

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn-Badis

Mostaganem

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

DÉPARTEMENT D'AGRONOMIE

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

CHAA HAFSA RANIA

BELKHALFA SARAH

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN SCIENCES AGRONOMIQUES

Spécialité : Protection des végétaux

Thème :

**Évaluation de l'activité antifongique de l'huile essentielle
d'Eucalyptus globulus sur : *Rhizopus stolonifer* de fraisier
in-vitro et in-vivo**

DEVANT LE JURY :

- **Président : Adjoudj Fatma MCA Université de Mostaganem**
- **Examineur : Yahiaoui Hassiba MCB Université de Mostaganem**
- **Encadreur : Maghnia Djamila MCA Université de Mostaganem**

Année universitaire : 2025/2026

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Remerciement

Au début et avant tout, au nom de Dieu clément et miséricorde Dieu le grand
Nous remercions tout d'abord Allah, qui nous donner la force et la persévérance nécessaires
pour mener à bien ce mémoire.

Avant

tout, nous souhaitons exprimer notre profonde gratitude envers notre encadrant **Dr Maghnia Djamila** (MCA) de l'Université de (Mostaganem ABDEL HAMID BEN BADISS)

Pour nous avoir proposé ce sujet et pour la confiance totale qu'il
nous a accordée, ainsi que pour son soutien, ses précieux conseils et ses encouragements
qui ont grandement contribué au succès de ce projet.

Nous tenons à exprimer nos plus vifs remerciements aux membres de jury.

Merci à **Dr Adjoudj Fatma** (MCA) à l'Université de Mostaganem (ABDEL HAMID
BEN BADIS), d'avoir fait l'honneur de présider le jury.

Mes remerciements s'adressent aussi **Dr Yahiaoui Hassiba** (MCB^l) de l'Université de
Mostaganem ABDEL HAMID BEN BADISS) d'avoir accepté d'examiner ce travail.

On remercie vivement les ingénieures du Laboratoire «biochimie » de notre faculté de
Mostaganem « ABDEL HAMID BEN BADIS» et On remercie les ingénieures du
Laboratoire« microbiologie» Pour leur aide ainsi que pour leur
gentillesse et leur disponibilité.

Enfin, Nous devons parallèlement remercier toutes les personnes qui nous ont aidés de près
ou de loin pour la réalisation de ce modeste travail.

DEDICACE

*Je dédie ce modeste travail, fruit de plusieurs années d'efforts, aux deux
personnes les plus précieuses à mes yeux, ma mère et mon père,*

*Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, le respect et la reconnaissance que
je vous porte.*

*Merci pour vos sacrifices, votre patience, votre soutien indéfectible et vos prières
qui m'ont toujours accompagnée.*

*Que Dieu vous protège et vous accorde une longue vie. À mon cher frère Mamar
Et à ma chère sœur Wiam,*

Pour leur amour, leur soutien et leurs encouragements constants.

Vous êtes une source de force et de motivation dans ma vie.

À toute ma famille, Pour leur présence et leur affection.

*Enfin, je voudrais remercier ma compagne Sarah qui m'a aidé à réaliser cet
humble travail*

Rania

DEDICACE

je dédie ce modeste travail à mes chers parents, pour leur amour inconditionnel, leur soutien inestimable et tous les sacrifices immenses qu'ils ont consentis pour ma réussite. Aucune gratitude ne pourra jamais exprimer toute la reconnaissance que je leur porte.

À ma chère mère et à mon cher père, pour leur patience, leur bienveillance, leurs prières et leur présence constante à chaque étape de mon parcours. Ce travail est avant tout le fruit de leurs efforts et de leur dévouement.

À mes chers frères et sœurs : Houria, Aïcha, Kawther, Brahim et Mohamed, ainsi qu'à mon beau-frère Zouheir, pour leur présence, leurs encouragements et leur affection.

À mes deux amies, Farah et Abir, pour leur présence, leur soutien et les beaux moments partagés.

À ma binôme Rania, avec qui j'ai partagé les efforts et les difficultés de ce travail.

Enfin, à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

sarah

Résumé

Ce travail porte sur l'évaluation de l'activité antifongique de l'huile essentielle *d'Eucalyptus globulus* contre le champignon *Rhizopus stolonifer* chez la fraise, en laboratoire et in vivo.

L'objectif de cette étude est de promouvoir ces substances naturelles afin de trouver des alternatives reposant sur l'utilisation de produits naturels pour lutter contre les champignons.

L'efficacité de l'huile essentielle *d'Eucalyptus globulus* en tant qu'agent antifongique contre le champignon *Rhizopus stolonifer* a été évaluée, et la possibilité de l'utiliser comme fongicide biologique naturel a été étudiée. Cette étude expérimentale a consisté à évaluer, en conditions contrôlées, l'action de différentes concentrations d'huile essentielle appliquées selon la technique de diffusion sur disque en milieu solide. Le suivi de l'efficacité s'est appuyé d'une part sur le taux d'inhibition de la croissance fongique, et d'autre part sur des essais de contact direct. Dans le cadre de ce modeste travail, les résultats ont montré une efficacité inhibitrice notable de l'huile essentielle *d'Eucalyptus globulus* contre le champignon *Rhizopus stolonifer*, l'intensité de l'effet variant en fonction de la concentration testée ; les concentrations les plus élevées ont ainsi présenté la meilleure activité antifongique.

Cette étude confirme que l'huile essentielle *d'Eucalyptus globulus* peut être utilisée comme alternative écologique aux traitements chimiques traditionnels pour lutter contre la pourriture molle des fraises. Toutefois, d'autres études doivent être menées dans des conditions réelles de culture et de stockage afin de confirmer l'efficacité observée en laboratoire et d'améliorer les méthodes d'application (concentrations, formulation, fréquence d'application, évaluation de la phytotoxicité et impact sensoriel).

Mots-clés : huile essentielle , *Eucalyptus globulus* , activité antifongique, biofongicide, *Rhizopus stolonifer* , les champignons

المخلص

يركز هذا العمل على تقييم النشاط المضاد للفطريات للزيت الأساسي لنبات العطري *d'Eucalyptus globulus* ضد فطر *Rhizopus stolonifer* لنبات الفراولة في المختبر و على الجسم الحي. الهدف من هذه الدراسة هو تعزيز هذه المواد الطبيعية إيجاد بدائل تعتمد على استخدام المنتجات الطبيعية لمحاربة الفطريات.

تم تقييم فعالية زيت *Eucalyptus globulus* العطري كمضاد للفطريات ضد فطر *Rhizopus stolonifer*، ودراسة إمكانية استخدامه كمبيد فطري حيوي طبيعي. تضمنت هذه الدراسة التجريبية تقييم تأثير تراكيز مختلفة من الزيت العطري، في ظل ظروف مضبوطة، باستخدام تقنية انتشار القرص في وسط صلب. وتم رصد الفعالية بناءً على معدل تثبيط نمو الفطريات واختبارات التلامس المباشر.

من خلال هذا العمل المتواضع، أظهرت النتائج إلى فعالية تثبيطية ملحوظة لزيت *Eucalyptus globulus* العطري ضد فطر *Rhizopus stolonifer*، وتفاوتت شدة التأثير تبعاً للتركيز المختبر فقد أظهرت التركيزات الأعلى أفضل أداء مضاد للفطريات.

تؤكد هذه الدراسة إمكانية استخدام *Eucalyptus globulus* العطري كبديل صديق للبيئة للمعالجات الكيميائية التقليدية لمكافحة العفن الطري في الفراولة.

مع ذلك، لا بد من إجراء المزيد من الدراسات في ظروف الزراعة والتخزين الواقعية لتأكيد الفعالية الملحوظة في المختبر، ولتحسين طرق التطبيق (التركيزات، والتركيب، والتكرار، وتقييم السمية النباتية، والتأثير الحسي).

الكلمات المفتاحية : الزيت العطري ، لاوكاليتوس ، النشاط المضاد للفطريات ، مبيد طبيعي ، *Rhizopus*

stolonifer ، الفطريات

Abstract

This study focuses on evaluating the antifungal activity of the essential oil of *Eucalyptus globulus* against the strawberry fungus *Rhizopus stolonifer* in vitro and in vivo.

The aim of this study is to promote these natural substances and identify alternatives based on the use of natural products to combat fungi.

The antifungal activity of *Eucalyptus globulus* essential oil against the fungus *Rhizopus stolonifer* was evaluated, and its potential use as a natural biofungicide was investigated. The study was conducted using laboratory tests, in which different concentrations of the essential oil were applied using the disk diffusion technique on solid media, and the efficacy of the treatment was evaluated by measuring fungal growth inhibition and using the direct contact technique. Through this modest study, the results demonstrated a significant inhibitory effect of *Eucalyptus globulus* essential oil against the fungus *Rhizopus stolonifer*, with the intensity of the effect varying depending on the concentration tested; higher concentrations showed better antifungal performance. This study confirms the potential of *Eucalyptus globulus* essential oil as an environmentally friendly alternative to conventional chemical treatments for controlling soft rot in strawberries.

However, further studies under realistic cultivation and storage conditions are needed to confirm the efficacy observed in the laboratory and to optimize application methods (concentrations, formulation, frequency, phytotoxicity assessment, and sensory impact).

Keywords: essential oil, *eucalyptus*, antifungal activity, natural fungicide, *Rhizopus stolonifer*, fungi

Liste des tableaux

Tableau 1 : classification botanique de les fraise.....	4
Tableau 2: les principales maladies de fraisier	12
Tableau 3: classification de <i>Rhizopus stolonifer</i>	14
Tableau 4 : classification botanique d' <i>Eucalyptus globulus</i>	23
Tableau 5 : Répartition géographique d'Ecalyptus en Algérie	25
Tableau 6 : principaux composés des HE de E. <i>globulus</i>	26
Tableau 7 : Effet des différentes concentrations sur la croissance	35
Tableau 8 : Rendement et caractéristiques de l'huile essentielle des feuilles de <i>l'Eucalyptus</i> Algérien.....	38
Tableau 9 : Diamètres des zones d'inhibition de <i>Rhizopus stolonifer</i> en présence de différentes concentration de l'huile essentielle d' <i>Eucalyptus globulus</i>	40
Tableau 10 : Diamètres des zones d'inhibition de <i>candida albicans</i> en présence de défférentes concentrations de l'huile essentielle d' <i>Eucalyptus globulus</i>	40
Tableau 11: Diamètres des zones d'inhibition par la méthode des puits sur de <i>Rhizopus</i> <i>stolonifer</i> :	41
Tableau 12 : des résultats (effet des concentrations sur la plante).....	48

Liste des figures

Figure 1 :production mondiale de fraises par pays	5
Figure 2 : fraisier avec fraise	7
Figure 3 : fleurs de fraisier	8
Figure 4 : le cycle de croissance des fraisiers	8
Figure 5 : le cycle de vie de la fraise : germination , croissance végétative, florasion et fructification	10
Figure 6 : observation microscopique de <i>Rhizopus stolonifer</i>	13
Figure 7 : montage expérimental de l'hydrodistillation pour l'extraction des huiles essentielles.	20
Figure 8 : extraction des huiles essentielles par expression a froid.	21
Figure 9 : fleur et feuille et fruit d' <i>Eucalyptus globulus</i>	24
Figure 10 : arbre et feuilles d' <i>Eucalyptus globulus</i>	28
Figure 11 : feuilles d' <i>Eucalyptus</i> après séchage.....	29
Figure 12 : appareil de distillation a la vapeur.....	30
Figure 13 : étapes de l'extraction.....	30
Figure 14 : échantillons des fraises infectées	31
Figure 15 : étape d'isolement.....	32
Figure 16 : préparation des différentes concentration d'huile essentielle dans le DMSO.....	33
Figure 17 :Technique des puits pour l'évaluation de l'activité antifongique	34
Figure 18 : des fraises fraiches.....	35
Figure 19 : Illustration de la méthode des aromatogrammes sur boite de pétri.	37
Figure 20 : Huile essentielle d' <i>Eucalyptus globulus</i> obtenue par hydrodistillation	38
Figure 21 : <i>Rhizopus stolonifer</i> sur milieu sabouraud.....	39
Figure 22 : Observation microscopique de <i>Rhizopus stolonifer</i>	39
Figure 23 : Inhibition de la croissance de <i>Rhizopus stolonifer</i> par de l'huile d'E.globulus a la concentration de 100 %	41
Figure 24 : Taux de pourriture des fraises selon la concentration en HE et la température d'incubation (après 10 jours)	42
Figure 25 : Fraises traitées au contact direct après 10 jours d'incubation a température ambiante	43
Figure 26 : Fraises traitées au contact direct de 50 % après 10 jours d'incubation à 4°C	43
Figure 27 : Taux de pourriture (%) à 25°C selon la concentration en HE	44

Figure 28 : Taux de pourriture (%) à 4°C selon la concentration en HE	44
Figure 29 : perte de poids (%) des fraises selon la concentration en HE et la température de conservation	45
Figure 30 : perte de poids (%) à 25°C selon la concentration en HE.....	46
Figure 31 : perte de poids (%) à 4°C selon la concentration en HE.....	47
Figure 32 : Plante témoin saine sans traitement(photo Originale,2026)	48
Figure 33 : Évaluation des plantules après inoculation fongique et traitement à l'huile (photo Originale,2026)	49
Figure 34 : activité antifongique vs phytotoxicité- plantules de fraises / <i>Rhizopus stolonifer</i> relation dose-réponse (huile essentielle d' <i>eucalyptus</i>).....	49

Liste des abreviation

Acronyme	Acronyme
AFNOR :	Association Française de Normalisation
C° :	Degré Celsius
CMI :	Concentration minimale inhibitrice
DMSO :	Diméthyl sulfoxide
Et al. :	et alii (et les autres)
g:	Gramme
h :	Heure
HE :	Huile essentielle
Mm :	Millimètre
µl :	Microlitre
%:	Pourcentage
E :	Eucalyptus
R% :	Rendement en Huile Essentielle
<i>R.stolonifer</i> :	<i>Rhizopus stolonifer</i>
ATCC :	American Type Culture Collection (collection de souches, ex. ATCC 10231)

Table des matières

Remerciements

Dédicaces

Résumé

Liste des Tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction Générale.....1

Partie I Revue Bibliographique

Chapitre 1 : Le fraisier

1. Généralités sur Les fraises :	3
2. Historique :.....	3
3. Classification botanique :.....	4
4. Situation et importance économique de la frise :.....	4
4.1. Dans le monde :	4
4.2. En Algérie :.....	5
5. Conditions de germination des fraises :	5
5.1. Conditions internes :.....	5
5.2. Conditions externes :	6
6. Classification génétique :.....	6
6.1. Les variétés fixées :	6
6.2. Les variétés hybrides :	7
7. Les caractères morphologiques de la fraisier.....	7
8. Cycle biologique de fraises :	8
8.1. Phase de germination :	9
8.2. Phase de croissance :	9
8.3. Phase de floraison :.....	9
8.4. Phase de fructification et de maturation :	9
9. La récolte des fraises :.....	10
10. Qualité nutritionnelle et composition chimique des fraises :	10
11. Les principales maladies de fraisier :	11
12. Données sur le champignon <i>Rhizopus stolonifer</i> :	13
13. Généralités sur <i>Rhizopus stolonifer</i> :	13
14. Classification de l'agent pathogène :	14
15. La morphologie et les caractères cultureux de <i>Rhizopus stolonifer</i> :.....	14
15.1. Les spores asexuées (Sporangiospores) :	15
15.2. Les sporanges :.....	15
15.3. Les zygospores :.....	15

16.	Cycle biologique :	15
16.1.	Phase de reproduction asexuée :	15
16.2.	Phase de reproduction sexuée :	16
17.	Gamme d'hôte de <i>Rhizopus stolonifer</i> :	16
18.	Symptomatologie :	16
19.	La lutte contre <i>Rhizopus stolonifer</i> :	17

Chapitre 02 : Les huiles essentielles

I.	Les huiles essentielles :	18
1.	Définition :	18
2.	Localisation des huiles essentielles dans la plante :	18
3.	Rôle des huiles essentielles dans la plante :	18
4.	Propriétés thérapeutiques :	19
5.	Composition chimique des huiles essentielles :	19
6.	Caractéristiques physiques des huiles essentielles :	19
7.	Importance économique :	20
8.	Les principes méthodes d'extraction des huiles essentielles :	20
8.1.	L'hydrodistillation:	20
8.2.	Expression à froid:	21
8.3.	Extraction au moyen des solvants:	21
9.	Etude de l'activité antifongique:	22
II.	Présentation de la plante « <i>Eucalyptus globulus</i> » :	22
1.	Généralité sur la plante :	22
2.	Historique et origines des <i>Eucalyptus</i> :	22
3.	Classification botanique:	23
4.	Description botanique:	24
5.	La répartition géographique d' <i>Eucalyptus globulus</i> :	25
6.	Composition de l'huile essentielle d' <i>Eucalyptus globulus</i> :	25
7.	Propriétés physico-chimiques des HE:	26
8.	Activités de l'huile essentielle d' <i>Eucalyptus globulus</i> :	27

Partie II Matériel et Méthodes

1.	lieu et période de travail :	28
2.	Objectif de ce travail:	28
3.	Matériel :	28
3.1.	Matériel végétale :	28
4.	Méthode:	29
4.1.	Préparation de l'HE d' <i>Eucalyptus</i> :	29

4.1.1.	Préparation de la plante:	29
4.1.2.	Extraction d'huile essentielle :	29
4.1.3	Conservation de l'huile essentielle obtenue :	31
4.1.4	Détermination du rendement d'HE:	31
4.2.	Isolement et identification du champignon pathogène:	31
4.2.1.	Échantillonnage et recherche de l'agent phytopathogène:	31
4.2.2.	Isolement de l'agent phytopathogène:.....	32
.5	L'étude de l'activité antifongique de l'huile essentielle d'Eucalyptus globulus:	32
.6	Préparation des solutions thérapeutiques :	33
.7	Test in vitro L'activité antifongique in vitro a été testée selon deux méthodes :.....	33
A.	Diffusion sur milieu solide par la technique des puits:	33
B.	Méthode de diffusion sur gélose par disques (aromatogramme)	34
1.	Préparation des disques et du milieu :	34
.2	Ensemencement et dépôt des disques :.....	34
8.	Évaluation de l'activité bioconservatrice de l'huile essentielle sur les fraises :.....	35
.9	Évaluation de l'activité antifongique de l'huile essentielle sur plantules de fraisier :	36
10.	Description de l'altération des fruits :.....	36
11.	Taux d'inhibition de la croissance mycélienne :	36
12.	Taux de pourriture:.....	37
13.	Perte de poids :	37

Partie III Résultats et discussion

RESULTATS :		38
.1	L'huile essentielle:	38
2.	les résultats de l'identification de champignons isolés:	39
2.1.	Identification macroscopique :	39
2.2.	Identification microscopique :	39
.3	Activité antifongique de l'huile essentielle d'Eucalyptus globulus sur Rhizopus stolonifer et Candida albicans :	40
3.1.	Confrontation directe (Technique de l'Aromatogramme) :.....	40
3.2.	Méthode des puits :.....	41
	Etude de l'activité antifongique de l'huile essentielle d'Eucalyptus globulus sur Rhizopus stolonifer in-vivo :.....	41
4.	Observation de l'évolution de l'altération des fraises :.....	42
5.	l'activité antifongique de l'huile sur des plantules de fraises :.....	48

Conclusion

Références bibliographiques

Annexes

Introduction

Introduction

La fraise est l'un des fruits rouges les plus cultivés au monde, en raison de sa haute valeur nutritionnelle, de sa saveur et de son parfum caractéristiques, ainsi que de sa teneur en composés bioactifs bénéfiques pour la santé, tels que les vitamines, les fibres et les antioxydants, notamment la vitamine C et les anthocyanes **(Giampieri et al., 2012)**. Les fraises jouissent d'une grande popularité grâce à leur goût unique qui allie douceur et acidité.

La production mondiale de fraises a dépassé les 8 millions de tonnes en 2014. En Algérie, malgré les efforts nationaux déployés pour accroître la production locale, il n'existe pas de données claires provenant de l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture **(FAO)** ou des institutions publiques concernant cette production. La fraise revêt une importance économique considérable dans le secteur agricole, en raison de la demande croissante dont elle fait l'objet, tant pour la consommation fraîche que pour diverses industries agroalimentaires **(Hancock, 1999)**.

La fraise appartient à la famille des *Rosacées* et est connue pour sa grande sensibilité aux facteurs environnementaux et aux infections pathogènes, en particulier aux maladies fongiques qui nuisent à la productivité et à la qualité des fruits **(Maas, 1998)**. Traditionnellement, les fongicides ont été largement utilisés pour limiter les dommages subis par les fraises après la récolte. Cependant, on prend aujourd'hui de plus en plus conscience des risques potentiels que représentent les résidus chimiques pour la santé humaine et de la pollution environnementale causée par les fongicides synthétiques **(Pombo, et al. 2011 ; Raina-Fulton, 2015)** En conséquence, Les consommateurs privilégient les aliments contenant moins d'additifs chimiques et dont la durée de conservation est plus longue. De plus, la législation alimentaire restreint de plus en plus l'utilisation des conservateurs synthétiques et des antimicrobiens en raison de leur toxicité potentielle **(Brol, 1999)**. Il est donc devenu nécessaire de développer de nouvelles stratégies efficaces pour contrôler la détérioration des fraises après la récolte **(Pombo, et al. 2011)**.

Le champignon *Rhizopus stolonifer* est l'un des principaux agents pathogènes affectant les fraises ; il est responsable de la pourriture des fruits mûrs. Ce champignon entraîne d'importantes pertes économiques pendant les phases de stockage et de transport, en raison de sa propagation rapide dans des conditions humides et chaudes **(Snowdon, 1990)**.

Ces dernières années ont vu un intérêt croissant pour les alternatives naturelles, telles que les huiles essentielles, dans la lutte contre les maladies des plantes. Cet intérêt s'explique par les effets néfastes des pesticides chimiques sur l'environnement et la santé humaine, ainsi que par l'apparition de souches fongiques résistantes aux pesticides traditionnels. Par

conséquent, l'étude de l'efficacité des huiles essentielles dans la protection des fraises contre les maladies fongiques est devenue un sujet d'une importance capitale dans le domaine de la lutte biologique et de l'agriculture durable (**Pansera et al., 2025**). Dès lors, une question se pose : l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* est-elle capable d'inhiber efficacement la croissance de *Rhizopus stolonifer* et de limiter la détérioration post-récolte des fraises ?

Pour répondre à cette problématique, nous avons formulé les hypothèses suivantes :

- L'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* possède une activité antifongique significative contre *Rhizopus stolonifer*.
- L'augmentation de la concentration de l'huile essentielle entraîne une diminution progressive de la croissance mycélienne du champignon.
- L'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* peut être considérée comme une alternative naturelle prometteuse aux traitements chimiques utilisés dans la lutte contre les maladies fongiques post-récolte.

Ce document est divisé en deux parties : la première passe en revue la littérature scientifique sur les fraisiers, l'eucalyptus et le champignon *Rhizopus stolonifer*, ainsi que l'importance des extraits et huiles végétales comme alternatives naturelles aux pesticides chimiques. La seconde partie présente la partie expérimentale, décrivant les techniques utilisées et la troisième partie présente les résultats obtenus.

Revue Bibliographique

Partie I

1. Généralités sur Les fraises :

Le fraisier (*Fragaria* × *ananassa*) est une plante herbacée vivace appartenant à la famille des Rosaceae. Il est largement cultivé pour ses fruits riches en vitamines et en composés antioxydants. **(Université Saad Dahlab Blida 1, 2020).**

Les fraises comptent parmi les fruits les plus cultivés au monde, et leur culture ne cesse de se développer **(Bruno Mezzetti et al., 2018)** . Les fraises ont une durée de conservation très courte. La qualité des fruits se détériore rapidement avec le temps, ce qui entraîne des pertes pouvant atteindre 40 % **(Valentina Trinetta et al., 2020)** . La dégradation des baies est principalement due à des agents pathogènes fongiques **(Nilesh B. Gol et al., 2013)**

2. Historique :

La fraise compte parmi les plus anciens fruits connus de l'humanité. Des variétés sauvages sont consommées depuis l'Antiquité en Europe, en Asie et en Amérique du Nord. Elles appartiennent au genre *Fragaria*, de la famille des *Rosacées*, qui comprend de nombreuses espèces sauvages présentes dans les régions tempérées du monde entier **(Hancock, 1999).**

Les fraises sauvages étaient petites et principalement utilisées à des fins alimentaires et médicinales. La fraise moderne (*Fragaria* × *ananassa*) est apparue au XVIIIe siècle en France, suite à une hybridation naturelle entre deux espèces américaines : *Fragaria virginiana*, originaire d'Amérique du Nord, et *Fragaria chiloensis*, originaire d'Amérique du Sud. Cette hybridation a permis d'obtenir des fruits plus gros et de meilleure qualité **(Darrow, 1966).**

Au XIXe siècle, la culture de la fraise s'est largement répandue en Europe, puis dans le reste du monde, grâce aux progrès des techniques agricoles et à l'amélioration des variétés. La fraise figure aujourd'hui parmi les fruits rouges les plus importants et les plus précieux, cultivée dans de nombreux pays grâce à sa capacité d'adaptation à diverses conditions climatiques **(Hancock, 1999).**

Les fraises sont également connues pour leur haute valeur nutritionnelle, contenant des niveaux élevés de vitamines, notamment de vitamine C, ainsi que des antioxydants et des composés phénoliques qui contribuent à la prévention de nombreuses maladies et à l'amélioration de la santé humaine **(Giampieri et al., 2012).**

3. Classification botanique :

Fragaria × ananassa est classé comme suit :

Tableau 1 : classification botanique des les fraise Selon la base de (Potter et al, 2007)

Règne	Plantae
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Ordre	<i>Rosales</i>
Famille	<i>Rosaceae</i>
Genre	<i>Fragaria</i>
Espèce	<i>Fragaria × ananassa</i>

4. Situation et importance économique de la frise :

4.1. Dans le monde :

La fraise est l'un des fruits rouges les plus importants et les plus consommés au monde, en raison de sa haute valeur nutritionnelle, de son goût caractéristique et de sa teneur en composés essentiels bénéfiques pour la santé, tels que les vitamines, les antioxydants et les fibres alimentaires (Kader, 2002). Elles sont également utilisées dans de nombreuses industries alimentaires, comme les jus, les confitures et les desserts, ainsi que dans les produits de beauté.

La production mondiale de fraises a connu une croissance remarquable ces dernières années, portée par une demande croissante et l'amélioration des techniques agricoles, notamment dans les domaines de la culture sous abri, de l'irrigation et de la fertilisation (FAO, 2023). La Chine, les États-Unis, l'Égypte, l'Espagne et le Mexique comptent parmi les principaux producteurs mondiaux de fraises.

La culture des fraises contribue à soutenir l'économie mondiale en créant des emplois, en dynamisant le commerce agricole et en augmentant la valeur des exportations agricoles, en particulier dans les pays qui dépendent des cultures d'exportation (FAO, 2023). Cependant, la fraise est considérée comme une culture sensible et périssable, ce qui nécessite une protection efficace contre les maladies fongiques afin de préserver la qualité de la production et de

limiter les pertes économiques. Selon les données d'AtlasBig (s.d.), la culture de la fraise connaît un essor croissant dans de nombreux pays à travers le monde.

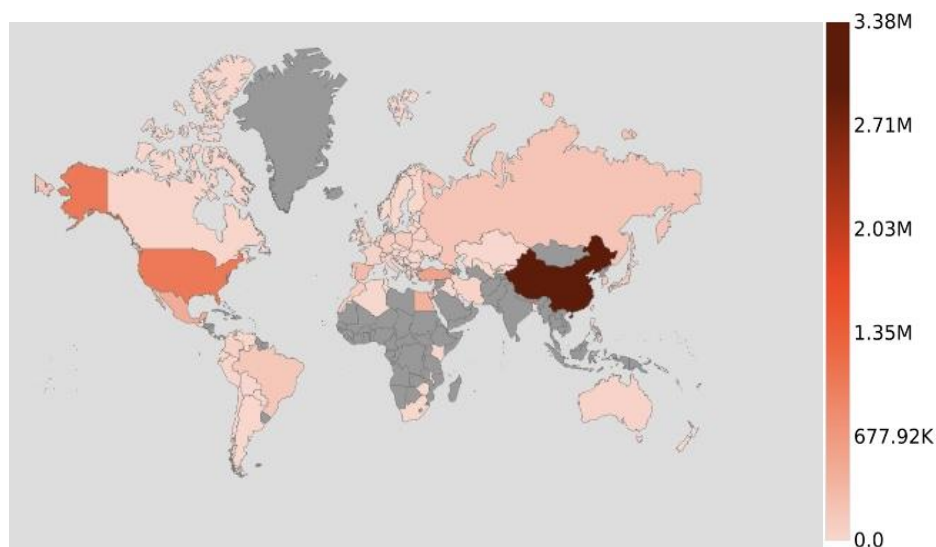


Figure 1 :production mondiale de fraises par pays (AtlasBig)

4.2. En Algérie :

La culture de la fraise en Algérie a connu un essor remarquable ces dernières années, en particulier dans les régions côtières qui bénéficient d'un climat tempéré et d'un taux d'humidité adéquat (**Bendifallah et al., 2016**). Sa production se concentre principalement dans des wilayas telles que Skikda, Jijel, Mostaganem et Chlef.

La culture de la fraise revêt une importance économique considérable en Algérie, où elle constitue une source de revenus importante pour les agriculteurs et contribue à la diversification de la production agricole nationale (**Haddad, 2018**). De plus, la demande pour ce produit ne cesse de croître sur les marchés locaux en raison de sa grande valeur nutritionnelle et de ses multiples utilisations.

5. Conditions de germination des fraises :

5.1. Conditions internes :

Les graines de fraises nécessitent des conditions d'intérieur adaptées pour garantir une germination optimale et homogène. La température, l'humidité et l'aération comptent parmi les principaux facteurs qui influencent la réussite de la germination. La température optimale pour la germination des graines de fraises se situe entre 18 et 25 °C ; des températures trop basses ralentissent la germination, tandis que des températures trop élevées ont un effet négatif sur la vitalité des graines (**Hancock, 1999**).

Les graines ont également besoin d'un substrat léger, aéré et riche en matière organique, tel qu'un mélange de tourbe et de sable, afin de garantir une rétention d'humidité suffisante sans pour autant étouffer les racines. De plus, il convient de maintenir une humidité modérée et constante pendant la période de germination, car la sécheresse ou l'excès d'humidité peuvent entraîner un échec de la germination ou la pourriture des graines (**Darrow, 1966**).

Il est également préférable de fournir un éclairage modéré pendant la phase de germination, car certaines variétés de fraises réagissent favorablement à la lumière. De plus, une bonne aération contribue à réduire la prolifération des champignons et des maladies susceptibles d'affecter les jeunes plants.

5.2. Conditions externes :

La culture des fraises est influencée par de nombreux facteurs environnementaux externes, dont les principaux sont le climat, la qualité du sol et l'humidité atmosphérique. Les fraises poussent mieux dans les régions au climat tempéré, où les températures propices à leur croissance varient entre 15 et 26 °C. De plus, les fraises ont besoin d'un bon ensoleillement pour assurer une croissance végétative saine et améliorer la qualité des fruits, tout en protégeant les plants des vents violents et du gel qui pourraient nuire à la floraison et à la production (**Maas, 1998**).

6. Classification génétique :

La fraise appartient au genre *Fragaria* de la famille des Rosacées et comprend de nombreuses espèces et variétés qui diffèrent par leurs caractéristiques génétiques, la taille de leurs fruits, leur résistance aux maladies et leur rendement. La classification génétique des fraises repose sur la nature de la composition génétique des variétés et sur les méthodes d'amélioration agricole (**Hancock, 1999**).

6.1. Les variétés fixées :

Les variétés stables sont définies comme des variétés dont les caractéristiques génétiques restent stables d'une génération à l'autre, ce qui donne des plantes homogènes lorsqu'elles sont multipliées par graines ou par voie végétative. Ces variétés sont obtenues après plusieurs étapes de sélection et de fixation des caractères souhaités, tels que la qualité des fruits, la saveur et le rendement (**Darrow, 1966**).

Les variétés fixes se distinguent par leur capacité à conserver leurs caractéristiques génétiques sur de longues périodes, ce qui facilite leur utilisation dans les études génétiques et les programmes de sélection végétale. Cependant, certaines d'entre elles peuvent être moins résistantes aux maladies ou moins productives que les variétés hybrides modernes.

6.2. Les variétés hybrides :

Les variétés hybrides résultent du croisement d'au moins deux variétés, dans le but de combiner les caractéristiques souhaitées des parents, telles qu'une production accrue, une meilleure qualité des fruits, une résistance aux maladies et une capacité d'adaptation à différentes conditions environnementales **(Hancock, 1999)**.

La plupart des variétés de fraises actuellement cultivées sont des hybrides, en particulier la variété commerciale *Fragaria* × *ananassa*, issue d'un croisement naturel entre *Fragaria virginiana* et *Fragaria chiloensis* en France au XVIII^e siècle **(Darrow, 1966)**. Ces variétés se caractérisent par un rendement élevé et des fruits de plus grande taille, mais certaines de leurs caractéristiques peuvent ne pas rester stables lors de la multiplication par graines.

7. Les caractères morphologiques de la fraiser

Le fraisier est une plante herbacée vivace à croissance en rosette, dont la morphologie repose sur quatre organes principaux. Son système racinaire est adventif et fasciculé, formant un réseau fibreux superficiel issu de la base de la plante. La couronne, tige courte et compacte située au niveau du sol, constitue le point central d'où émergent les feuilles, les fleurs et les stolons. Les feuilles basales, alternes et pétiolées, sont composées de trois folioles ovales à bords dentelés et souvent pubescentes. L'appareil reproducteur se manifeste par des cymes de 5 à 15 fleurs hermaphrodites, dotées de 5 pétales blancs et de multiples étamines et pistils libres sur un réceptacle floral surélevé. Enfin, la fraise est un faux fruit résultant de l'hypertrophie du réceptacle floral, tandis que les véritables fruits sont les akènes secs dispersés à sa surface **(Khanizadeh, & Deschênes, . 2005)**.



Figure 2: fraisier avec fraise (photo originale ,2026)



Figure 3 : fleurs de fraisier (photos originale,2026)

8. Cycle biologique de fraises :

Le fraisier est une plante vivace dont le cycle de vie, s'étalant sur 3 à 5 ans, alterne entre repos hivernal, floraison printanière et fructification estivale. Il se renouvelle principalement via des stolons à la fin de l'été, nécessitant un renouvellement régulier pour maintenir une production optimale. (Bruno et al., 2018).

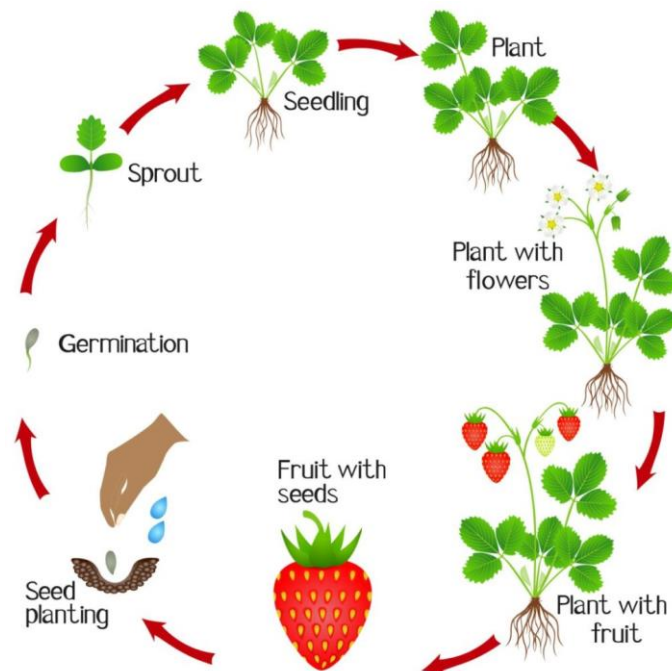


Figure 4: le cycle de croissance des fraisiers (fr .dreamstime.com,2017)

8.1. Phase de germination :

La germination revêt une importance capitale pour les variétés de fraises sauvages ou les programmes d'amélioration de celles-ci, étant donné que la culture commerciale privilégie la multiplication végétative (reproduction asexuée). Les graines (akènes) situées à la surface du fruit germent sous l'effet de l'humidité et de la lumière. Ce processus commence par l'absorption d'eau, suivie de l'émergence du radicule. La rupture de la dormance des graines nécessite généralement une période de refroidissement (stratification) **(Stewart, 2022)**.

8.2. Phase de croissance :

Une fois que la plante s'est stabilisée, elle commence à produire ses parties végétatives. La tige courte, appelée couronne, produit des racines et des feuilles latérales. Dans des conditions de journées longues et de temps chaud, le plant de fraise produit des tiges rampantes. Ces tiges s'enracinent pour former de nouvelles plantes génétiquement identiques au plant mère **(Savini et al., 2016)**.

8.3. Phase de floraison :

La transition vers la phase reproductive dépend de la photopériode (durée du jour) et de la température. Induction florale : Chez les variétés non-remontantes, l'induction a lieu lors des jours courts de l'automne. Les bourgeons axillaires se transforment alors en inflorescences. Anthèse : Au printemps, les fleurs s'ouvrent. La pollinisation, principalement assurée par les insectes et le vent, est cruciale pour obtenir des fruits bien formés **(Woldemariam et al., 2023)**.

8.4. Phase de fructification et de maturation :

C'est l'étape finale du cycle de reproduction.

Développement du fruit : contrairement à ce que l'on pourrait croire, la fraise est classée parmi les faux fruits. Le véritable fruit est l'akène (petite graine sèche). La partie charnue comestible est le calice, qui gonfle après la fécondation.

Maturation : ce processus de maturation se caractérise par des changements biochimiques, notamment l'accumulation de sucres (fructose et glucose), une baisse de l'acidité et la formation d'anthocyanes, responsables de la couleur rouge. **(Liu et al., 2020)**.



Figure 5: le cycle de vie de la fraise : germination , croissance végétative, floraison et fructification (**Geeky Greenhouse, 2024**).

9. La récolte des fraises :

Les fraises sont récoltées lorsqu'elles sont parfaitement mûres et ont pris une couleur rouge intense, généralement à la fin du printemps ou au début de l'été. La saison de récolte dure trois semaines pour les variétés à fructification unique, deux mois pour les variétés à fructification continue, et s'étend sur quatre ou cinq mois pour les variétés à fructification continue. Il faut cueillir les fruits avec précaution en tournant ou en coupant la tige juste au-dessus du fruit pour éviter de les abîmer. Il est préférable de les récolter tôt le matin et de les conserver dans un endroit frais. Les fraises peuvent se conserver quelques jours au réfrigérateur, mais elles sont bien meilleures fraîches (**Polese, 2005**).

10. Qualité nutritionnelle et composition chimique des fraises :

La fraise fait partie des fruits les plus consommés en raison de sa richesse en nutriments essentiels et en composés phytochimiques bénéfiques pour la santé humaine. Parmi ces composés, les anthocyanes et les ellagitanines constituent les principaux antioxydants responsables de ses effets biologiques.

Sur le plan nutritionnel, la fraise est considérée comme un aliment sain. Sa teneur en fibres alimentaires et en fructose contribue à réguler la glycémie en ralentissant la digestion, tout en favorisant la sensation de satiété et en contrôlant l'apport calorique. De plus, les fraises contiennent des acides gras essentiels grâce à leur huile de graines riche en acides gras insaturés (environ 72 % d'acides gras polyinsaturés) (**Jasna et al., 2011**).

Les composés phytochimiques des fraises sont principalement constitués de composés phénoliques présentant un fort potentiel biologique chez l'être humain. Les flavonoïdes, en particulier les anthocyanes, sont les plus abondants, suivis des tanins hydrosolubles (ellagitannins) et des acides phénoliques (**Fernando et al., 2004**).

De plus, la fraise est appréciée non seulement pour son goût et son parfum, mais aussi pour sa valeur nutritionnelle et ses propriétés antioxydantes. Elles contiennent divers composés bioactifs tels que les polyphénols(**Pablo et al., 2009**), les flavonoïdes et les tanins, qui possèdent des activités biologiques importantes, notamment antioxydantes, antimicrobiennes et anticancéreuses (**Francesca et al., 2012**). Une portion de fraises fournit environ 33 kcal, ainsi qu'une quantité importante de vitamine C, de manganèse et de fibres alimentaires(**José et al., 2013**).

11. Les principales maladies de fraisier :

La culture du fraisier est en plein développement mais la production reste encore faible malgré son grand pouvoir d'adaptation qui nécessite beaucoup de soins et d'entretien. Cependant, le fraisier rencontre beaucoup de problèmes phytosanitaires, tels que les maladies fongiques. En effet, il est sujet aux attaques d'un grand nombre de parasites en particulier les champignons , les bactéries , les virus et les insectes. le tableau suivant (**tableau 2**) en regroupe les plus importantes :

Tableau 2: les principales maladies de fraisier

Maladie	Agent causal	Symptômes
Coeur rouge des racines du fraisier	<i>Phytophthora fragariae</i> (EPPO, 2004)	
Verticilliose	<i>Verticillium dahliae</i> (Carisse & Maas, 2005)	
Pourriture grise	<i>Botrytis cinerea</i> (EPPO, 2004)	
Pourriture noire	<i>Rhizoctonia fragariae</i> (Husaini, et al., 2016)	
Taches noires du fraisier	<i>Colletotrichum acutatum</i> (Carisse & Maas, 2005)	

12. Données sur le champignon *Rhizopus stolonifer* :

Le champignon *Rhizopus stolonifer* est très répandu dans la nature ; on le trouve dans le sol, dans l'air, ainsi que dans les résidus végétaux et les matières organiques en décomposition. Connu sous le nom de « moisissure noire du pain », il est l'un des principaux agents responsables de la pourriture post-récolte, en particulier chez les fraises, les raisins et les tomates (Agrios, 2005). Ce champignon se caractérise par sa croissance rapide et sa grande capacité à se propager dans des conditions humides et chaudes. L'infection se manifeste par une pourriture aqueuse et molle des tissus végétaux, suivie de l'apparition d'une moisissure blanche cotonneuse qui vire ensuite au noir en raison de la formation de spores (Alexopoulos et al., 1996). Le champignon se propage facilement par les spores transportées par l'air ou par contact direct entre les fruits infectés et les fruits sains ; l'infection pénètre souvent par les blessures ou les fissures présentes sur les fruits (Ellis et al., 2007).

13. Généralités sur *Rhizopus stolonifer* :

Rhizopus stolonifer appartient à la famille des Zygomycetes et se caractérise par la formation de mycélium non cloisonné (sans septa). C'est un champignon saprophyte qui se nourrit de matières organiques en décomposition, mais il peut devenir un champignon pathogène causant des pertes économiques considérables dans les récoltes agricoles stockées (Agrios, 2005). Les conditions optimales pour la croissance de ce champignon sont des températures comprises entre 25 et 30 °C, associées à un taux d'humidité élevé. Il se caractérise également par la formation rapide de saccules noirs contenant un grand nombre de spores, ce qui explique sa forte capacité de propagation (Alexopoulos et al., 1996). Le champignon s'attaque généralement aux fruits mûrs ou aux tissus végétaux fragilisés, provoquant une dégradation rapide des cellules due à la sécrétion d'enzymes qui décomposent les tissus végétaux (Ellis et al., 2007).



Figure 6: observation microscopique de *Rhizopus stolonifer* (Shutterstock, 2022).

14. Classification de l'agent pathogène :

Selon ce qui est indiqué dans le livre Introduction to fungi Cambridge university press.

Tableau 3: classification de *Rhizopus stolonifer* (Webster & Weber, 2007)

Règne	<i>Fungi (Eumycota)</i>
Phylum	<i>Zygomycota</i>
Classe	<i>Zygomycetes</i>
Ordre	<i>Mucorales</i>
Famille	<i>Mucoraceae</i>
Genre	<i>Rhizopus</i>
Espèce	<i>Rhizopus stolonifer</i> (synonyme : <i>R. nigricans</i>)

15. La morphologie et les caractères culturels de *Rhizopus stolonifer* :

Rhizopus stolonifer est un champignon filamenteux caractérisé par une croissance très rapide sur les milieux de culture, notamment sur le milieu PDA. Les colonies sont initialement blanches, cotonneuses et aériennes, puis deviennent progressivement grisâtres à noires avec l'âge en raison de la formation abondante des sporanges contenant les spores (Agrios, 2005). Le mycélium est large, ramifié et non cloisonné (coenocytique). Le champignon possède des stolons horizontaux reliant plusieurs groupes de *sporangiohores*. À la base de ces stolons se développent des rhizoïdes jouant un rôle dans la fixation et l'absorption des nutriments (Alexopoulos et al., 1996). Les *sporangiohores* sont dressés, longs et portent à leur extrémité des sporanges sphériques de couleur noire. Ces sporanges renferment un grand nombre de spores asexuées appelées *sporangiospores*, responsables de la dissémination rapide du champignon (Ellis et al., 2007). En conditions défavorables, *Rhizopus stolonifer* peut produire des zygospores à paroi épaisse, assurant sa survie pendant de longues périodes dans le sol ou sur les débris végétaux (Alexopoulos et al., 1996). *Rhizopus stolonifer* ne produit pas de véritables microconidies comme les champignons du genre *Fusarium*, mais il forme des spores asexuées à l'intérieur des sporanges appelées *sporangiospores*. De même, *Rhizopus stolonifer* ne produit pas de macroconidies, car ce type

de spores est caractéristique de certains autres champignons tels que *Fusarium*. Chez *Rhizopus*, la reproduction asexuée se réalise principalement par les spores (sporangiospores). Par ailleurs, *Rhizopus stolonifer* ne forme pas de véritables *chlamydospores*, mais il peut produire des spores sexuelles résistantes appelées *zygospores*, capables d'assurer sa survie dans des conditions environnementales défavorables (Agrios, 2005).

15.1. Les spores asexuées (Sporangiospores) :

Les *sporangiospores* sont de forme sphérique à ovoïde, unicellulaires et de couleur brunâtre à noire à maturité. Elles sont produites à l'intérieur des sporanges et sont facilement disséminées par l'air ou l'eau (Ellis et al., 2007).

15.2. Les sporanges :

Les sporanges sont globuleux, noirs et situés à l'extrémité des sporangiophores. À maturité, ils éclatent pour libérer les spores dans le milieu extérieur, favorisant ainsi la propagation de l'infection (Agrios, 2005).

15.3. Les zygospores :

Les *zygospores* sont des structures sexuelles résistantes formées dans des conditions environnementales défavorables. Elles possèdent une paroi épaisse et sombre permettant au champignon de survivre pendant de longues périodes (Alexopoulos et al., 1996).

16. Cycle biologique :

Le champignon *Rhizopus stolonifer* appartient au phylum des *Zygomycota* (ordre des Mucorales). C'est un organisme *saprotrophe* à croissance extrêmement rapide, capable de recouvrir une boîte de gélose en 24 à 36 heures. Il est particulièrement connu pour provoquer la pourriture des fruits mous par la sécrétion d'enzymes pectiques. Son cycle biologique comprend deux modes de reproduction : asexué et sexué. (Deacon, 2013).

16.1. Phase de reproduction asexuée :

La reproduction asexuée est le mode de propagation le plus courant du champignon *Rhizopus stolonifer*. Ce champignon se caractérise par une croissance végétative par fusion de plusieurs noyaux, ce qui permet aux noyaux de se déplacer librement à l'intérieur de celui-ci. Il produit des *sporophores* surmontés de *saccosporanges*, à l'intérieur desquels se forment des spores mononucléaires protégées par une pigmentation foncée. Une fois mûres, ces spores sont libérées et se propagent dans l'air ou dans l'eau. Lorsque les conditions environnementales sont favorables, elles germent pour former de nouveaux filaments fongiques, achevant ainsi le cycle de reproduction asexuée.

16.2. Phase de reproduction sexuée :

La reproduction sexuée chez le champignon *Rhizopus* se produit dans des conditions environnementales spécifiques et est déclenchée par l'action d'hormones telles que l'acide trisporique. Ce mode de reproduction nécessite la rencontre de deux souches conjuguées différentes (positive et négative), à partir desquelles se développent des *zygophores* qui se rencontrent et fusionnent pour former un spore zygote à paroi épaisse, caractérisé par sa résistance aux conditions environnementales difficiles. Ce spore est soutenu par des cellules appelées *suspensors*, à l'intérieur desquelles se déroulent les processus de karyogamie et de méiose. Après une période de dormance, le spore zygote germe pour produire un sporophyte (Deacon, 2013).

17. Gamme d'hôte de *Rhizopus stolonifer* :

Rhizopus stolonifer possède une large gamme d'hôtes et peut infecter plusieurs fruits et légumes, notamment après la récolte. Les principales cultures sensibles sont la fraise, le raisin, la tomate, la pêche, l'abricot, les agrumes ainsi que la pomme de terre (Agrios, 2005).

L'infection se développe principalement sur les fruits mûrs ou les tissus végétaux blessés. Les blessures mécaniques causées durant la récolte, le transport ou le stockage favorisent fortement la pénétration du champignon dans les tissus végétaux (Alexopoulos et al., 1996). Ce champignon préfère particulièrement les tissus riches en eau et en sucres, ce qui explique l'importance des dégâts observés sur les fruits charnus et fragiles comme la fraise (Ellis et al., 2007).

18. Symptomatologie :

Les symptômes d'une infection par le champignon *Rhizopus stolonifer* se manifestent par l'apparition de taches aqueuses et molles à la surface des fruits ou des tissus végétaux atteints, qui évoluent rapidement vers une pourriture molle entraînant la désagrégation des tissus et la perte de leur cohésion. À mesure que l'infection progresse, un mycélium blanc cotonneux recouvre la zone touchée, puis vire au noir en raison de la formation des spores noires caractéristiques du champignon. Une odeur de fermentation se dégage parfois en raison de la décomposition des tissus végétaux. Dans le cas des fraises, les fruits deviennent très mous et recouverts d'une couche fongique dense, ce qui les rend impropres à la consommation ou au stockage (Alexopoulos et al., 1996).

19. La lutte contre *Rhizopus stolonifer* :

La lutte contre *Rhizopus stolonifer* repose principalement sur des mesures préventives visant à limiter le développement et la propagation du champignon. Le maintien d'une température basse et d'une humidité contrôlée durant le stockage permet de réduire considérablement les infections post-récolte. Il convient d'éliminer les fruits contaminés et les résidus végétaux infectés afin de limiter les sources d'infection (**Agrios, 2005**).

Actuellement, plusieurs recherches s'orientent vers l'utilisation des huiles essentielles et des biofongicides comme alternatives naturelles aux pesticides chimiques. Des huiles essentielles telles que l'huile d'eucalyptus ou de thym ont montré une activité antifongique importante contre *Rhizopus stolonifer* en inhibant la croissance mycélienne et la germination des spores (**Bakkali et al., 2008**).

I. Les huiles essentielles :**1. Définition :**

Les huiles essentielles sont des extraits liquides concentrés (**Bonnafous, 2013**) sont des mélanges de substances aromatiques produites par de nombreuses plantes. Les HE sont obtenues à partir d'une partie végétal (feuilles, tige, rameaux...etc...), leur structure est complexe, obtenus à partir d'une matière première végétale botaniquement définie, soit par entraînement par la vapeur d'eau, soit par distillation sèche, ou par un procédé mécanique approprié sans chauffage. L'huile essentielle est le plus souvent séparée de la phase aqueuse par un procédé physique n'entraînant pas de changement significatif de sa composition. Elles sont présentées en petites quantités par rapport à la masse du végétal : elles sont odorantes et très volatiles, c'est-à-dire qu'elles s'évaporent rapidement dans l'air (**Padrini et al. 2003**).

Il est important de distinguer entre les huiles essentielles, les huiles fixes (huile d'olive...) et les graisses contenues dans les végétaux. En effet, seules les huiles essentielles sont volatiles, ce qui les différencie des huiles fixes et graisses. Elles se distinguent des huiles fixes par leurs compositions chimiques et leurs caractéristiques physiques. Elles sont fréquemment associées à d'autres substances comme les gommes et les résines (**Bekhechi et al. 2014**).

2. Localisation des huiles essentielles dans la plante :

Les HE peuvent s'accumuler dans des cellules isolées qui se distinguent des autres cellules par leur teinte plus jaune et leurs parois épaisses, légèrement subérifiées. C'est le cas chez les Lauracées. Elles peuvent former de fines gouttelettes parsemant le protoplasme de cellules épidermiques (épiderme supérieur des pétales de Rose). Mais généralement les épidermes des pétales de fleurs odorantes ne contiennent pas de grosses réserves d'essences. Elles sont vaporisées de façon continue au cours de leur formation (**Werker et al. 1993**).

3. Rôle des huiles essentielles dans la plante :

Les huiles essentielles jouent plusieurs rôles biologiques importants chez les végétaux. Comme mentionné chez (**Werker et al 1993**), les HE peuvent être : stockées dans des cellules spécialisées, diffusées dans les tissus, ou libérées directement dans l'air. Les HE possèdent des propriétés antimicrobiennes, antifongiques et insecticides, ce qui leur permet de protéger la plante contre les bactéries, les champignons et les insectes herbivores, ainsi que contre certaines plantes concurrentes par allélopathie (**Gershenzon & Dudareva, 2007**).

Les plantes peuvent émettre des composés volatils en réponse à une attaque, ce qui peut activer les mécanismes de défense chez les plantes voisines (**Dudareva et al., 2004**).

4. Propriétés thérapeutiques :

Les huiles essentielles possèdent plusieurs propriétés thérapeutiques reconnues, ce qui explique leur utilisation en phytothérapie et en aromathérapie. D'après Bec (2013), elles seraient « antibactériennes, antivirales, antifongiques, expectorantes, Les huiles essentielles exercent une activité antibactérienne, antifongique et antivirale ,nerveuses et cicatrisantes ». Les huiles essentielles peuvent être employées de manières diverses selon l'huile en question par voie orale, par voie cutanée.

Il est important de noter que dans la totalité des guides d'utilisation des huiles essentielles, des avertissements sont mis en avant pour attirer l'attention des lecteurs sur les dangers liés à leur mauvaise utilisation **(Bakkali et al., 2008)**.

5. Composition chimique des huiles essentielles :

Les huiles essentielles sont constituées d'un mélange complexe de composés organiques volatils, dont les principaux sont les terpènes, tels que les *monoterpènes* et les *sesquiterpènes*, ainsi que leurs dérivés oxydés, comme les alcools, les aldéhydes, les cétones, les esters et les oxydes. Les huiles essentielles se caractérisent également par une composition chimique analysable et extrêmement variable **(Larbi et al., 2014)**. Ces composés jouent un rôle essentiel dans la détermination de l'odeur et des propriétés thérapeutiques des huiles : les alcools possèdent des propriétés antiseptiques, les esters ont un effet apaisant, et les phénols ont un puissant pouvoir antibactérien, bien qu'ils soient parfois irritants. Elles se composent d'un nombre limité de composés principaux (généralement entre 2 et 6) ainsi que de composés secondaires et d'autres composés rares **(Pibiri, 2006)**. Ces huiles appartiennent à deux grands groupes chimiques : le groupe des *terpenoïdes*, qui est le plus courant, et le groupe des composés aromatiques dérivés du *vinylpropane*, qui est moins répandu et se caractérise par une voie de biosynthèse totalement différente **(Paris et al, 1981)**.

6. Caractéristiques physiques des huiles essentielles :

Selon de nombreuses études menées par des chercheurs, les huiles essentielles partagent de nombreuses propriétés physiques **(Laib, 2011)** :

Leur densité est généralement inférieure à celle de l'eau, ce qui s'explique par leur forte teneur en monoterpènes.

- ✓ Elles se caractérisent par un indice de réfraction élevé.
- ✓ Elles sont liquides à température ambiante.
- ✓ Elles sont incolores ou d'un jaune pâle.
- ✓ Elles sont rapidement périssables et sensibles à l'oxydation.
- ✓ Elles sont volatiles, ce qui les distingue des huiles fixes **(Najai et al., 2017)**.

7. Importance économique :

Les huiles essentielles revêtent une grande importance économique en raison de leurs propriétés biologiques et thérapeutiques, de leurs parfums caractéristiques, ainsi que de leurs effets sur l'environnement et de leurs multiples applications dans diverses industries. Cette diversité de propriétés et d'applications a suscité un intérêt croissant pour ces substances dans les domaines de la biologie et de la chimie organique (**Hammiche, 1982**).

8. Les principes méthodes d'extraction des huiles essentielles :

8.1. L'hydrodistillation:

La distillation à l'eau (ou distillation à la vapeur) est une méthode d'extraction fortement recommandée car elle repose sur le transfert des composés volatils issus de produits naturels à l'aide de vapeur. Ce procédé est également connu sous le nom de « distillation à la vapeur » car il convient aux huiles riches en composants volatils, qui sont facilement transportés par les molécules de vapeur d'eau en mouvement. (**Padrini et al., 1996**), le produit obtenu par distillation hydrique contient une phase aqueuse et une phase organique constituée de l'huile essentielle. Lorsque la densité de ces deux phases est similaire, on observe une émulsion (**Shabi, 2019**). La plupart des huiles essentielles sont obtenues par distillation, à l'exception des huiles d'agrumes (citron, orange, etc.) et de l'huile de genévrier (**Belaiche, 1979**). La matière végétale est plongée dans un alambic rempli d'eau, et le mélange est porté à ébullition à pression atmosphérique, ce qui permet la libération des molécules aromatiques présentes à l'intérieur des cellules végétales. Ainsi, le mélange isotrope d'eau et d'huile essentielle s'évapore à une température constante de 100 °C sous pression atmosphérique.

Les vapeurs hétérogènes se condensent sur une surface froide, et l'huile essentielle se sépare en raison de sa différence de densité. Elle est ensuite recueillie par décantation (**Broneton, 1999 ; Franchomme et al, 1990**).



Figure 7: montage expérimental de l'hydrodistillation pour l'extraction des huiles essentielles (**Chemat, 2014**).

8.2. Expression à froid:

La technique de l'extraction à froid est un procédé mécanique permettant d'extraire les huiles essentielles des écorces d'agrumes, comme l'orange et le citron, sans avoir recours à la chaleur. Cette technique repose sur la compression ou le pressage des écorces afin de libérer l'huile contenue dans leurs glandes. Le mélange obtenu, composé d'huile et d'eau, est ensuite recueilli et séparé à l'aide de méthodes telles que la centrifugation ou la filtration. L'un des principaux avantages de cette méthode est la préservation de la composition naturelle des composés aromatiques, L'absence de chaleur empêche la dégradation ou l'évaporation des composants sensibles, ce qui permet d'obtenir une huile dont l'arôme est similaire à celui de la plante d'origine. Cependant, cette technique est principalement réservée aux agrumes et ne convient pas à la plupart des autres plantes aromatiques (Zygadlo et al., 2016).

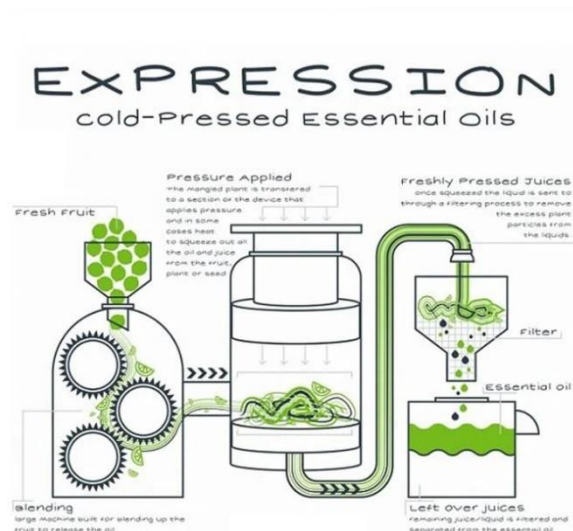


Figure 8 : extraction des huiles essentielles par expression a froid (Baser,2009).

8.3. Extraction au moyen des solvants:

La technique d'extraction par solvants est une méthode couramment utilisée pour extraire les huiles essentielles, en particulier à partir de plantes thermosensibles telles que les fleurs fragiles qui ne supportent pas la distillation à la vapeur ou la distillation à l'eau, comme le jasmin, le clou de girofle et le muguet (Bousbia, 2011).

Cette technique est utilisée pour extraire les composés non solubles dans l'eau. Elle repose sur l'utilisation de solvants organiques tels que l'hexane ou l'éther de pétrole, la matière végétale étant immergée dans le solvant qui dissout les composés aromatiques. Pour réussir l'extraction

d'une substance chimique à partir d'un liquide (mélange ou solution), le liquide et le solvant d'extraction doivent être immiscibles, ce qui conduit à la formation de deux phases (ou deux parties non mélangées) pendant l'extraction, la phase supérieure étant le liquide le moins dense (**chabbi, 2019**). Cette méthode se distingue par son rendement élevé et sa capacité à préserver les arômes subtils qui pourraient être altérés par la distillation. Elle peut toutefois laisser des traces de solvant ; elle est également plus coûteuse et est principalement utilisée dans l'industrie des parfums et des parfums de luxe (**Guenther, 2012 ; Sell, 2006**).

9. Etude de l'activité antifongique:

Les activités antifongiques étudient la capacité de substances, telles que les huiles essentielles ou les extraits végétaux, à inhiber ou à empêcher de manière sélective la croissance de champignons pathogènes, tout en limitant les effets néfastes sur l'organisme hôte (**Lion, 2017**). Pour ce faire, les tests sont souvent réalisés sur des milieux de culture solides, tels que des plaques d'agar, afin d'observer l'effet de la substance étudiée sur la croissance fongique (**Sawai et al., 2004**). De nombreuses études ont révélé que les plantes contiennent des composés antimicrobiens, C'est pourquoi les huiles essentielles suscitent un vif intérêt. Pour évaluer cette activité, les recherches scientifiques ont recours à diverses techniques de laboratoire, parmi lesquelles figurent notamment le test de contact direct et le test de diffusion en milieu diffusion en milieu solide, qui permettent de déterminer avec précision l'efficacité antifongique et d'évaluer l'intensité de l'effet.

II. Présentation de la plante « *Eucalyptus globulus* » :

1. Généralité sur la plante :

L'eucalyptus, commun, est connu sous plusieurs noms, tels que *l'eucalyptus bleu*, *l'eucalyptus officinal* (*Eucalyptus officinalis*) et l'arbre de la fièvre. Cette espèce est l'une des plus répandues au monde ; elle est originaire du sud-est de l'Australie et de l'île de Tasmanie. Il se distingue par sa taille imposante, pouvant atteindre environ 50 mètres (**Potts , 2004**).

L'eucalyptus est une plante aromatique à croissance rapide, dotée d'une grande capacité d'adaptation, ce qui lui permet de vivre dans des conditions climatiques et environnementales variées. Il préfère toutefois les climats chauds, tels que ceux des régions tropicales, subtropicales et tempérées, a besoin d'une grande quantité d'eau et ne supporte pas les températures basses (**Vaughan , (2008)**).

2. Historique et origines des Eucalyptus :

Il existe aujourd'hui plus de 500 espèces différentes d'eucalyptus, dont l'origine remonte à l'Australie, mais qui se sont également répandues dans d'autres régions telles que l'Amérique du Sud, l'Afrique et l'Europe, où elles ont su s'adapter à des environnements

variés. En 1850, plusieurs espèces d'eucalyptus ont été introduites en Algérie, parmi lesquelles l'eucalyptus globuleux (*Eucalyptus globulus* Labill), l'eucalyptus viminalis (*Eucalyptus viminalis*), l'eucalyptus robuste (*Eucalyptus robusta* Sm.) et l'eucalyptus à bec (*Eucalyptus rostrata* SchL.), et bien d'autres encore. Ces arbres se sont distingués par leur capacité à assécher les marécages et à éliminer les moustiques Anopheles, ce qui a contribué à réduire la propagation du paludisme. On a également constaté par la suite qu'ils poussaient à une vitesse remarquable. Les espèces *E. globulus*, *E. camaldulensis* et *E. gomphocephala* comptent parmi les plus répandues dans la région méditerranéenne (Metro, 1970). Ces espèces ont été utilisées en médecine traditionnelle pour leurs propriétés analgésiques, anti-inflammatoires et antipyrétiques, notamment dans le traitement des affections respiratoires telles que le rhume, la grippe et la congestion des sinus, ainsi que pour traiter la diarrhée et comme astringent en dentisterie (Batish et al., 2008 ; Iseppi et al. 2020) Des études récentes indiquent que l'extrait de feuilles de quinquina pourrait contribuer à atténuer les effets secondaires de la chimiothérapie (Nasser et al., 2020). L'huile essentielle d'eucalyptus est également utilisée dans de nombreux domaines pharmaceutiques, cosmétiques, alimentaires et médicaux (Tsiri et al., 2003 ; Sefidkon et al., 2006 ; Iseppi et al., 2020).

3. Classification botanique:

Ce classement se réfère à la classification botanique antérieure, (Cronquist, 1981) il est représenté en tableau

Tableau 4 : classification botanique d'*Eucalyptus globulus* (Cronquist. 1981)

Règne	Plantae
Sous-Règne	<i>Tracheobionta</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida / Dicotylédones</i>
Sous-classe	<i>Rosidae</i>
Ordre	<i>Myrtales</i>
Famille	<i>Myrtaceae</i>
Genre	<i>Eucalyptus</i>
Espèce	<i>E. globulus</i>

4. Description botanique:

Dans son milieu naturel, l'arbre atteint généralement 20 mètres de haut, et son tronc peut mesurer jusqu'à 2,50 mètres de circonférence, mais sa hauteur dépasse rarement 50 mètres (**Ghassemian et al. 2019**) . C'est un arbre à feuilles persistantes de taille moyenne, dont les branches se ramifient généralement près du sol (**Australian Native Plant Society, 2023**). Ses feuilles sont arrondies à la base et pointues à l'extrémité ; elles sont en forme de croissant, opposées et portées par de longs pétioles. Ses grandes fleurs, qui poussent à l'aisselle des feuilles, ont des pétales formant une sorte de chapeau, qui tombent à mesure que mûrissent les nombreuses étamines. Toutes les parties vertes de la plante contiennent de petites glandes sécrétant une huile aromatique à l'odeur forte, très agréable, balsamique, semblable à celle du camphre. Son goût chaud, légèrement amer, laisse une sensation de fraîcheur. Ses fruits ligneux sont recouverts d'une enveloppe dure. C'est cette enveloppe qui donne son nom à cette espèce de cannelle, « *globulus* » (**Dellile, 2007**).

Les fleurs sont très variées , elles ont de très nombreuses étamines qui peuvent être de couleur blanche, crème, jaune, rose ou rouge, figure(09) :

La fleur permet la caractérisation de l'espèce. Celle de l'*Eucalyptus Globulus* est en forme de toupie conique, coiffée d'un capuchon qui se détache comme un couvercle au moment de l'épanouissement de la fleur (de couleur blanchâtre et à étamines nombreuses) (**national park service**).



Figure 9 : fleur et feuille et fruit d'*Eucalyptus globulus* (**Boukhatem et al., 2017**)

5. La répartition géographique d'*Eucalyptus globulus*:

L'origine de cette plante d'*Eucalyptus* est d'Australie, la majorité de ses espèces sont à l'origine de l'île de Tasmanie et de l'île principale d'Australie. Elle est rapidement plantée dans les régions subtropicales de l'Asie et du bassin méditerranéen. Elle est intégrée dans le reste du monde par le botaniste Sir Joseph Banks notamment : Afrique du nord, Brésil, Afrique du sud, Californie...En 1857, elle est introduite en Algérie pour drainer les terrains de régions touchées par la malaria (**Treiner, 2000**).

Tableau 5 :Répartition géographique d'Eucalyptus en Algérie (**cherif yazid,1991**).

Sétif	Boumerdès	Blida	Sidi Belabbes	El Tarf	Skikda
10 Ha	93 Ha/70 Ha	41 Ha	342 Ha	1000 Ha	2250 Ha

6. Composition de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus*:

Comme toutes les substances, les huiles essentielles se caractérisent par une composition chimique analysable et très variable (**Larbi et al., 2014**). Parmi le nombre de molécules chimiquement différentes qui constituent une huile essentielle, on y trouve des composés majoritaires (entre 2 et 6 généralement), des composés minoritaires et un certain nombre de constituants sous forme de traces (**Pibiri, 2006**). Ce sont des mélanges complexes et variables de constituants qui appartiennent, de façon exclusive, à deux groupes : le groupe de terpénoïdes et le groupe des composés aromatiques dérivés du phénylpropane qui sont beaucoup moins fréquents que les terpènes et dont la biogenèse est totalement différente (**Paris et Hurabielle, 1981**). Pour notre HE d'*Eucalyptus* le composé majoritaire est l'eucalyptol ou le 1,8 cineole avec une concentration de 70 à 85% (Tableau 6) (**Opdyke, 2002; Zhiri et Baudoux, 2005**). Cette huile a un aspect liquide, limpide, presque incolore à jaune clair son odeur est caractéristique rappelant celle de l'eucalyptol (**Buronso, 2008**). Elle est utilisée comme agent de flaveur dans l'industrie alimentaire à une dose $\leq 5\text{mg/Kg}$ (**Batish et al., 2008**).

Tableau 6 : principaux composés des HE de *E. globulus* (Bey Ould.2014).

Composition	Auteur
Feuilles: 1,8-eucalyptol: 72,71 %, α -pinene: 9,22 %, α -terpineol: 2,54 %, globulol: 2,77 %, α -terpineolacetate: 3,11%, et alloaromadendrene: 2,47%.	Selon (Song et al, 2009)
Fruit: aromadendrene: 31,17% est le composé le plus abondant, suivi du 1,8-cineole: 14,55%, globulol: 10,69%, et du lédène: 7.13%.	Selon (Mulyaningsiha et al,2010)

7. Propriétés physico-chimiques des HE:

Les HE forment en matière de propriétés physico-chimiques une famille assez homogène (agoranet21, s.d.)

Les principales caractéristiques peuvent être résumées comme suit :

- ✓ liquides dans les conditions normales
- ✓ volatiles et souvent teintées
- ✓ légères
- ✓ un indice de réfraction élevé
- ✓ solubles dans les alcools et solvants organiques
- ✓ douées d'un pouvoir rotatoire
- ✓ facilement altérables. (Council of Europe, 1997) .

8. Activités de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* :

On peut utiliser l'*Eucalyptus globulus* en diffusion pour assainir l'atmosphère. Il est possible, par exemple, de l'utiliser en synergie avec de l'huile essentielle d'Eucalyptus radié et de l'huile essentielle de Citrus limonum pour leurs propriétés assainissantes. Une étude évoque même la possibilité d'introduire des huiles essentielles dans les aliments afin de les conserver et de prévenir une infestation par la salmonelle **(Nathalie Koziol.2015)**.

L'utilisation de l'*Eucalyptus globulus* en médecine a été peu à peu reconnue puis adoptée. Par exemple, l'OMS a approuvé l'usage des feuilles (par voie interne) et de l'huile essentielle (par voie interne et externe) de cette plante, pour traiter l'inflammation des voies respiratoires. Nous allons donc nous intéresser à deux types de médecine : la phytothérapie (est une médecine naturelle qui utilise les plantes afin de lutter contre les maladies, c'est l'une des méthodes thérapeutiques les plus anciennes) et l'aromathérapie (est une médecine qui fait l'usage des extraits aromatiques Les HE de plantes), puisqu'elles exploitent les nombreuses vertus de l'eucalyptus.**(Baid, 2018)**. On utilise les feuilles de cette plante qui sont très odorante, elles sont riches en huile essentielle dont leur composant majeur est l'eucalyptol. Ce dernier possède des propriétés : Mucolytique (il agit comme fluidifiant des sécrétions pulmonaires et favorise leur évacuation), Antitussive (il supprime l'irritation des bronches dans les bronchites aiguës et chroniques), Antiseptique et antibactérienne. L'huile essentielle étant éliminée en grande partie par voie pulmonaire, elle agit directement sur la gorge et les bronches. L'eucalyptus est donc indiqué pour soigner les infections et les inflammations de l'appareil respiratoire **(Baid, 2018)**.

Matériel & Méthodes
Partie II

1. lieu et période de travail :

L'expérimentation a été réalisée dans le laboratoire de Microbiologie (N°02) et de Biochimie (N°1) de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV) de l'Université d'Abd El Hamid Ibn Badis de Mostaganem, et a porté sur l'étude de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle d'Eucalyptus dans la période allant du 15 février jusqu'au 15 mai 2026.

2. Objectif de ce travail:

L'objectif principal de ce travail est d'évaluer l'efficacité de l'huile essentielle d'*Eucalyptus* en tant que fongicide naturel contre *Rhizopus stolonifer*, agent responsable de la pourriture des fraises.

3. Matériel :

3.1. Matériel végétale :

L'huile essentielle étudiée a été extraite d'une plante aromatique de la famille des myrtacées (*eucalyptus*). *L'eucalyptus* a été récolté dans la région de Sidi Lakhdar, province de Mostaganem, le 18 février 2026. La récolte, effectuée de manière aléatoire, s'est limitée aux parties aériennes de l'arbre (feuilles).



Figure 10 : arbre et feuilles d'*Eucalyptus globulus* (photo Originale,2026)

4. Méthode:

4.1. Préparation de l'HE d'Eucalyptus:

4.1.1. Préparation de la plante:

Après la récolte de *Eucalyptus*, les feuilles sont nettoyées et séchées à l'air libre et à l'ombre pendant 10 à 15 jours. Le matériel végétal est ensuite transféré au laboratoire de Biochimie pour commencer le processus d'extraction.



Figure 11 : feuilles d'Eucalyptus après séchage (photo Originale,2026)

4.1.2. Extraction d'huile essentielle :

L'huile essentielle a été extraite dans le laboratoire de biochimie 01 de l'Université de Mostaganem à l'aide d'un équipement d'extraction à la vapeur. Pour ce faire, nous avons préparé 1509 grammes d'*Eucalyptus*. L'échantillon a été placé sur une grille à l'intérieur d'un autocuiseur rempli d'eau. Les huiles essentielles ont été extraites en faisant bouillir l'eau pendant 1h45min dans l'appareil illustré à la (figure 12). La vapeur, riche en huiles essentielles, a ensuite été condensée. Les molécules aromatiques condensées ont été récupérées et recueillies dans un tube gradué, L'huile essentielle et l'eau se séparent naturellement en raison de leurs densités différentes, ce qui facilite leur récupération



Figure 12 : appareil de distillation a la vapeur (photo Originale,2026)

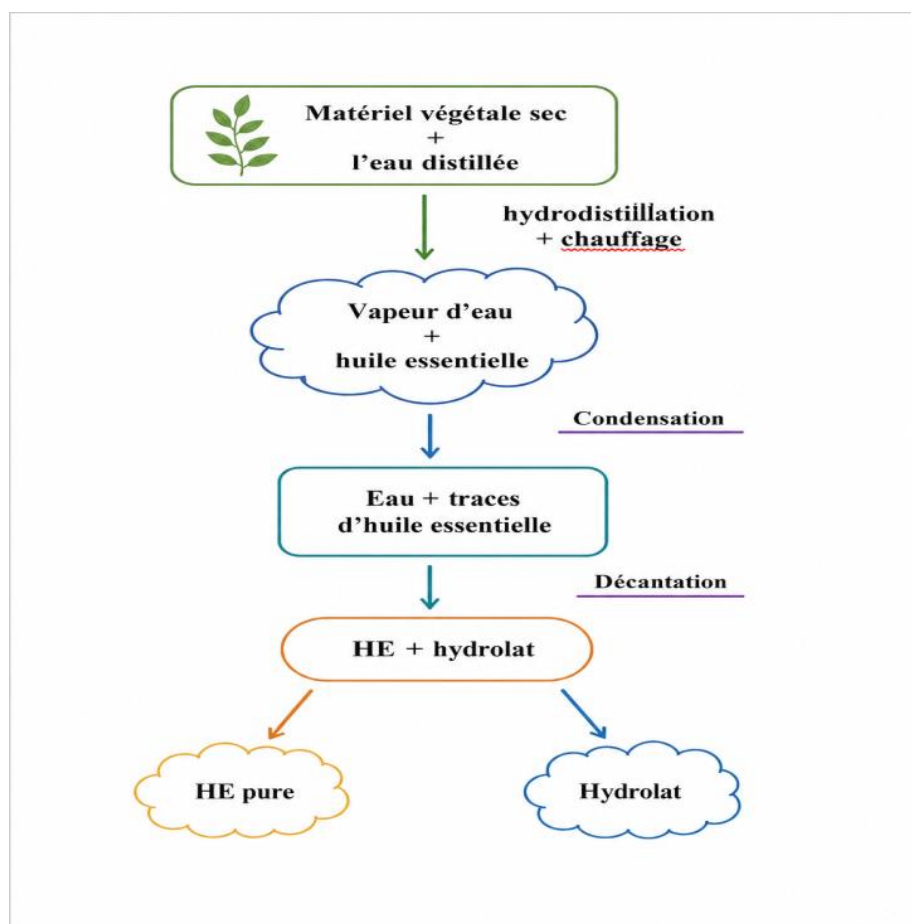


Figure 13 : étapes de l'extraction (photo Originale,2026)

4.1.3. Conservation de l'huile essentielle obtenue :

Après extraction et dosage des quantités d'huile essentielle obtenues, celle-ci a été conservée dans un flacon stérilisé et hermétique afin de la protéger de l'air et de la lumière, au réfrigérateur À une température de 4 ± 1 °C au réfrigérateur jusqu'à son utilisation dans les tests biologiques.

4.1.4. Détermination du rendement d'HE:

Le rendement en huile essentielle dépend de plusieurs facteurs, notamment le degré de séchage de la matière végétale, le degré de broyage et la durée du processus d'extraction. Ce rendement est défini comme le rapport, exprimé en pourcentage, entre la masse d'huile essentielle extraite et la masse de matière végétale sèche utilisée, et il est calculé à l'aide de la formule suivante :

$$R (\%) = \text{Masse de l'HE} / \text{Masse}$$

R (%): Rendement en huile essentielle

Masse (HE) : masse de l'huile essentielle

Masse (MVS) : masse du matériel végétal sec par (Benabdelkader et al 2011).

4.2. Isolement et identification du champignon pathogène:

4.2.1. Échantillonnage et recherche de l'agent phytopathogène:

Des échantillons sont prélevés sur des fraises infectées présentant des symptômes évidents tels que la pourriture, des taches ou une mollesse anormale. Ces échantillons sont prélevés à différents endroits afin de garantir une représentation fidèle de la situation sanitaire. Afin d'identifier l'agent pathogène et de procéder à son isolement initial, les échantillons sont acheminés dès que possible vers le laboratoire à basse température (généralement 4 °C) pour éviter la prolifération de contaminants.



Figure 14 : échantillons des fraises infectées (photo Originale,2026)

4.2.2. Isolement de l'agent phytopathogène:

Afin d'isoler l'agent pathogène à l'état pur pour l'étudier et l'identifier :

On prépare un milieu de culture adapté à la croissance des champignons, tel que le milieu de Sabouraud, puis on le verse dans des boîtes de Pétri et on le laisse solidifier dans des conditions stériles. Les instruments de travail, tels que les pinces et les lames, sont stérilisés soit à la flamme, soit à l'alcool à 70 %.

Ensuite, on prélève un petit fragment de la zone active située entre la partie saine et la partie atteinte, et cette opération doit être effectuée dans des conditions d'asepsie totale afin d'éviter toute contamination. Le fragment est déposé à la surface du milieu de culture dans une boîte de Pétri, puis les boîtes sont fermées hermétiquement. Les boîtes sont incubées à une température de 25 °C pendant une durée comprise entre 5 et 7 jours. Les colonies fongiques en croissance sont surveillées quotidiennement, puis une partie de la colonie est transférée dans un nouveau milieu de culture afin d'obtenir une culture pure. Enfin, les cultures pures sont conservées dans des tubes à essai.



Figure 15 : étape d'isolement (photo Originale,2026)

5. L'étude de l'activité antifongique de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus*:

L'activité antifongique de l'huile essentielle d'eucalyptus a été évaluée contre le champignon *Rhizopus stolonifer* isolé à partir de fraises locales, dans des conditions de laboratoire, à l'aide de deux méthodes différentes : la méthode par contact direct, consistant à ajouter l'huile essentielle au milieu de culture,. Les isolats fongiques ont été incubés dans un incubateur à une température de 25 °C pendant sept jours.

6. Préparation des solutions thérapeutiques :

Différentes concentrations d'huile essentielle ont été préparées par dilution dans du diméthylsulfoxyde (DMSO) comme suit **(Nedjai et al., 2017)**. :

5 % (50 μ L d'huile essentielle + 950 μ L de DMSO),

10 % (100 μ L d'huile essentielle + 900 μ L de DMSO),

50 % (500 μ L d'huile essentielle + 500 μ L de DMSO) et

100 % (100 μ L d'huile essentielle sans ajout de DMSO).



Figure 16 : préparation des différentes concentration d'huile essentielle dans le DMSO
(photo Originale,2026)

7. Test in vitro L'activité antifongique in vitro a été testée selon deux méthodes :

A. Diffusion sur milieu solide par la technique des puits:

La méthode de diffusion en gélose par la technique des puits constitue l'une des approches les plus utilisées pour évaluer l'activité antifongique des huiles essentielles in vitro **(Benkeblia,2004)**. Un milieu Sabouraud supplémenté en chloramphénicol est coulé en boîtes de Pétri et ensemencé en surface par écouvillonnage avec une suspension de spores ajustée à 10^6 spores/mL. À l'aide d'un emporte-pièce stérile, des puits de 6 mm de diamètre sont creusés dans la gélose solidifiée **(Kermiche et al., 2014)**, puis on met 20 μ L de chaque concentration d'huile essentielle à tester. Quatre concentrations ont été testées (5, 10, 50 et 100 %), chacune déposée dans un puits distinct un puits contenant de DMSO pur sert de témoin négatif. Les boîtes de Pétri, scellées avec du parafilm, sont incubées à 25 °C pendant sept jours. L'activité antifongique est exprimée par le diamètre de la zone d'inhibition (ZI), mesurée en

millimètres à l'aide d'un pied à coulisse. L'effet inhibiteur de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* sur la croissance de *Rhizopus stolonifer* est ainsi quantifié, permettant de classer la souche selon son niveau de sensibilité.

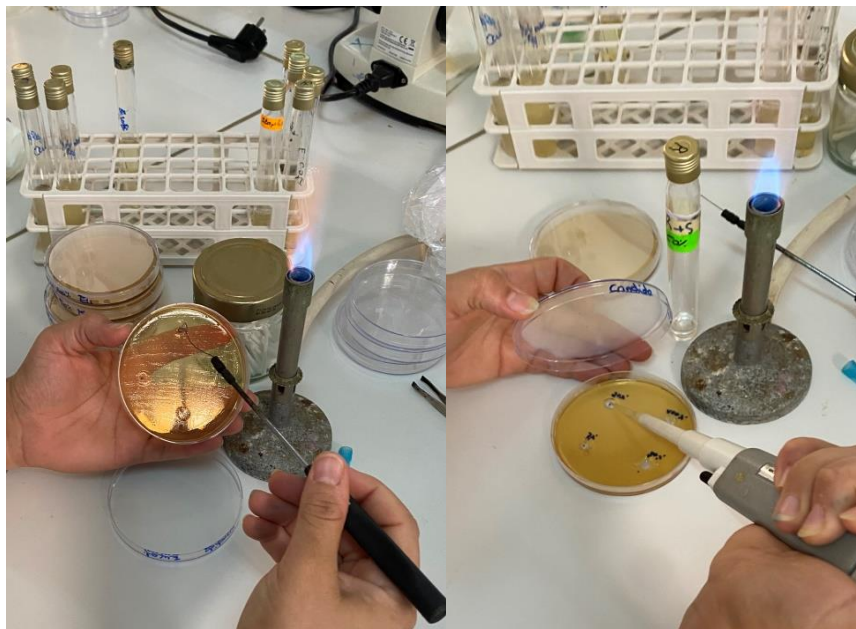


Figure 17 :Technique des puits pour l'évaluation de l'activité antifongique
(photo Originale,2026)

B. Méthode de diffusion sur gélose par disques (aromatogramme)

1. Préparation des disques et du milieu :

Des disques de papier Whatman n°1, d'un diamètre de 6 mm, ont été découpés à l'emporte-pièce, placés dans des flacons en verre bouchés et stérilisés à l'autoclave (121 °C, 15 min) avant utilisation (Benkeblia, 2004). Parallèlement, le milieu Sabouraud a été fondu au bain-marie, puis coulé aseptiquement en boîtes de Pétri et laissé à solidifier à température ambiante sur paillasse.

2. Ensemencement et dépôt des disques :

La surface du milieu gélosé solidifié a été ensemencée par écouvillonnage avec une suspension de spores de *Rhizopus stolonifer* ajustée à 10^6 spores/mL et de la souche de référence de *Candida albicans* ATCC 10231 . Les disques stériles ont ensuite été imprégnés, à l'aide de pincettes stériles, de 20 µL de chaque concentration d'huile essentielle (5, 10, 50 et 100%), puis déposés à la surface du milieu ensemencé. Un disque imprégné de DMSO pur a servi de témoin négatif. Les boîtes ont été scellées au parafilm et incubées à 25 °C pendant 5 à 7 jours. Les diamètres des zones d'inhibition ont été mesurés en millimètres, et les souches classées selon la grille de sensibilité de référence (Kermiche et al., 2014).

Tableau 7 : Effet des différentes concentrations sur la croissance (**Kermiche et al., 2014**).

Diametre	Sensibilité
<8 mm	Non sensible
9-14mm	Sensible
15-19mm	Très sensible
>20 mm	Très sensible

Test in vivo :**8. Évaluation de l'activité bioconservatrice de l'huile essentielle sur les fraises :**

Des fraises commerciales saines, de calibre homogène et exemptes de blessures, ont été sélectionnées comme matériel biologique. Elles ont été désinfectées par rinçage successif à l'eau distillée, décontamination à l'éthanol à 70 %, puis rinçage final à l'eau distillée stérile afin d'éliminer tout résidu d'alcool (**Burt, 2004**). Après séchage à l'air ambiant, les fruits ont été traités par application directe d'un coton imbibé de l'huile essentielle à chaque concentration testée.

**Figure 18 :** des fraises fraiches (photo Originale,2026)

9. Évaluation de l'activité antifongique de l'huile essentielle sur plantules de fraisier :

Afin d'évaluer l'efficacité antifongique de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus*, un essai in vivo a été conduit sur des plantules de fraisier *Fragaria × ananassa* selon le protocole décrit par (Tripathi et al., 2008), adapté à notre modèle. Les plantules ont été inoculées artificiellement par pulvérisation des sporangiospores de *Rhizopus stolonifer* (10^6 spores/mL) et maintenues en conditions favorables à l'infection pendant cinq jours, jusqu'à l'apparition des premiers symptômes. Une fois l'infection confirmée, des traitements curatifs par pulvérisation (5, 10, 50 et 100 %) ont été appliqués pendant trois à cinq jours, avec un suivi de vingt jours (Elad et al., 2007).

10. Description de l'altération des fruits :

L'évolution de l'altération fongique a été évaluée quotidiennement sur une période de 10 jours pour les fruits conservés à 25 °C, et pour ceux conservés à 4 °C. L'incidence de la maladie a été exprimée en pourcentage de fruits infectés par rapport au nombre total de fruits dans chaque lot, pour chaque modalité de traitement et chaque température d'incubation (Tripathi et al., 2008).

Taux d'inhibition de la croissance mycélienne :

Le taux d'inhibition de la croissance mycélienne selon les traitements et les condition de températures, est calculé en rapportant la surface recouverte de mycélium à la surface totale des fruits Le taux d'inhibition de la croissance mycélienne est calculé selon la formule suivante (Tripathi et al., 2008) :

$$IM = \frac{dc - dt}{dc} \times 100$$

Avec :

- IM : Pourcentage de l'inhibition mycélienne.
- dc : Moyenne des diamètres des surfaces recouvertes de mycélium des fruits témoins.
- dt : Moyenne des diamètres des surfaces recouvertes de mycélium des fruits traités.

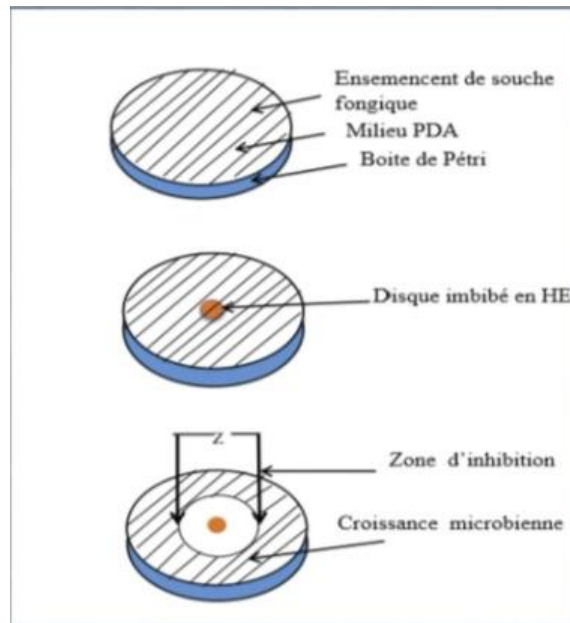


Figure 19 : Illustration de la méthode des aromatogrammes sur boîte de pétri (Bacar, 2014).

11. Taux de pourriture:

L'efficacité de l'huile d'eucalyptus pour réduire la pourriture des fraises a été évaluée en calculant le taux de pourriture selon l'équation suivante :

$$\text{Taux de pourriture (\%)} = \frac{(\text{Nombre de fruits altérés})}{(\text{Nombre total de fruits})} \times 100$$

12. Perte de poids :

Calcul :

$$\text{Perte de poids (\%)} = \frac{\text{frac} (\text{Poids initial} - \text{Poids final})}{(\text{Poids initial})} \times 100$$

Résultats & Discussion
Partie III

RESULTATS :

1. L'huile essentielle:

Le rendement d'huile essentielle de 1509g d'Eucalyptus est :0 ,37%. Sachant que 5.64g c'est le poids des HE extraire du notre plante, et 1,509 kg poids de la plante après séchage.



Figure 20 : Huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* obtenue par hydrodistillation (**photo Originale,2026**)

L'huile obtenue se présentait sous forme liquide de couleur jaune foncé, à l'odeur fraîche et épicée, caractéristique des huiles essentielles riches en 1,8-cinéole (eucalyptol), principal composé bioactif de cette espèce (**Cimanga et al., 2002**). La durée d'extraction relativement courte (1 h 45) est cohérente avec la bonne extractibilité de ce chémotype, dont les huiles essentielles sont essentiellement localisées dans les glandes sécrétrices des feuilles (**Boukhatem et al., 2014**). (Tableau 08)

Tableau 8 : Rendement et caractéristiques de l'huile essentielle des feuilles de l'*Eucalyptus* Algérien

Extractions	1
Date de récolte	18/02/2026
Poids (g)	1509g
Durée	1h45
Couleurs	Jaune foncé
Odeur	fraiche et épicée
Rendement moyenne	5.64g / 0 ,37%.

2. les résultats de l'identification de champignons isolés:

2.1. Identification macroscopique :

La croissance des isolats cultivés sur milieu gélosé a été monitorée après trois jours à une température de 25 °C, puis observée jusqu'à ce que le mycélium recouvre entièrement la surface du gel. L'analyse avait pour but de déterminer les propriétés culturelles suivantes : la vitesse de croissance, la texture et la couleur du thalle, la couleur du revers de la boîte, ainsi que la présence ou l'absence d'exsudats et de sclérotés. (Bessadat et al., 2014 ; Meena et al., 2017).



Figure 21 : *Rhizopus stolonifer* sur milieu sabouraud (photo Originale,2026)

2.2. Identification microscopique :

Elle était réalisée par un prélèvement soigneux d'un petit morceau du mycélium à l'aide d'une anse de platine stérile. Le morceau était déposé sur une lame contenant une goutte d'eau physiologique. Après un étalement très délicat, la lamelle était déposée sur la lame. L'observation s'est faite au microscopique aux grossissements x10 et x40. (Botton et al.,1990 ; Bessadat et al., 2014).

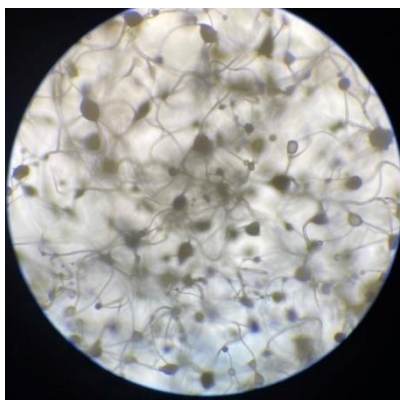


Figure 22 : Observation microscopique de *Rhizopus stolonifer* (photo Originale,2026)

3. Activité antifongique de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* sur *Rhizopus stolonifer* et *Candida albicans* :

3.1. Confrontation directe (Technique de l'Aromatogramme) :

L'effet antifongique de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* a été évalué contre *Rhizopus stolonifer* par des essais de diffusion sur gélose Sabouraud. Deux approches expérimentales ont été mises en œuvre, la méthode des disques et celle des puits, en testant quatre concentrations (5 %, 10 %, 50 % et 100 %). La souche de référence *Candida albicans* a été utilisée comme témoin biologique afin de confirmer la sensibilité et la fiabilité de la méthode employée.

Tableau 9 : Diamètres des zones d'inhibition de *Rhizopus stolonifer* en présence de différentes concentrations de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus*.

Concentration de l'HE	Zone d'inhibition (mm)
5 %	7 – 9 mm
10 %	10 – 13 mm
50 %	17 – 20 mm
100 %	18 – 22 mm

Tableau 10 : Diamètres des zones d'inhibition de *Candida albicans* en présence de différentes concentrations de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus*.

Concentration de l'HE	Zone d'inhibition (mm)
5 %	10–12 mm
10 %	14–16 mm
50 %	22–25 mm
100 %	26–30 mm

Les résultats obtenus confirment une activité antifongique dose-dépendante de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* contre les deux souches testées, avec une efficacité nettement supérieure sur *Candida albicans* (26-30 mm à 100%) comparativement à *Rhizopus stolonifer* (18-22 mm à 100%). Cette différence de sensibilité inter-espèces est cohérente avec les travaux de (Bachir & Benali 2012) qui ont rapporté une activité antifongique plus marquée de l'HE d'*eucalyptus* contre les levures que contre les champignons filamenteux du

genre *Rhizopus*, en raison de la paroi cellulaire plus rigide de ce dernier, riche en chitine et en glucanes complexes limitant la pénétration des composés terpéniques. Ces résultats rejoignent également ceux de (Tolba et al. 2015) qui ont démontré l'efficacité de cette HE contre *Rhizopus stolonifer*, agent majeur de la pourriture molle des fruits post-récolte, avec des zones d'inhibition comparables aux concentrations équivalentes. De plus, (Mossa & Nawwar 2011) ont confirmé la sensibilité accrue de *Candida albicans* aux HE riches en cinéole, attribuée à la composition mannan-glucane de sa paroi qui offre moins de résistance aux molécules lipophiles que la chitine présente chez les moisissures.

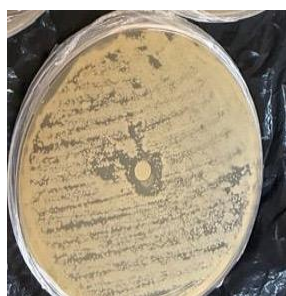


Figure 23 : Inhibition de la croissance de *Rhizopus stolonifer* par de l'huile d'*E.globulus* a la concentration de 100 % (photo Originale, 2026)

3.2. Méthode des puits :

Les résultats obtenus par la méthode des puits confirment l'activité antifongique dose-dépendante de l'HE d'*Eucalyptus globulus* contre *Rhizopus stolonifer*, avec des zones d'inhibition progressant de 7-8 mm à 5% jusqu'à 11-13 mm à 100% (tableau 11) .

Tableau 11: Diamètres des zones d'inhibition par la méthode des puits sur de *R.stolonifer* :

Concentration de l'HE	Zone d'inhibition (mm)
5%	7–8 mm
10%	8–9 mm
50%	10–11 mm
100%	11–13 mm

Toutefois, contrairement à ce qui est généralement rapporté dans la littérature, les valeurs obtenues par cette méthode sont inférieures à celles enregistrées par diffusion sur disques pour la même souche (Tableau 9 : 7-9 mm à 18-22 mm), ce qui diverge des observations habituelles de (Balouiri et al. 2016), selon lesquelles la méthode des puits favorise

généralement une diffusion plus large de l'huile essentielle dans la gélose comparativement aux disques de papier. Cette différence pourrait s'expliquer, comme le suggèrent(**Cos et al. 2006**), par la nature particulièrement volatile et peu visqueuse de l'HE *d'eucalyptus*, qui aurait tendance à se disperser plus rapidement à partir d'un disque imprégné qu'à diffuser latéralement depuis un puits, où l'évaporation pourrait être plus rapide en raison de la surface d'exposition directe au milieu sans support solide retenant temporairement le composé volatil. Par ailleurs, le caractère résistant de *Rhizopus stolonifer*, lié à sa croissance mycélienne rapide et envahissante caractéristique des Mucorales, pourrait également limiter l'efficacité apparente de la méthode des puits, comme l'ont souligné (**Tolba et al. 2015**). Néanmoins, la relation dose-effet demeure clairement établie dans les deux méthodes, confirmant la cohérence globale des résultats et la fiabilité de l'activité antifongique intrinsèque de l'HE *d'Eucalyptus globulus*.

Etude de l'activité antifongique de l'huile essentielle *d'Eucalyptus globulus* sur *Rhizopus stolonifer* in-vivo :

4. Observation de l'évolution de l'altération des fraises :

Les fraises ont été conservées dans deux conditions de stockage différentes : à température ambiante 25 °C et et au froid 4 °C pendant une durée de 10 jours. Au cours de cette période, le taux de pourriture ainsi que la perte de poids des fruits ont été régulièrement évalués.

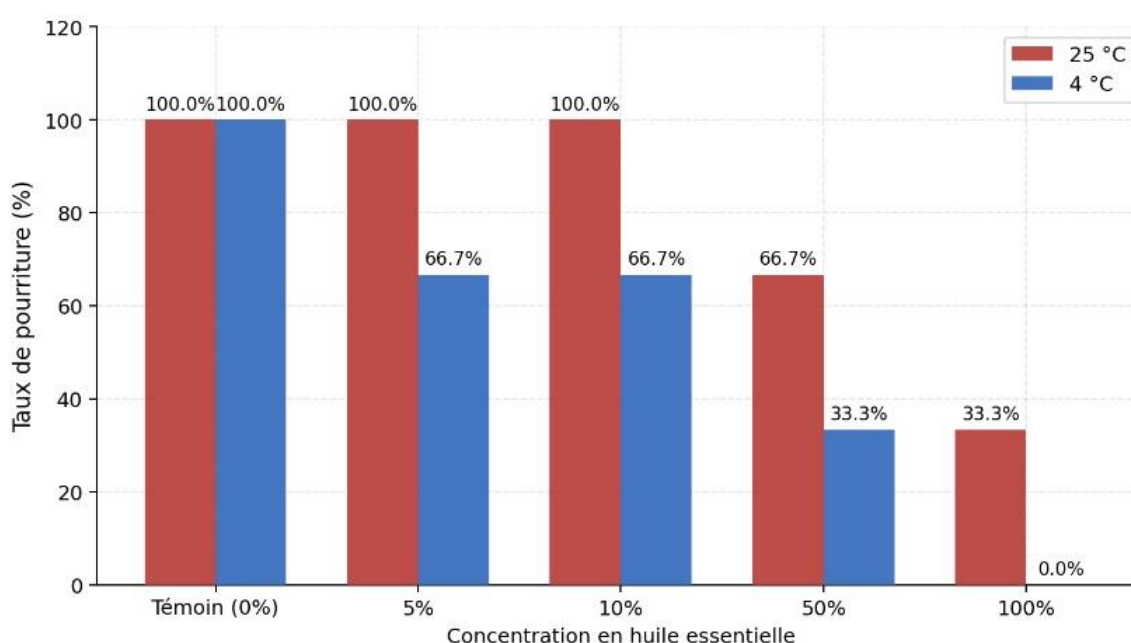


Figure 24 : Taux de pourriture des fraises selon la concentration en HE et la température d'incubation (après 10 jours)

Les résultats obtenus illustrent l'effet protecteur de l'huile essentielle testée sur la conservation post-récolte des fraises, avec une diminution progressive du taux de pourriture en fonction de la concentration appliquée et de la température de stockage. À 25°C, le taux de pourriture demeure élevé (100%) jusqu'à 10% de concentration, puis diminue à 66,7% à 50%, et atteint son minimum de 33,3% à 100%, montrant qu'à température ambiante, seule la concentration pure exerce un effet protecteur significatif. À 4°C en revanche, l'effet protecteur se manifeste dès 5% (66,7% contre 100% pour le témoin), s'intensifie à 50% (33,3%), et aboutit à une protection totale (0%) à la concentration de 100%, confirmant la synergie bénéfique entre le froid et le traitement antifongique déjà observée sur les fraises dans la présente étude. Ces résultats sont en accord avec les travaux de **(Tzortzakis & Economakis ,2007)** qui ont démontré que la réfrigération potentialise l'efficacité des huiles essentielles en ralentissant simultanément le métabolisme du fruit, la croissance fongique et la volatilisation des composés actifs. Ces résultats confirment que l'association **froid + HE à 100%** constitue la stratégie de conservation optimale, offrant une protection totale contre les pathogènes fongiques tout en limitant les pertes post-récolte chez la fraise.



Figure 25 : Fraises traitées au contact direct après 10 jours d'incubation a température ambiante (**photo Originale,2026**)



Figure 26 : Fraises traitées au contact direct de 50 % après 10 jours d'incubation à 4°C (**photo Originale,2026**)

Incidence de la pourriture à 25 °C

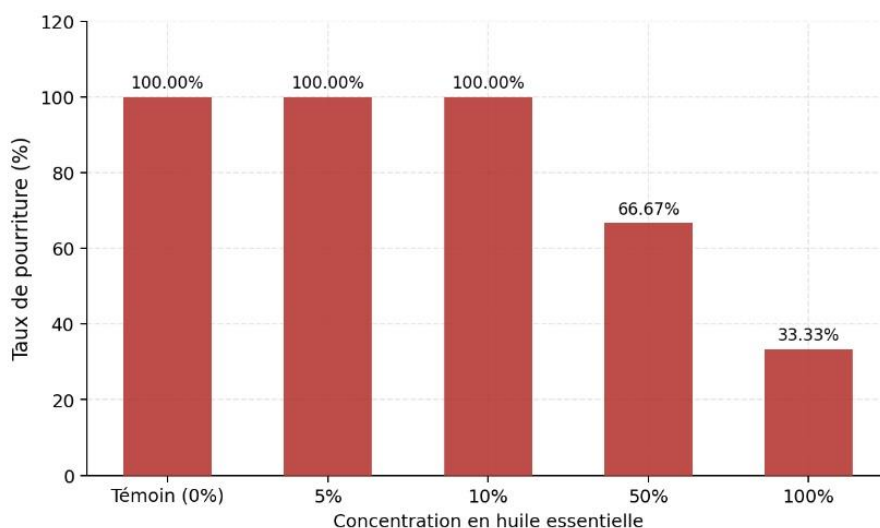


Figure 27 : Taux de pourriture (%) à 25°C selon la concentration en HE

Les résultats obtenus confirment l'existence d'un effet antifongique dose-dépendant de l'huile essentielle contre *Rhizopus stolonifer*, avec une efficacité nettement modulée par la température de conservation. À 25°C, l'absence d'effet protecteur aux faibles concentrations (5% et 10%, maintenant un taux de pourriture de 100%) contraste avec l'amélioration notable observée à partir de 50% (66,67%) et surtout à 100% (33,33%), suggérant qu'à température ambiante, seule une concentration élevée parvient à freiner significativement la croissance fongique rapide et agressive caractéristique des Mucorales.

Incidence de la pourriture à 4 °C :

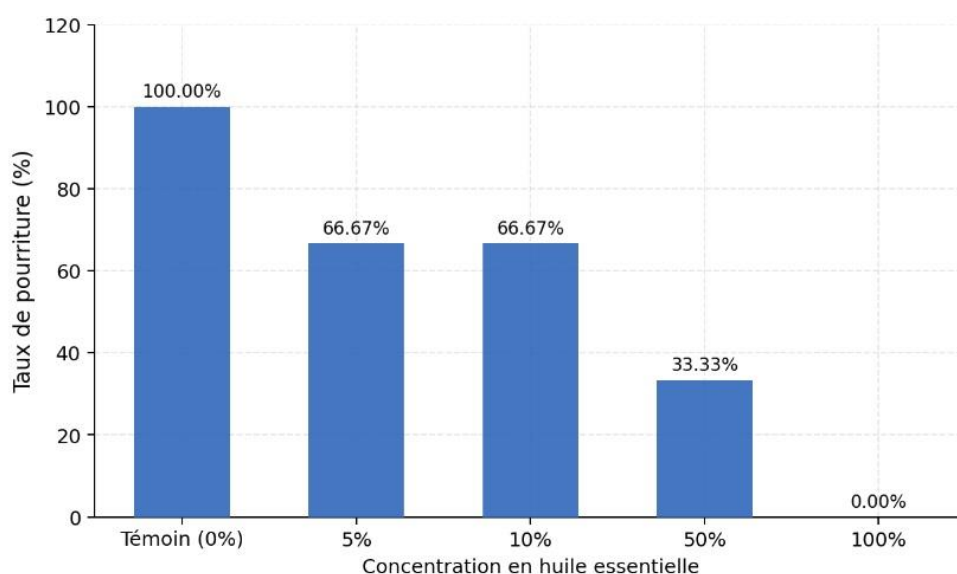


Figure 28 : Taux de pourriture (%) à 4°C selon la concentration en HE

À 4°C en revanche, l'effet protecteur se manifeste dès les faibles concentrations (66,67% à 5% et 10%, contre 100% pour le témoin), s'intensifie à 50% (33,33%), et atteint une protection totale à 100% (0%), confirmant que le froid potentialise considérablement l'action antifongique de l'huile essentielle. Cette supériorité de l'efficacité à 4°C par rapport à 25°C est cohérente avec les travaux de **(Tzortzakis & Economakis ,2007)**, qui ont démontré que la réfrigération ralentit simultanément le métabolisme du fruit, la vitesse de germination des spores fongiques et la volatilisation des composés terpéniques actifs, prolongeant ainsi leur durée d'action au contact du fruit. Ces résultats rejoignent également les observations de **(Nguefack et al, 2004)**, qui ont rapporté une synergie similaire entre stockage réfrigéré et traitement aux huiles essentielles dans la réduction des pertes post-récolte chez les fruits à épiderme fragile tels que la fraise.

Perte de poids :

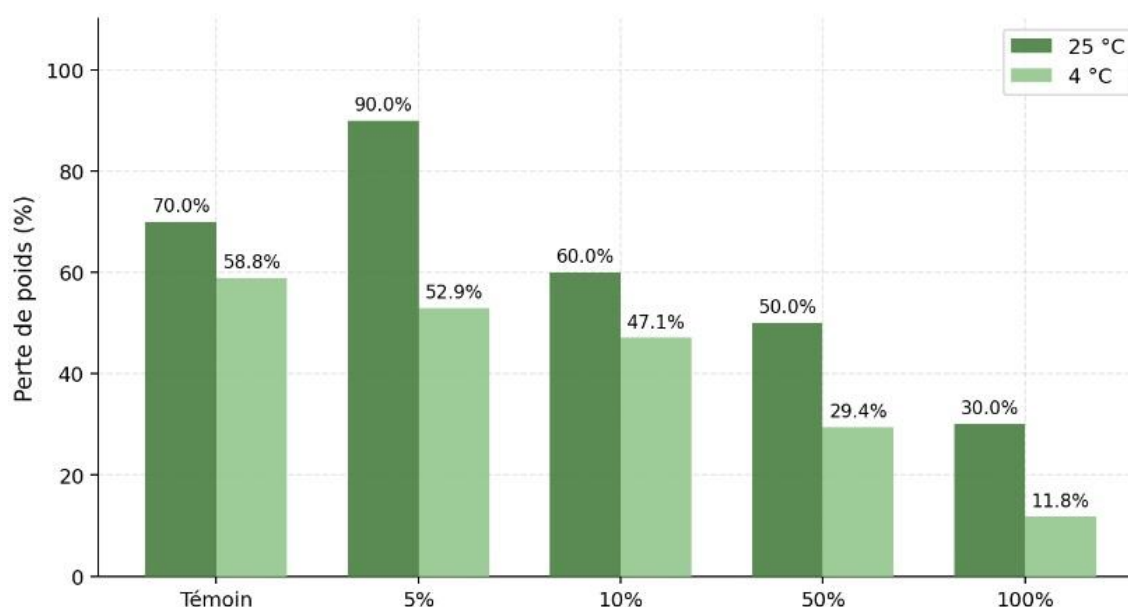


Figure 29 : perte de poids (%) des fraises selon la concentration en HE et la température de conservation

Les résultats obtenus montrent une réduction marquée de la perte de poids des fraises avec l'augmentation de la concentration en huile essentielle, et ce aux deux températures testées, confirmant l'effet protecteur du traitement sur la qualité physiologique post-récolte du fruit. À 25°C, la diminution de 90% (5% HE) à 30% (100% HE) traduit une limitation progressive de la transpiration cuticulaire et de l'activité respiratoire à mesure que la concentration en composés terpéniques augmente, ce qui rejoint les observations de **(Tzortzakis & Economakis ,2007)** selon lesquelles les HE forment un film protecteur volatil limitant les échanges gazeux à la surface du fruit. À 4°C, la réduction de 58,8% (témoin) à 11,8% (100% HE) confirme l'effet cumulatif du froid et du traitement, le stockage réfrigéré ralentissant simultanément le

métabolisme respiratoire du fruit, conformément aux travaux de (**Kader ,2002**) sur la relation exponentielle entre température et taux respiratoire post-récolte. Le résultat atypique observé à 25°C pour la concentration de 5% (90% de perte de poids, supérieure même au témoin) constitue une observation notable qui pourrait s'expliquer, comme le suggèrent (Nguefack et al,2004), par un effet hormétique ou une stimulation paradoxale du métabolisme respiratoire à faible dose de composés volatils, phénomène parfois rapporté lors de l'utilisation de concentrations sub-inhibitrices d'HE, qui peuvent agir comme un stress abiotique stimulant transitoirement l'activité physiologique du fruit avant l'installation d'un véritable effet protecteur aux concentrations supérieures. Ces résultats confirment que l'association **50-100% HE + 4°C** représente la combinaison la plus efficace pour limiter la perte de poids des fraises, renforçant le potentiel de cette huile essentielle comme agent de bioconservation naturel, en synergie avec la réfrigération, pour prolonger la durée de vie post-récolte des fruits fragiles tels que la fraise.

Incidence de la perte de poids à 25 °C :

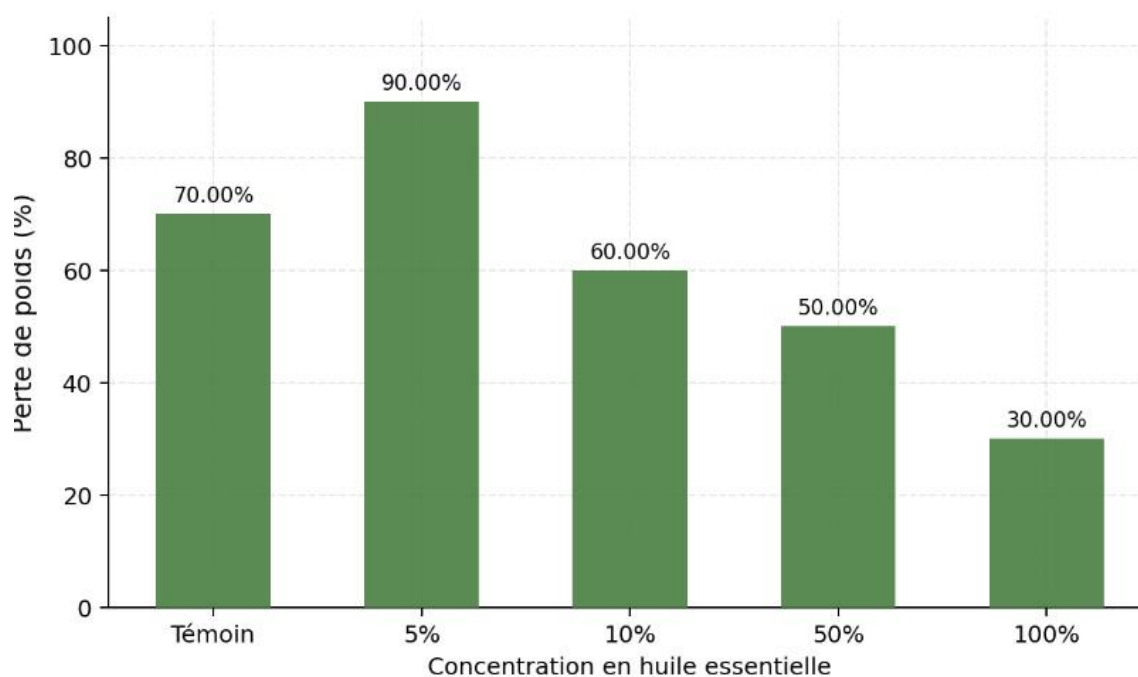


Figure 30 : perte de poids (%) à 25°C selon la concentration en HE

l'évolution de la perte de poids des fraises conservées à 25 °C en fonction de la concentration en huile essentielle (HE) Témoin (70 %), 5 % (90 %), 10 % (60 %), 50 % (50 %) et 100 % (30 %). On observe une tendance générale à la baisse de la perte de poids à mesure que la concentration en HE augmente, à l'exception notable du traitement à 5 %. L'HE exerce un effet protecteur dose-dépendant à partir de 10 %. À 5 %, l'effet est paradoxal et néfaste (perte supérieure au témoin), probablement par manque de couverture cuticulaire adéquate. À 100 %, la

protection est maximale. Ces résultats montrent que l'efficacité de l'huile essentielle dépend fortement de sa concentration. Une dose trop faible (5 %) semble insuffisante

Incidence de la perte de poids à 4 °C :

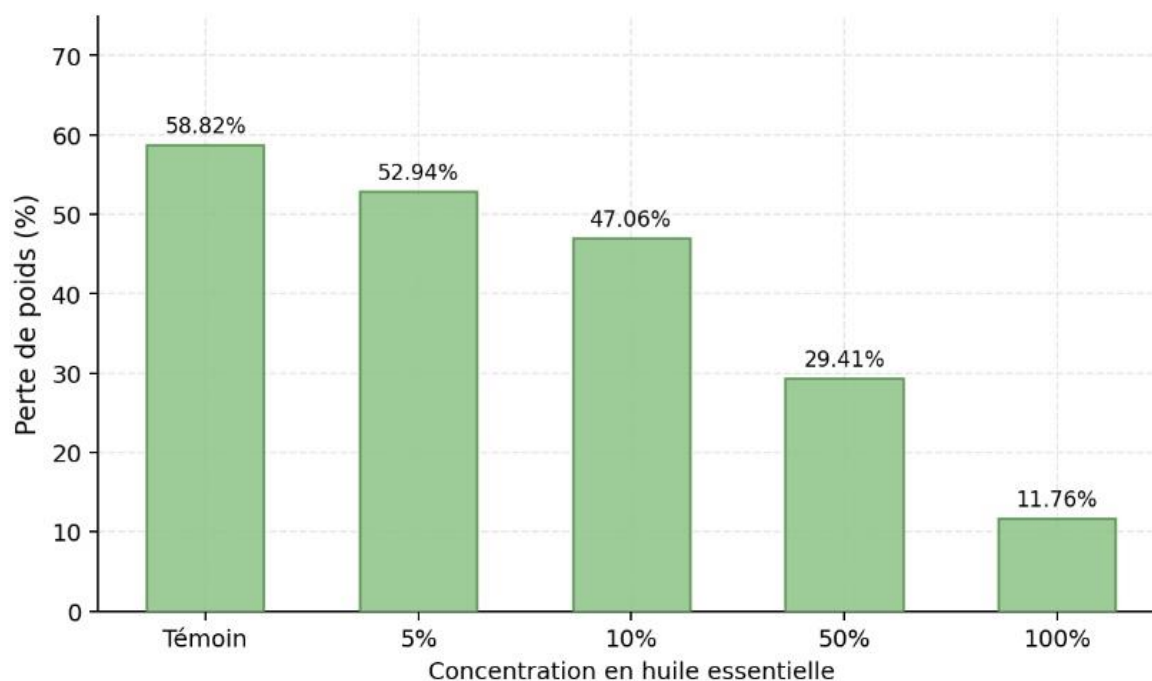


Figure 31 : perte de poids (%) à 4°C selon la concentration en HE

À 4 °C, la perte de poids diminue régulièrement avec l'augmentation de la concentration en HE : de 58,8 % (témoin) à 11,8 % (100 % HE). Contrairement à 25 °C, même la concentration de 5 % est légèrement protectrice. Le froid réduit l'activité métabolique et l'évaporation d'eau. L'HE agit de manière dose-dépendante : plus la concentration est élevée, plus la barrière protectrice est efficace. À 100 % HE, la perte de poids chute de près de 80 % par rapport au témoin. L'association forte concentration en HE (50–100 %) et conservation à 4 °C constitue la meilleure stratégie pour limiter la déshydratation. À 4 °C, aucune concentration ne présente d'effet paradoxal, ce qui rend le froid indispensable pour sécuriser l'utilisation de faibles doses d'HE. Sur le plan pratique, 50 % HE à froid offre un compromis efficace entre protection et coût.

5. L'activité antifongique de l'huile sur des plantules de fraises :

Tableau 12 : des résultats (effet des concentrations sur la plante).

Traitement	Concentration	Observation
T1	100 %	Feuilles brûlées et foncées, signes importants de phytotoxicité.
T2	50 %	Plante saine avec un léger effet sur les feuilles, bonne tolérance.
T3	10 %	Modification légère de la couleur des feuilles, effet modéré.
T4	5 %	Ralentissement de la croissance avec apparition de taches blanches dues au champignon.

- ✓ La concentration 100% est toxique pour la plante (brûlures des feuilles).
- ✓ La concentration 50% est la plus équilibrée (effet antifongique + plante encore saine).
- ✓ La concentration 10% montre un effet intermédiaire.
- ✓ La concentration 5% est insuffisante pour contrôler le champignon.



Figure 32 : Plante témoin saine sans traitement(**photo Originale,2026**)

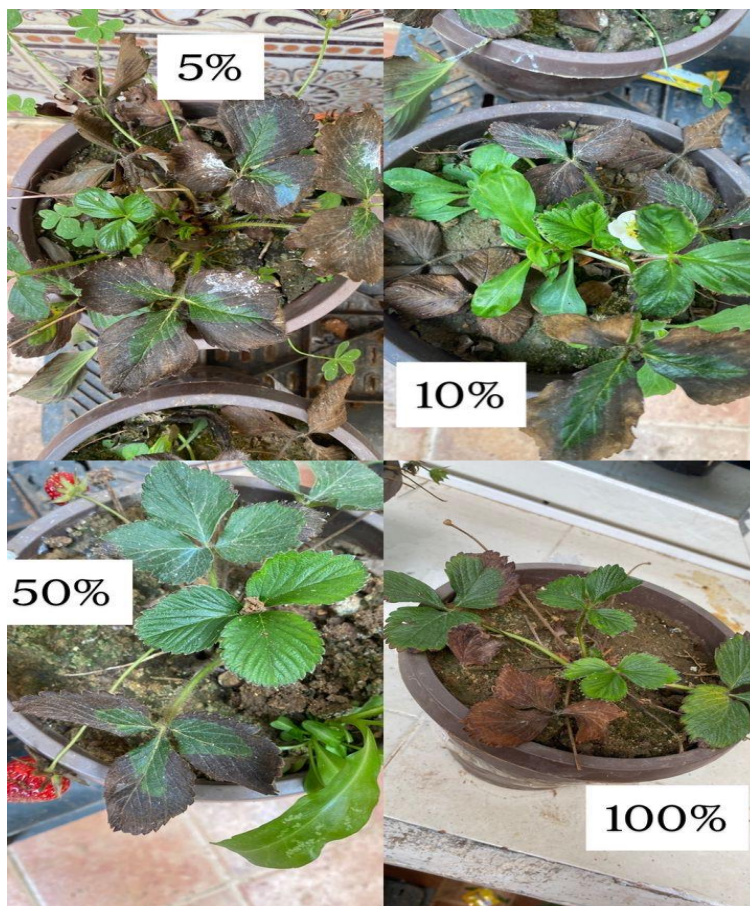


Figure 33 : Évaluation des plantules après inoculation fongique et traitement à l'huile (**photo Originale,2026**)

Les résultats obtenus montrent clairement que l'effet de l'huile essentielle d'eucalyptus sur les plantules de fraisier infectées par *Rhizopus stolonifer* varie selon la concentration utilisée. À 100% (T1), une phytotoxicité sévère apparaît, se traduisant par des brûlures foliaires : à cette dose, les composés majoritaires de l'huile, le 1,8-cinéole et l' α -pinène, endommagent aussi bien les cellules du champignon que celles de la plante. À 5% (T4), la concentration est trop faible pour inhiber efficacement le pathogène, ce qui rejoint les observations (d'Okonkwo et al ,2017), selon lesquelles l'huile essentielle d'*E. camaldulensis* nécessite une concentration d'au moins 7 à 8 $\mu\text{L/mL}$ pour freiner la croissance de *Rhizopus stolonifer*, avec un effet fongicide complet entre 8 et 10 $\mu\text{L/mL}$. À 10% (T3), l'effet reste partiel, avec un léger stress visible sur les feuilles.

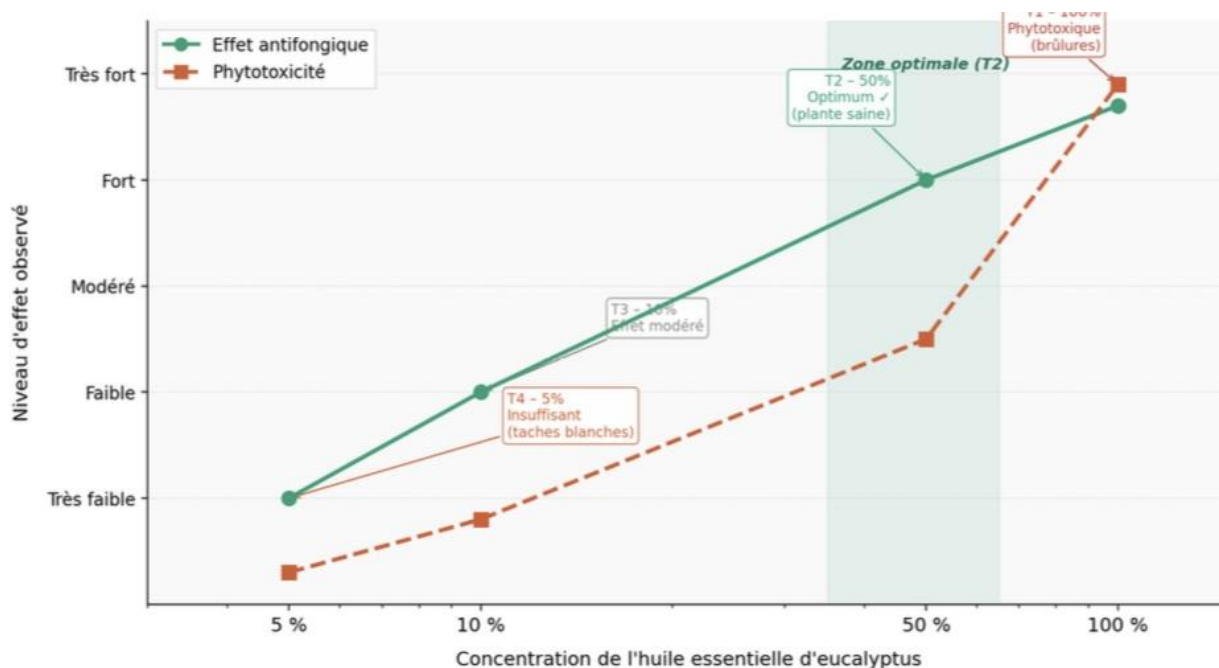


Figure 34 : activité antifongique vs phytotoxicité- plantules de fraises / *Rhizopus stolonifer* relation dose-réponse (huile essentielle d'*eucalyptus*)

La concentration de 50% (T2) apparaît comme le meilleur compromis, combinant une bonne efficacité antifongique et une tolérance satisfaisante de la plante ; ce résultat est cohérent avec une étude algérienne menée sur *E. radiata* contre *Rhizopus stolonifer*, ayant rapporté une inhibition de 86,26% de la croissance mycélienne. Sur le plan du mécanisme d'action, le 1,8-cinéole agirait en empêchant l'adhésion des cellules fongiques, en limitant la formation des hyphes et en perturbant le fonctionnement mitochondrial du champignon, ce qui explique l'augmentation progressive de l'effet inhibiteur observée avec la concentration.

CONCLUSION

CONCLUSION

Le présent travail s'est fixé pour objectif d'évaluer l'activité antifongique de l'huile essentielle *d'Eucalyptus globulus* contre des espèces fongiques phytopathogènes et opportunistes, à travers une démarche expérimentale complète associant caractérisation physico-chimique, essais in vitro et essais in vivo, dans la perspective de proposer une alternative naturelle aux fongicides de synthèse.

L'extraction par hydrodistillation a permis d'obtenir une huile essentielle avec un rendement de 0,37% (5,64 g pour 1509 g de matière végétale), caractérisée par une couleur jaune foncé et une odeur fraîche et épicée, typique des huiles riches en 1,8-cinéole. Ce rendement et ces caractéristiques organoleptiques confirment la qualité de l'huile obtenue et sa conformité avec les standards rapportés dans la littérature pour cette espèce.

L'identification macroscopique et microscopique a permis de confirmer avec certitude l'appartenance de l'isolat fongique pathogène au genre *Rhizopus*, et plus précisément à l'espèce *Rhizopus stolonifer*, validant ainsi la fiabilité du modèle biologique utilisé tout au long de l'étude.

Sur le plan de l'activité antifongique in vitro, les deux méthodes de diffusion employées (disques et puits) ont mis en évidence un effet inhibiteur dose-dépendant significatif de l'huile essentielle, tant contre *Rhizopus stolonifer* que contre la souche de référence *Candida albicans*. La sensibilité nettement supérieure de cette dernière (zones d'inhibition atteignant 26-30 mm contre 18-22 mm à 100%) souligne l'influence déterminante de la structure pariétale fongique sur la pénétration et l'efficacité des composés terpéniques, en particulier du 1,8-cinéole, principal responsable de la perturbation membranaire fongique. La comparaison méthodologique entre disques et puits a également révélé des nuances intéressantes liées à la volatilité de l'huile essentielle, sans toutefois remettre en cause la cohérence globale de la relation dose-effet observée.

Les essais in vivo de conservation post-récolte des fraises ont confirmé l'intérêt pratique de cette huile essentielle, démontrant qu'une synergie efficace existe entre le traitement antifongique et le stockage réfrigéré. À 4°C, la concentration pure (100%) a permis d'obtenir une protection totale contre la pourriture (0%) et une réduction drastique de la perte de poids (11,8% contre 58,8% pour le témoin), confirmant que le froid potentialise considérablement l'action antifongique en ralentissant à la fois le métabolisme du fruit et la volatilisation des composés actifs. À température ambiante (25°C), seule la concentration élevée s'est révélée

réellement efficace, et un effet paradoxal a été observé à 5% sur la perte de poids, suggérant un possible effet hormétique nécessitant une attention particulière lors de l'utilisation de faibles doses sans réfrigération associée.

Enfin, l'évaluation de la phytotoxicité sur plantules de fraisier a permis de nuancer ces résultats prometteurs en révélant une dualité fondamentale propre aux huiles essentielles concentrées : si la concentration de 100% assure une élimination efficace du pathogène, elle engendre simultanément des dommages tissulaires sévères et irréversibles sur la plante hôte, limitant son applicabilité directe sur organismes vivants. À l'inverse, la concentration de 50% s'est dégagée comme le meilleur compromis, conciliant une inhibition fongique satisfaisante et une tolérance physiologique acceptable de la plante, conformément au principe de dose-réponse bien documenté pour les huiles essentielles riches en monoterpènes.

L'ensemble de ces résultats permet de valider les trois hypothèses de recherche formulées en introduction : l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* exerce un effet inhibiteur significatif sur la croissance mycélienne de *Rhizopus stolonifer*, son efficacité antifongique est étroitement dépendante de la concentration utilisée, et son association avec des conditions de stockage favorables (froid) permet de limiter efficacement la propagation des symptômes d'altération fongique post-récolte.

En définitive, ce travail confirme le potentiel réel de l'huile essentielle d'*Eucalyptus globulus* comme agent biofongicide naturel, à condition d'optimiser rigoureusement les concentrations d'utilisation selon le contexte d'application (traitement direct sur fruits récoltés versus application sur organismes végétaux vivants). Ces résultats ouvrent des perspectives intéressantes pour le développement de formulations biopesticides à base de cette plante, dans une approche durable et respectueuse de l'environnement, en alternative aux fongicides chimiques conventionnels. Des études complémentaires seraient toutefois nécessaires pour approfondir les mécanismes moléculaires impliqués, optimiser les formulations galéniques permettant de réduire la phytotoxicité tout en préservant l'efficacité antifongique, et valider ces résultats à plus grande échelle dans des conditions agronomiques réelles.

*Références
bibliographiques*

1. AFNOR (2000). Association Française de Normalisation, Détermination des caractéristiques physiques et chimiques des huiles essentielles .
2. agoranet21.tripod.com, histoire des huiles essentielles.
3. Agrios, A. G., & Pichat, P. (2005). State of the art and perspectives on materials and applications of photocatalysis over TiO₂. *Journal of Applied Electrochemistry*, 35(7), 655-663.
4. Agrios, G. N. (2005). Plant pathology. Elsevier.
5. Alexopoulos, C. J., Mims, C. W., & Blackwell, M. (1996). Introductory mycology (No. Ed. 4, pp. x+-869).
6. Alvarez-Suarez, J.M., Giampieri, F. and Battino, M. (2013) Honey as a Source of Dietary Antioxidants: Structures, Bioavailability and Evidence of Protective Effects against Human Chronic Diseases. *Current Medicinal Chemistry*, 20, 621-638
7. American Heart Association (AHA). (2022). Berries and cardiovascular health
8. Antimicrobial activity of carvacrol related to its chemical structure. *Letters in Applied Microbiology*. 43(2) : 149-154.
9. Arociomeza, D. (s.d.). *Rhizopus*. Consulté le 22 avril 2026, à partir de <https://drarociomeza.com.mx/rhizopus>
10. AtlasBig. (s.d.). Production mondiale de fraises par pays. Consulté le 19 avril 2026, sur <https://atlasbig.fr/pays-par-la-production-de-fraises>
11. Attrassi, K., Benkirane, R., Attarassi, B., & Douira, A. (2008). Développement de la pourriture des pommes en conservation en présence de sels de calcium. *Cahiers Agricultures*, 17(5), 465-471. au moyen d'huiles essentielles. Thèse de Doctorat n°3311, Ecole polytechnique fédérale de lausanne.
12. Australian Native Plants Society. (2023). *Eucalyptus camaldulensis* [En ligne]. Disponible sur : https://anpsa.org.au/plant_profiles/eucalyptus-camaldulensis/.
13. Ayala-Zavala, J. F., Wang, S. Y., Wang, C. Y., & González-Aguilar, G. A. (2004). Effect of storage temperatures on antioxidant capacity and aroma compounds in strawberry fruit. *LWT – Food Science and Technology*, 37(7), 687–695.
14. Baba Aïssa F., 2011. Encyclopédie des plantes utiles. El Maarifa, Alger, 471 p.
15. Bacar, E, et Meskine, H. (2014). Contribution à l'étude de l'activité antibactérienne de l'ail (*Allium sativum* L.). Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master : Biologie moléculaire des procaryotes. Guelma: université 8 mai 1945 guelma, p 40.

16. Bachir, R. G., & Benali, M. (2012). Antibacterial activity of the essential oils from the leaves of *Eucalyptus globulus* against *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(9), 739–742.
17. Baid, S. (2018). Etude de l'effet d'hybridation interspécifique sur teneur et la composition chimique des huiles essentielles d'eucalyptus cultivés au Maroc par ACP. Mémoire de Master : Sciences et Techniques. Fès : Université Sidi Mohamed Ben Abdellah, 30p
18. Bakkali, F., Averbeck, S., Averbeck, D., & Idaomar, M. (2008). *Biological effects of essential oils—a review. Food and chemical toxicology*, 46(2), 446-475.
19. Balouiri, M., Sadiki, M., & Ibensouda, S. K. (2016). Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity: A review. *Journal of Pharmaceutical Analysis*, 6(2), 71–79.
20. Bampouli, A., Kyriakopoulou, K., Papaefstathiou, G., Louli, V., Aligiannis, N., Magoulas, K., & Krokida, M. (2014). Comparison of different extraction methods of *Pistacia lentiscus* var. *chia* leaves: Yield, antioxidant activity and essential oil chemical composition. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 1(3), 81–91.
21. Barnett, H. L., & Hunter, B. B. (1972). Illustrated genera of imperfect fungi.
22. Baser, K. H. C., & Buchbauer, G. (2009). Handbook of Essential Oils: Science, Technology, and Applications. CRC Press.
23. Batish D R, Pal Singh H, Kumar Kohli A , Shalinder Kaur S.(2008).Eucalyptus essential oil as a natural pesticide *Forest Ecology and Management* 256 :2166–2174
24. Bec L., 2013. Mes Huiles Essentielles : 30 plantes pour me soigner au quotidien. Mango Bien-Être, Paris, 93 p.
25. Bekhechi C. et Abdelouahid D. E., 2014. Les huiles essentielles. Office des Publications Universitaires, Alger, 55 p.
26. Belaiche P., 1979. Traité de phytothérapie et d'aromathérapie. Editions Maloine, S.A, 204 p.
27. Ben Arfa A., Combes S., Preziosi-Belloy L., Gontard N., and Chalier P., 2006.
28. Benabdelkader, T., Zitouni, A., Guitton, Y., Jullien, F., Maitre, D., Casabianca, H., ... & Kameli, A. (2011). Essential oils from wild populations of Algerian *Lavandula stoechas* L.: composition, chemical variability, and in vitro biological properties. *Chemistry & biodiversity*, 8(5), 937-953.
29. Bendifallah, L., Tafoughalt-benbellil, S., & Ghobrini, K. (2016). *contribution a l'etude des maladies cryptogamiques du fraisier fragaria sp.(rosaceae) selon deux modes de production sous-abrisserres a dergana (alger). agrobiologia*, 6(2), 171-175.

30. Benhassaini, H., Bendahmane, M., & Benbelkacem, A. (2013). Composition chimique et activité antimicrobienne de L'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* L. d'Algérie. *Phytothérapie*, 11(4), 233–238.
31. Bey Ould Si Said, Z. (2014). Activités biologiques des huiles essentielles des feuilles et du fruit d'une plante médicinale *Eucalyptus globulus*.
32. Biondi D., Cianci P., Geraci C., Ruberto G. and Piattelli, M., 1993. Antimicrobial activity and chemical composition of essential oils from sicilian aromatic plants. *Flavour and Fragrance Journal*. 8(6) : 331-337.
33. Bonnafous C., 2013. Traité scientifique Aromathérapie: Aromatologie & aromachologie.
34. Boukhatem, M. N., Ferhat, M. A., Kameli, A., et Mekarnia, M. (2017). *Eucalyptus globulus* (Labill.) : un arbre à essence aux mille vertus. *Phytothérapie*. <https://doi.org/10.1007/s10298-017-1114-3>.
35. Boulogne, I., Petit, P., Ozier-Lafontaine, H., Desfontaines, L., & Loranger-Merciris, G. (2012). Insecticidal and antifungal chemicals produced by plants: A review. *Environmental Chemistry Letters*, 10(4), 325–347.
36. Bousbia, N. (2011). Extraction des huiles essentielles riches en anti-oxydants à partir de produits naturels et de co-produits agroalimentaires. Thèse : chimie. Alger : Ecole Nationale Supérieure Agronomique, 176.
37. Bouzouita, N., Kachouri, F., Hamdi, M., & Chaabouni, M. M. (2013). Antimicrobial and antioxidant activities of essential oil and various extracts of *Pistacia lentiscus* L. *Journal of Essential Oil Research*, 25(2), 117–124.
38. Bruneton J., 2009. Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Tec & Doc Lavoisier, Paris, 1269 p.
39. Bullon, P., Morillo, J.M., Ramirez-Tortosa, M.C., Quiles, J.L., Newman, H.N. and Battino, M. (2009) Metabolic Syndrome and Periodontitis: Is Oxidative Stress a Common Link? *Journal of Dental Research*, 88, 503-518.
40. Buronso A.M. (2008). Grand guide des huiles essentielles Santé Beauté et Bien Etre 23.7362.9 ISBN : 978-2-0123-7362-4. CABI, S.A., 347 p.
41. Carisse, O., & Maas, J. L. (2005). Strawberry diseases. *Our Strawberries/Les fraisiers de chez nous*, 98-118.
42. Caron M. et Vuitton L., 1986. Jardin de légumes. Hachette, S.A., 127 p.
43. Chabbi, R. (2019). Cours méthodes physico-chimiques d'études des molécules biologiques : Techniques D'Extraction D'Espèces Chimiques Organiques.

44. Chávez-Díaz, I. F., Angoa-Pérez, V., López-Díaz, S., Velázquez-del Valle, M. G., & Hernández-Lauzardo, A. N. (2014). Antagonistic bacteria with potential for biocontrol on *Rhizopus stolonifer* obtained from blackberry fruits. *Fruits*, 69(1), 41-46.
45. Chemat, F., & Vian, M. A. (Eds.). (2014). *Alternative solvents for natural products extraction*. Springer Berlin Heidelberg.
46. cherif. F yazid, (1991). *Etude comparative des Huiles Essentielles Algériennes d'Eucalyptus*, Mémoire de magister
47. Chibah, S. et Djaouher F. (2018). *Activité antibactérienne, antioxydante et anti-insectes des huiles essentielles d'Eucalyptus, laurier de la région d'Ain Defla*. Mémoire : chimie pharmaceutique. Ain Defla : Djilali Bounaama de khemis Miliana, 124p
48. Cos, P., Vlietinck, A. J., Berghe, D. V., & Maes, L. (2006). Anti-infective potential of natural products: How to develop a stronger in vitro 'proof-of-concept' *Journal of Ethnopharmacology*, 106(3), 290–302.
49. Council of Europe. (1997). *European Pharmacopoeia* (3rd ed.). Council of Europe.
50. Cronquist A, (1981). *An integrated system of classification of flowering plants*. Columbia univ. Press. New York. 1262 P Dangles Ed., Paris, 522.
51. Daroui-Mokaddem. (2012). *Etude phtochimique et biologique des espèces Eucalyptus globulus (Mytaceae), Smyrnum olusatrum (Apiaceae), Asteriscus martimus et Chysanthemum trifurcatum (Asterarceae)*. Thèse : Biochimie appliqué. Annaba : université Badji Mokhtar, 198p.
52. Darrow, G. M. (1966). *The strawberry: History, breeding and physiology*. Holt, Rinehart and Winston.
53. De Billerbeck V. G., 2000. *Activité antifongique de l'huile essentielle de Cymbopogon nardus sur l'Aspergillus niger. Evaluation d'un bioréacteur pour l'étude de l'effet inhibiteur des substances volatiles en phase vapeur*. Thèse de Doctorat : Microbiologie. Faculté de sciences pharmaceutiques. Ecole Nationale Polytechnique de Toulouse, Toulouse, 236 p.
54. Deacon, J. W. (2013). *Fungal biology*. John Wiley & Sons.
55. Dellile. *Les plantes médicinales d'Algérie*. 2007
56. Djenane, D., Yangüela, J., Amrouche, T., Boubrit, S., Boussad, N., & Roncalés, P. (2018). Antimicrobial activity of *Eucalyptus globulus* essential oil against *Listeria monocytogenes* and *Salmonella enteritidis*. *Food Science and Technology International*, 24(7), 615–626.
57. Djerrou, Z. (2013). Antifungal effect of essential oil of *Pistacia lentiscus* against pathogenic fungi. *African Journal of Microbiology Research*, 7(33), 4243–4247.

58. Dob, T., Berramdane, T., & Chelghoum, C. (2006). Chemical composition of essential oil of *Pistacia lentiscus* L. from Algeria. *Chemistry of Natural Compounds*, 42(1), 50–53.
59. Dreamstime. (2017). Life cycle of strawberry plant illustration. Retrieved from <https://www.dreamstime.com>
60. Dudareva, N., Pichersky, E., & Gershenzon, J. (2004). Biochemistry of plant volatiles. *Plant Physiology*, 135(4), 1893–1902
61. Ellis, D. H., Davis, S., Alexiou, H., Handke, R., & Bartley, R. (2007). Descriptions of medical fungi (Vol. 2). Adelaide: University of Adelaide.
62. European and Mediterranean Plant Protection Organization. (2004). Diagnostic protocols for regulated pests: *Phytophthora fragariae*.
63. FAO (2022). Protected cultivation and horticultural production.
64. FAO (2024). Strawberry production statistics
65. FAO. (2023). Production mondiale de la fraise.
66. Fauchère, J. L., & Avril, J. L. (2002). Bactériologie générale et médicale. Ellipses.
67. fleurs sèches de *Lavandula officinalis* sur les moisissures des légumes secs. Mémoire : Technologie alimentaire. Constantine : Université Mentouri ,94 p.
68. Food and Agriculture Organization. (2013). Post-harvest management of fruit and vegetables.
69. Food and Agriculture Organization. (2018). *Eucalyptus globulus* plantation and management
70. Franchomme P. et Pénnoël D., 1990. L'aromathérapie exactement. Roger Jollois Editeur, Limoges, 490 p.
71. Geeky Greenhouse. (2024, June 4). Strawberry plant stages – From seed to harvest (w/Pictures). <https://geekygreenhouse.com/strawberry-plant-stages/>
72. Gershenzon, J., & Dudareva, N. (2007). The function of terpene natural products in the natural world. *Nature Chemical Biology*, 3, 408–414
73. Ghasemian A., Eslami M., Hasanvand F., Bozorgi H., & Al-Abodi H. R. (2019). *Eucalyptus camaldulensis* properties for use in the eradication of infections. Comparative.
74. Giampieri, F., Tulipani, S., Alvarez-Suarez, J.M., Quiles, J.L., Mezzetti, B. and Battino, M. (2012) The Strawberry: Composition, Nutritional Quality and Impact on Human Health. *Nutrition*, 28, 9-19
75. Gol, N. B., Patel, P. R., & Rao, T. V. R. (2013). Improvement of quality and shelf-life of strawberries with edible coatings enriched with chitosan. *Postharvest Biology and Technology*, 85, 185–195

76. Gouet J. P. et Philippeau G., 1989. Comment interpréter les résultats d'une analyse de variance ? Institut technique des céréales et des fourrages (ITCF), Paris, 81 p.
77. Guenther, E. (2012). The Essential Oils, Vol. 1–6. Krieger Publishing Company.
78. Gunier E., 1892. Sur la coloration accidentelle de la fleur du fraisier commun. Bulletin de la Société Botanique de France. 39(1) : 64-66.
79. Haddad, A. (2018). Etude d'un système de protection biologique préventive intégrée contre les ravageurs des cultures sous serres dans la région de Biskra (Doctoral dissertation, Université Mohamed Kheider-Biskra).
80. Hammiche V., 1982. Plantes médicinales et aromatique, perspectives algériennes. Le pharmacien du Maghreb. (2).
81. Hancock, J. F. (1999). Strawberries. CABI Publishing.
82. Harvard T.H. Chan School of Public Health. (2023). Vitamin C and immune function.
83. Husaini A. M. and Neri D., 2016. Strawberry: Growth, Development and Diseases.
84. Inouye S., Uchida K., Maruyama N., Yamaguchi H. and Abe S., 2006. A novel method to estimate the contribution of the vapor activity of essential oils in agar diffusion assay Japanese Journal of Medical Mycology, 47(2): 91-98.
85. Isman, M. B. (2000). Plant essential oils for pest and disease management. Crop Protection, 19(8–10), 603–608.
86. Kader, A. A. (2002). *Postharvest technology of horticultural crops* (3rd ed.). University of California, Agriculture and Natural Resources.
87. Kermiche, N et Chougui, M (2014). *Les activités antifongiques et antioxydantes des huiles essentielles d'Artimisia herba alba et Eucalyptus globulus*. Mémoire : biologie et physiologie végétale. Constantine : université de Constantine 1, 74p.
88. Khanizadeh, S., & Deschênes, M. (2005). Our Strawberries: Les Fraisiers de Chez Nous. Department of Agriculture and Agri-Food Canada, Horticulture Research and Development Centre.
89. Laib,I. (2011). Etude des activités antioxydante et antifongique de l'huile essentielle
90. Larbi, S et Rabah, S. (2014). Etude de l'efficacité des huiles essentielles de *Curcuma longa* comme un biopesticide cas antifongique. Mémoire : Agroforesterie. Telemcen : Abou Bekr Belkaïd, 60p.
91. Liu, L., Zhang, J., & Wang, Y. (2020). Physiological and molecular mechanisms of strawberry fruit ripening. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 68(14), 4105-4115.
92. Maas, J. L. (1998). Compendium of strawberry diseases. APS Press.

93. Medini, H., Elaissi, A., Khouja, M. L., Chraief, I., Farhat, F., Hammami, M., & Khouja, M. L. (2009). Antifungal activity of *Pistacia lentiscus* L. essential oil. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 12(1), 86–91.
94. Mémoire : Alimentation et Technologie Alimentaire. Bejaïa : Université Abderrahmane Mira ,109 P.
95. Messgo-Moumene S., Li Y., Bachir K., Houmani Z., Bouznad Z. and Chemat F., 2014 Antifungal power of citrus essential oils against potato late blight causative agent. *Journal of Essential Oil Research*. 27(2) : 169-176.
96. Metro A (1970) Les eucalyptus dans le monde méditerranéen. Rev for Fr. <https://doi.org/10.4267/2042/20363>
97. Mezzetti, B., Giampieri, F., Zhang, Y.-T., & Zhong, C.-F. (2018). Status of strawberry breeding programs and cultivation systems in Europe and the rest of the world. *Journal of Berry Research*, 8, 205–221.
98. Mossa, A. T. H., & Nawwar, G. A. (2011). Free radical scavenging and antiacetylcholinesterase activities of *Origanum majorana* L. essential oil. *Human and Experimental Toxicology*, 30(10), 1501–1513.
99. Mulyaningsih, S., Sporer, F., Zimmermann, S., Reichling, J., & Wink, M. (2010). Synergistic properties of the terpenoids aromadendrene and 1, 8-cineole from the essential oil of *Eucalyptus globulus* against antibiotic-susceptible and antibiotic-resistant pathogens. *Phytomedicine*, 17(13), 1061-1066.
100. Nasser M, Damaj R, Merah O, Hijazi A, Trabolsi C, Wehbe N, Nasser M, Al Khatib B, Damaj Z (2020) Antioxidant activity of *Eucalyptus camaldulensis* combined with low dose cisplatin act against A549 Adenocarcinoma cells and normal peripheral blood mononuclear cells. *Medicines* 7(8):40. <https://doi.org/10.3390/medicines7080040>
101. Nathalie Koziol. Huiles essentielles d'*Eucalyptus globulus*, d'*Eucalyptus radiata* et de *Corymbia citriodora* : qualité, efficacité et toxicité. Sciences pharmaceutiques. 2015.
102. national park service, Eucalyptus, U.S.Département of the Interior.
103. Nedjai, I et Nedjai, S. (2017). Activité antimicrobienne des huiles essentielles. Mémoire: écologie microbienne. Bejaia: Université A. Mira. 64p
104. Nguefack, J., Leth, V., Amvam Zollo, P. H., & Mathur, S. B. (2004). Evaluation of five essential oils from aromatic
105. Opdyke D.L.J.(2002).Eucalyptus oil .P107.E
106. Padrini F. et Lucheroni M.-T. 2003. Le grand livre des huiles essentielles. De Vecchi, Paris, 206 p.

107. Pansera, M. R., Zuccoloto, V. M., Silvestre, W. P., Sartori, V. C., Santos, M. C., Hildebrand, S., ... & Pauletti, G. F. (2025). Essential Oils in the Alternative Control of Postharvest Diseases in Strawberries: Anthracnose and Gray Mold. *ACS omega*, 10(33), 37728-37739.
108. Paris M. et Hurabielle M. (1981): Abrégé de matière médicale (pharmacognosie) Tome. Ed. Masson. P 339.
109. Pibiri M.C. (2006) : Assainissement microbiologique de l'air et des systèmes de ventilation au moyen d'huiles essentielles. Thèse de Doctorat n°3311, Ecole polytechnique fédérale de lausanne.
110. Piljac-Žegarac, J., Šamec, D., & Piljac, A. (2011). Antioxidant stability of small fruits in postharvest storage at room and refrigerator temperatures. *Food Research International*.
111. plants of Cameroon for controlling food spoilage and mycotoxin-producing fungi. *International Journal of Food Microbiology*, 94(3), 329–334.
112. Polese J.-M., 2005. La culture des fruits rouges. Editions Artemis, S.A., 95 p.
113. Potter, D., Eriksson, T., Evans, RC, Oh, S., Smedmark, JE, Morgan, DR, ... & Campbell, CS (2007). Phylogénie et classification des Rosacées. *Systématique et évolution des plantes* , 266 (1), 5-43.
114. Potts, B M ., Vaillancourt, R ., Jordan, G.J. (2004). Exploration of the *Eucalyptus globulus*
115. Preedy, V. R. (Ed.). (2015). Essential oils in food preservation, flavor and safety. Academic press.
116. Preedy, V. R. (Ed.). (2015). Essential oils in food preservation, flavor and safety. Academic press.
117. Roller, S., & Seedhar, P. (2002). Carvacrol and cinnamic acid inhibit microbial growth in fresh-cut melon and kiwifruit at 4° and 8°C. *Letters in Applied Microbiology*, 35(5), 390–394.
118. Royal Botanic Gardens Kew. (2024). *Eucalyptus globulus*. Plants of the World Online
119. Salem, M. Z. M., Zayed, M. Z., Ali, H. M., & Abd El-Kareem, M. S. M. (2018). Chemical composition, antioxidant and antibacterial activities of essential oils from *Eucalyptus* species. *Industrial Crops and Products*, 116, 99–105.
120. Savini, G., Giorgi, V., & Neri, D. (2016). Strawberry plant architecture and its relationship with yield and quality. *Scientia Horticulturae*, 204, 125-132.

121. Sawai J. and Yoshikawa T., 2004. Quantitative evaluation of antifungal activity of metallic oxide powders (MgO, CaO and ZnO) by an indirect conductimetric assay. *Journal of Applied Microbiology*. 96(4) : 803-809.
122. Sefidkon F, Jamzad Z (2006) Chemical composition of the essential oil of *Gontscharowa popovii* from Iran. *Flav Frag J* 21(4):619–621. <https://doi.org/10.1515/znc-2006-9-1012>
123. Selim, S. A., Adam, M. E., Hassan, S. M., & Albalawi, A. R. (2014). Chemical composition, antimicrobial and antibiofilm activity of the essential oil and methanol extract of the Mediterranean cypress (*Cupressus sempervirens L.*). *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 14, 179.
124. Sell, C. (2006). *The Chemistry of Fragrances: From Perfumer to Consumer*. Royal Society of Chemistry
125. Shaaban, H. A. E., El-Ghorab, A. H., & Shibamoto, T. (2012). Bioactivity of essential oils and their volatile aroma components: Review. *Journal of Essential Oil Research*, 24(2), 203–212.
126. Sharma, G. I. R. I. S. H., & Thakur, M. S. (2008). Evaluation of different strawberry cultivars for yield and quality characters in Himachal Pradesh. *Agricultural Science Digest*, 28(3), 213–215.
127. Shutterstock. (2022). *Rhizopus bread mold under the microscope* [Photographie]. Shutterstock. <https://www.shutterstock.com/image-photo/rhizopus-bread-mold-under-microscope-genus-1622530495>
128. Song, A., Wang, Y., Liu, Y., (2009). Study on the chemical constituents of the essential oil of the leaves of *Eucalyptus globules Labill from China*. *Asian Journal of Traditional Medicines*, 4(4) : 134-140p.
129. Stewart, P. (2022). Seed biology and germination of *Fragaria* species. Horticulture Research Institute.
130. Tolba, H., Moghrani, H., Benelmouffok, A., Kellou, D., & Maachi, R. (2015). Essential oil of Algerian *Eucalyptus citriodora*: Chemical composition, antifungal activity. *Journal de Mycologie Médicale*, 25(4), e128–e133.
131. Treiner, J. (2000). Extrait du Bulletin officiel n°6 du 12 Aout 1999, France. 39-143
132. Trinetta, V., McDaniel, A., Batziakas, K. G., Yucel, U., Nwadike, L., & Pliakoni, E. (2020). *Antifungal packaging film to maintain quality and control postharvest diseases in strawberries*. *Antibiotics*, 9(9), 618.

133. Tripathi P., Dubey N. K. and Shukla A. K., 2008. Use of some essential oils as post-harvest botanical fungicides in the management of grey mould of grapes caused by *Botrytis cinerea*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 24: 39-46.
134. Tsiri D, Kretsi O, Chinou IB, Spyropoulos CG (2003) Composition of fruits volatils and annual changes in the volatiles of leaves of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn. *Growing Greece Flav Frag J* 18:244–247. <https://doi.org/10.1002/ffj.1220>
135. Tzakou, O., Pitarokili, D., Chinou, I. B., & Harvala, C. (2007). Composition and antimicrobial activity of the essential oil of *Salvia ringens*. *Planta Medica*, 67(1), 81–83.
136. Tzortzakis, N. G., & Economakis, C. D. (2007). *Antifungal activity of lemongrass (Cymbopogon citratus L.) essential oil against key postharvest pathogens*. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 8(2), 253–258.
137. Université Saad Dahlab Blida 1. (2020). Étude de la culture du fraisier et de ses maladies en Algérie. Mémoire de master, Université Saad Dahlab Blida 1.
138. USDA (2023). Strawberry cultivation and production systems.
139. Vaughan, G., (2008). *Eucalyptus globulus* Labill. In: Louppe, D., Oteng Amoako, A.A. & Brink, M. (Editors). *PROTA (Plant Resources of Tropical Arica / Ressources végétales de l'Afrique tropicale)*, Wageningen, Netherlands. Consulté le 6 mai 2023.
140. Virginie Laguerre. Huiles essentielles et 1,8-cinéole. *Sciences pharmaceutiques*. 2015
141. Webster, J., & Weber, R. (2007). *Introduction to fungi*. Cambridge university press.
142. Werker, E., Putievsky, E., Ravid, U., & Dudai, N. (1993). Glandular trichomes and essential oil in aromatic plants. *Flora*, 188, 343–349.
143. Wiegand I., Hilpert K. and Hancock R. E., 2008. *Agar and broth dilution methods to determine the minimal inhibitory concentration (MIC) of antimicrobial substances*. *Nature Protocols*. 3(2) : 164-175.
144. Woldemariam, S. G., Bullock, J. M., & Garratt, M. P. (2023). The role of pollinators in strawberry production: A review. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 342, 108-231.
145. Zhiri A et Baudoux D. (2008). les huiles essentielles chémotyées : ISBN :2-919905-27-9 Edition Inspir Development. P7, P38
146. Zygadlo, J. A., Juliani, H. R., & Simon, J. E. (2016). Cold pressing, hydrodistillation and solvent-free microwave extraction of Citrus essential oils: comparative study.

Annexes

Annexe des milieux de culture

1. Eau physiologique

Ingrédients	Composition
Chlorure de sodium	0.45g
Eau distillée	50ml

- pH= 7
- Autoclavage : 120°C pendant 20mn

2. sabouraud

Ingrédients	Composition
Dextrose (Gelucose)	40g
Peptone	10g
Agar	15g
Eau distillée	1000ml

- pH= 6
- Répartir en tubes ou en flacons. Stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes.

3. Appareillage et produits :

❖ Matériels

- Appareil d'hydrodistillation
- Chauffe ballon
- Balance électronique
- Réfrigérateur
- Autoclave
- Etuve 37c°
- Agitateur (vortex)
- Bain marie

- Agitateur magnétique
- Stérilisateur
- Boîtes de pétri
- Ecouvillons stérile
- Anse de platine
- Bec bunsen
- Pince
- Pipette pasteur
- Micropipette
- Embouts (jaune et bleu)
- Papier wattman de 6mm de diamètre
- Tubes d'Eppendorf
- Portoir d'Eppendorf
- Barreau magnétique
- Portoir des tubes à essais
- Pissette
- Papier aluminium
- Cellophane
- Tubes à essai stériles
- Pipette graduée
- Bécher
- Flacon en verre
- Erlenmeyer

❖ **Produits**

- Huile essentielle d'Eucalyptus
- L'eau distillée
- Antibiotiques
- L'eau physiologie
- DMSO