive sur la bonne pratique phytosanitaire : Principe de bonne pratique phytosanitaire, pois. Bulletin OEPP/EPPO Bulletin, 24, 233–244.

Onay, V., Pirinc, E., Tilkat, H., Yildirim, H., & Ozden-Tokatli, Y. (2000). Micropropagation of Pistacia species using mature trees. Plant Cell, Tissue and Organ Culture, 60, 159–163.

Pal, K. K., & Gardener, B. M. (2006). Biological control of plant pathogens. The Plant HealthInstructor.

Petersen, K. L., Sørensen, J. L., & Nielsen, K. F. (2023). Genome sequencing and comparative analysis of 93 Penicillium isolates. *IMA Fungus, 14*(3), 1–17. https://doi.org/10.1186/s43008-023-00101-6

Pierron, C. (2014). Les huiles essentielles et leurs expérimentations dans les services hospitaliers de France : exemples d'applications en gériatrie-gérontologie et soins palliatifs (Thèse de doctorat en pharmacie). Université de Lorraine.

Pizzale, L., Bortolomeazzi, R., Vichi, S., Uberegger, E., & Conte, L. S. (2002). Antioxidant activity of sage (Salvia officinalis and S. fruticosa) and oregano (Origanum

onites and O. indercedens) extracts related to their phenolic compound content. Journal of the Science of Food and Agriculture, 82, 1645–1651.

Pizzale, L., Bortolomeazzi, R., Vichi, S., Überegger, E., & Conte, F. (2002). Antioxidant activity of sage (Salvia officinalis and S. fruticosa) and oregano (Origanum onites and O. indercedens) extracts related to their phenolic compound content. Journal of the Science of Food and Agriculture, 82(14), 1645–1651. https://doi.org/10.1002/jsfa.1240

Quezel, P., & Santa, S. (1962–1963). Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques (Tome 2). Paris : CNRS.

Rashed, K. N., Dey, P., & Bhattacharya, S. (2021). Mechanisms of antifungal action of essential oils and their components against phytopathogenic fungi: An update. Journal of Fungal Research, 17(3), 178–189. https://doi.org/10.1016/j.jfr.2021.03.005
-Benhamou N., Chet I. (1997). Cellular and molecular mechanisms involved in the interaction between Trichoderma harzianum and Pythium ultimum. Appl. Environ. Microbiol. 63, p. 2095–2099.

Rettinassababady, C., & Jeyalakshmi, C. (2014). Bio-fungicides: the best alternative for sustainable food security and ecosystem. Dans Microbial Diversity and Biotechnology in Food Security (pp. 401–411). Springer, New Delhi.
Référencesbibliographiques

Références bibliographiques triées (Style APA)

Salvatore, M. M., &Andolfi, A. (2021). Secondary metabolites from phytopathogenic fungi: Chemistry, biological activity and biosynthesis. *Toxins, 13*(10), 689. https://doi.org/10.3390/toxins13100689

Salvatore, M. M., & Andolfi, A. (2021). Phytopathogenic fungi and toxicity. Toxins, 13(10), Article 689. https://doi.org/10.3390/toxins13100689

Sari, M., Biondi, M. D., Kaâbeche, M., Mandalari, G., D'Arrigo, M. D., Bisignano, G., Saija, A., D'Aquino, C., &Ruberto, G. (2006). Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil of several populations of Algerian Origanum glandulosumDesf. Flavour and Fragrance Journal, 21, 890–898.

Sari, M., Biondi, D. M., Kaâbeche, M., Mandalari, G., D'Arrigo, M., Bisignano, G., Saija, A., Daquino, C., & Ruberto, G. (2006). Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil of several populations of Algerian Origanum glandulosum Desf. Flavour and Fragrance Journal, 21(6), 890–898. https://doi.org/10.1002/ffj.1738

Sebai, M., & Boudali, M. (2012). Phytothérapie entre la confiance et méfiance (Mémoire professionnel infirmier de la santé publique). Institut de formation paramédical CHETTIA, Algérie.

Sehaki, C. (2022). Étude de la composition chimique et du potentiel biologique de Pistacialentiscus, plante médicinale traditionnelle d'Algérie (Thèse de doctorat). Université de Picardie Jules Verne ; Université Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou, Algérie.

Singh, P., Sharma, A., & Dubey, S. (2022). Occurrence and control of patulin in fruits: A review. *Journal of Food Safety, 42*(1), e12943. https://doi.org/10.1111/jfs.12943

Souki, M., & Brahimi, A. A. (2023). Importance thérapeutique de la plante Pistacia lentiscus L. dans la médecine traditionnelle algérienne (Mémoire de Master, Université

Frères Mentouri Constantine 1).
Stępień, Ł. (2022). Plant-pathogenic Fusarium species. *Journal of Fungi, 9*(1), 13. https://doi.org/10.3390/jof9010013

Summerell, B. A. (2019). Resolving Fusarium: Current status of the genus. *Annual Review of Phytopathology, 57*(1), 323–339. https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-082718-100204

Tan, K.-C., & Oliver, R. P. (2017). Regulation of infection-related gene expression in phytopathogenic fungi. *Current Opinion in Microbiology, 46*, 57–62. https://doi.org/10.1016/j.mib.2018.01.003
Toumi-Benali, F. (2009). Valorisation de Tetraclinisarticulata dans la mise en valeur des espèces dégradées dans l'Ouest Algérien : possibilité de culture, régénération et potentialité phyto-bioclimatique de l'espèce (Thèse de doctorat). Université Sidi Bel Abbès.
Van Driesche, R. G., & Bellows, T. S. (1996). Biological control agents for plant pathogens. Dans Biological Control (pp.

Visagie, C. M., Houbraken, J., Rodriques, C., & Samson, R. A. (2021). Phylogenetic studies in the genus Penicillium: Current status and future perspectives. *Studies in Mycology, 98*, 1–60.

Zhou, R., Yu, D., Zhang, X., & Liu, Z. (2023). Postharvest spoilage of citrus fruits and pathogenic fungi involved. *Food Microbiology, 111*, 104193. https://doi.org/10.1016/j.fm.2023.104193

Zulu, L., Gao, H., Zhu, Y., Wu, H., Xie, Y., Liu, X., Yao, H., & Rao, Q. (2023). Antifungal effects of seven plant essential oils against Penicillium digitatum. *Chemical and Biological Technologies in Agriculture*, 10(82).