



République Algérienne Démocratique et Populaire
Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie

جامعة عبد الحميد ابن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة والحياة



DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Spécialité

BIOCHIMIE APPLIQUEE

Présenté par

MORALENT Asmae & ZERROUKI Ghania

Thème

Caractérisation des composés phytochimiques et investigation des activités antioxydantes et antimicrobiennes des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. (Cannelle de Chine) et de *Illicium verum* (Anis Etoilé).

Soutenu le 23 juin 2026.

Devant le Jury composé de :

Président	DJIBAOUI Rachid	Pr	U. Mostaganem
Examinatrice	BENGUENAB Asma	MCB	U. Mostaganem
Encadrant	ARABI Abed	MCA	U. Mostaganem
Co-encadrante	MOSTARI Abassia	MCB	U. Mostaganem

Année universitaire 2025/2026

Dédicaces

Je dédie ce travail à

En premier lieu mes chers parents, sans qui rien de tout cela n'aurait été possible. Leur amour inconditionnel, leur patience, leur confiance et leurs encouragements ont été pour moi une source constante de force et de motivation.

À ma famille, j'adresse également toute ma gratitude pour son soutien, son affection et ses prières tout au long de mon parcours.

À mon cher frère, pour sa présence précieuse, son soutien moral et ses encouragements.

À mes amis fidèles, merci pour votre soutien indéfectible, votre écoute attentive et les moments de joie partagés.

À mes enseignants et à mon encadreur, pour leur transmission du savoir, leur disponibilité et leurs conseils avisés.

Enfin, je dédie ce mémoire à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont croisé ma route et contribué, par leurs gestes, leurs paroles ou leur simple présence, à enrichir cette expérience unique qu'est le parcours universitaire.

À vous tous, j'adresse mes plus sincères remerciements et toute ma reconnaissance.

Ghania

Après des années de lutte et de patience, je me tiens aujourd'hui fier de la récolte de mes efforts. Louange à Allah, par la grâce duquel s'accomplissent les bonnes œuvres. Je dédie le fruit de ma réussite

À l'âme pure de ma mère (qu'Allah lui fasse miséricorde), source d'une tendresse intarissable, dont les prières continuent d'ombrager mon chemin. Cette réussite est l'écho de tes prières, un cadeau pour ton âme chère qui habite mon cœur et ne me quitte jamais.

À mon cher père, soutien de mon âme et source de ma fierté, celui qui m'a appris que la science est une arme et que la lutte est un chemin. C'est à toi que je dédie ma réussite, en reconnaissance de ton éducation bienfaisante et de ton soutien qui n'a jamais failli.

À ma sœur et à mon frère, mes piliers inébranlables, les compagnons de vie de qui je tire ma force. C'est à vous que j'offre les plus belles parts de ma joie.

À mes fidèles amis, merci pour votre soutien indéfectible, votre écoute attentive et les moments de joie partagés.

À mes enseignants et à mon encadreur, pour leur transmission du savoir, leur disponibilité et leurs conseils avisés.

Et à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont croisé ma route et ont contribué, par leurs gestes, leurs paroles ou leur simple présence, à enrichir cette expérience unique qu'est le parcours universitaire.

À vous tous, j'adresse mes plus sincères remerciements et toute ma reconnaissance.

Me voici aujourd'hui, achevant mon parcours, demandant à Allah de me faire profiter de ce qu'Il m'a appris, et de faire que cette science soit un argument en ma faveur et non contre moi.

Asmae

Remerciements

Avant toute chose, nous rendons grâce à Dieu Tout-Puissant, qui nous a accordé la force, la patience et la persévérance nécessaires à l'achèvement de ce travail.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à la réalisation de ce mémoire.

*En premier lieu, nos remerciements chaleureux vont à notre directeur de mémoire, **Docteur ARABI Abed**, pour sa disponibilité, ses conseils avisés, sa patience et l'encadrement rigoureux dont nous avons bénéficié tout au long de ce travail. Son expertise et sa bienveillance ont grandement facilité l'avancement de ce mémoire.*

*Nos remerciements s'adressent également à notre co-encadrante, **Dr. MOSTARI Abassia**, pour ses précieux conseils, son accompagnement et sa disponibilité tout au long de cette étude.*

*Nous remercions également **Professeur DJIBAOUI Rachid**, président du jury, ainsi que, **Dr. BENGUENAB Asma** examinatrice, qui nous font l'honneur de juger ce travail.*

*Nous remercions l'ensemble du personnel du laboratoire, en particulier **Madame TAHLAITI Amina**, pour son aide et son soutien.*

Nous n'oublions pas nos familles, nos sœurs et nos frères pour leur soutien moral et leur présence constante tout au long de ce parcours, en particulier nos parents, pour leur amour inconditionnel, leur patience et leur soutien indéfectible. Leur confiance nous a toujours portés et donné la force d'aller de l'avant.

Enfin, nous remercions nos collègues, amis et camarades de promotion pour les échanges constructifs, l'entraide et les moments partagés tout au long de ce cursus.

À toutes et à tous, merci.

الملخص

تهدف هذه الدراسة إلى تمييز الزيوت الأساسية لكل من (القرفة الصينية) *Cinnamomum cassia* L. و (اليانسون النجمي) *Illicium verum* من خلال توصيفها الفيزيائي-الكيميائي وتقييم نشاطها البيولوجي. تم الحصول على الزيوت الأساسية بواسطة تقنية التقطير ببخار الماء، ثم إخضاعها لتحاليل فيزيائية وكيميائية شملت الكثافة، الامتزاجية، مؤشر الحموضة ودرجة الحموضة (pH) أظهرت النتائج كثافة مقدارها 1.094 غ/مل لزيت *Cinnamomum cassia* L. و 0.970 غ/مل لزيت *Illicium verum*، مع امتزاج ممتاز في الإيثانول 96%. بلغ مؤشر الحموضة 1.122 ملليغرام هيدروكسيد البوتاسيوم/غرام لكلا الزيتين. وتراوحت قيمة pH بين 6 و 7. أظهر تحليل الكروماتوغرافيا الغازية المرتبط بمطياف الكتلة GC-MS ، جهاز Shimadzu GC-2010/MS QP 2010-SE تحديد 50 مركبًا في زيت القرفة و 48 مركبًا في زيت اليانسون، حيث كانت التربينات الأحادية الهيدروكربونية هي المكونات السائدة (34.26% و 31.28% على التوالي)، وكان المركبان الرئيسيان هما السينامالدهيد (19.63%) في القرفة والأنتول (49.26%) في اليانسون. أما النشاط المضاد للأكسدة (اختبار DPPH) فقد أظهر قيم IC_{50} بلغت 163.82 ميكروغرام/مل لزيت *Cinnamomum cassia* L. و 2282.35 ميكروغرام/مل لزيت *Illicium verum*، مقارنة بـ 2.95 ميكروغرام/مل لحمض الأسكوربيك. كما أظهر النشاط المضاد للميكروبات مناطق تثبيط تراوحت بين 18.1 و 47.1 ملم للقرفة وبين 7.15 و 10.2 ملم لليانسون، مع قيم MIC للقرفة بين 0.31 و 1.25 ميكروغرام/مل. كما أظهرت النتائج تأثيرًا مثبطًا لنمو البكتيريا على *Bacillus cereus*، وتأثيرًا فطريًا قاتلاً على *Candida albicans*، وتأثيرًا قاتلاً للبكتيريا على السلالات الأخرى المختبرة. وتؤكد هذه النتائج أن الزيوت الأساسية المدروسة تمتلك نشاطًا بيولوجيًا مهمًا، خاصة زيت *Cinnamomum cassia* L.، مما يجعلها مصادر طبيعية واعدة للتطبيقات الدوائية والبيولوجية.

الكلمات المفتاحية: الزيوت الأساسية، القرفة الصينية، اليانسون النجمي، كروماتوغرافيا الغاز-مطياف الكتلة، النشاط المضاد للأكسدة، DPPH، النشاط المضاد للميكروبات، التركيز المثبط الأدنى، المركبات النشطة بيولوجيًا.

Abstract

This study aimed to valorize the essential oils of *Cinnamomum cassia* L. (Chinese cinnamon) and *Illicium verum* (star anise) through their physicochemical characterization and evaluation of their biological activities.

The essential oils were obtained by steam distillation and then analyzed through several physicochemical parameters (density, miscibility, acid index and pH). The results showed densities of 1.094 for *Cinnamomum cassia* L. and 0.970 for *Illicium verum*, with excellent miscibility in 96% ethanol. The acid index was 1.122 mg KOH/g for both oils. The pH ranged between 6 and 7.

GC-MS analysis (Shimadzu GC-2010/MS-QP 2010-SE) identified 50 compounds in cinnamon and 48 compounds in star anise, mainly composed of hydrocarbon monoterpenes (34.26% and 31.28%, respectively), with cinnamaldehyde (19.63%) and anethole (49.26%) as the major compounds.

The antioxidant activity (DPPH assay) showed IC₅₀ values of 163.82 µg/ml for *Cinnamomum cassia* L. and 2282.35 µg/ml for *Illicium verum*, compared to 2.95 µg/ml for ascorbic acid. The antimicrobial activity revealed inhibition zones ranging from 18.1 to 47.1 mm for cinnamon and 7.15 to 10.2 mm for star anise, with MIC values for cinnamon ranging from 0.31 to 1.25 µg/ml. The results also showed bacteriostatic effects on *Bacillus cereus*, fungicidal effects on *Candida albicans*, and bactericidal effects on other tested strains.

These results highlight the significant biological potential of the studied essential oils, particularly *Cinnamomum cassia* L., as promising natural sources.

Keywords: Essential oils, *Cinnamomum cassia*, *Illicium verum*, GC-MS, antioxidant activity, DPPH, antimicrobial activity, MIC, bioactive compounds.

Résumé

Ce travail vise à valoriser les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. (cannelle de Chine) et *Illicium verum* (anis étoilé) à travers leur caractérisation physico-chimique, leur analyse chimique et l'évaluation de leurs activités biologiques.

Les huiles essentielles ont été obtenues par entraînement à la vapeur d'eau, puis analysées selon plusieurs paramètres physico-chimiques (densité, miscibilité, indice d'acide et pH). Les résultats ont montré des densités de 1,094 pour *Cinnamomum cassia* L. et 0,970 pour *Illicium verum*, une excellente miscibilité dans l'éthanol 96°, un indice d'acidité de 1,122 mg KOH/g et un pH compris entre 6 et 7.

L'analyse GC-MS (Shimadzu GC-2010/MS-QP 2010-SE) a identifié 50 composés pour la cannelle et 48 pour l'anis, dominés par les monoterpènes hydrocarburés (34,26 % et 31,28 %), avec comme composés majeurs le cinnamaldéhyde (19,63 %) et l'anéthol (49,26 %).

L'activité antioxydante (DPPH) a donné une IC_{50} de 163,82 µg/ml pour *Cinnamomum cassia* L. et 2282,35 µg/ml pour *Illicium verum* (2,95 µg/ml pour l'acide ascorbique). L'activité antimicrobienne vis-à-vis *Escherichia coli* ATCC 25922, *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603, *Proteus mirabilis* ATCC 35659, *Citrobacter freundii* ATCC 13316, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Bacillus cereus* ATCC 11778 et *Candida albicans* ATCC 10231 a montré des zones d'inhibition de 18,1 à 47,1 mm pour la cannelle et de 7,15 à 10,2 mm pour l'anis, avec des CMI de 0,31 à 1,25 µg/ml et des effets bactériostatiques, bactéricides et fongicides principalement observés pour la cannelle.

Ces résultats confirment le potentiel biologique des huiles essentielles étudiées, en particulier celle de *Cinnamomum cassia* L., comme sources naturelles prometteuses.

Mots clés : Huiles essentielles, *Cinnamomum cassia*, *Illicium verum*, GC-MS, activité antioxydante, activité antimicrobienne, CMI, composés bioactifs.

Liste des abréviations

A : Absorbance
AE : Anis étoilé
ATCC : American Type Culture Collection
ATP: Adénosine Triphosphate
C. cassia L.: *Cinnamomum cassia* L.
CCM: Czech Collection of Microorganisms
CIP: Ciprofloxacin
CMB : concentration minimale bactéricide
CMF : concentration minimale fongicide
CMI : Concentration minimale inhibitrice
CN : Contrôle négative
CP : Contrôle positive
CPG/MS : Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse
CSP : Le Code de la Santé Publique
DL₅₀ : Dose létale 50 %
DPPH : radical libre 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyle
ECN : Éconazole
GEN : Gentamicine
GN : Gélose nutritive
HE_{AE} : Huiles essentielles d'anis étoilé
HE_{CN} : Huiles essentielles *cinnamomum cassia*
HEs : Huiles Essentielles
I. verum : *Illicium Verum*
I_A : indice d'acidité
IC₅₀ : Concentration inhibitrice 50 %
IFO: Institute for Fermentation, Osaka
IL-1 β : Interleukin-1 beta (Interleukine-1 bêta)
J.-C : Jésus-Christ
MAPK : Mitogen-Activated Protein Kinase (protéine kinase activée par les mitogènes)
MEB : microscopie électronique à balayage
MH : Muller-Hinton
MHB : Mueller-Hinton liquide
NA : Acide nalidixique
NF- κ B: **Nuclear Factor kappa B** (facteur nucléaire kappa B)
NIST: National Institute of Standards and Technology
R_{HEs} : Rendement des huiles essentielles
SNC : système nerveux central
TNF- α : **Tumor Necrosis Factor alpha** (Facteur de nécrose tumorale alpha)
Tr : temps de rétention
TTC : Chlorure de triphényltétrazolium
UFC : Unités Formant Colonie
URCOM : Unité de Recherche de Chimie Organique et Macromoléculaire

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
Tableau 1	Répartition des principales plantes à huiles essentielles selon leurs appartenances botaniques.	6
Tableau 2	Répartitions des huiles essentielles par organe de plantes.	6
Tableau 3	Classifications des composés terpéniques.	14
Tableau 4	Nomenclatures de cannelle de chine.	25
Tableau 5	Classification taxonomique de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	25
Tableau 6	Calendrier de récolte de cannelle de chine en fonction du pays producteur.	26
Tableau 7	Répartition de la production mondiale de <i>C. cassia</i> L. en 2025.	27
Tableau 8	Composition chimique des huiles essentielles de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	28
Tableau 9	Nomenclature anis étoile.	33
Tableau 10	Classification taxonomique de <i>Illicium verum</i> .	34
Tableau 11	Calendrier de récolte d'anis étoile en fonction du pays producteur.	34
Tableau 12	Répartition de la production mondiale d'anis étoilé en 2025.	35
Tableau 13	Composition chimique des huiles essentielles de <i>Illicium verum</i> .	36
Tableau 14	Liste des souches microbiennes utilisées.	42
Tableau 15	Milieus de culture employés pour repiquage des souches microbiennes.	50
Tableau 16	Comparaison des caractéristiques organoleptiques de nos huiles essentielles de <i>C. cassia</i> et de <i>I. verum</i> avec celles d'autres études.	62
Tableau 17	Résultats de la miscibilité des huiles essentielles de <i>C. cassia</i> et de <i>I. verum</i> .	63
Tableau 18	Composition chimique des huiles essentielles de <i>Cinnamomum Cassia</i> L.	64
Tableau 19	Composition chimique des huiles essentielles de <i>Illicium verum</i> .	67
Tableau 20	Potentiel antioxydant des huiles essentielles de <i>C. cassia</i> et <i>I. verum</i> versus acide ascorbique.	70
Tableau 21	Aspect macroscopique des souches microbiennes étudiées.	73
Tableau 22	Aspect microscopique des souches microbiennes étudiées	75
Tableau 23	Interprétation de l'activité antimicrobienne des huiles essentielles selon les diamètres d'inhibition	77
Tableau 24	Résultats de l'aromatogramme des huiles essentielles de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i> sur les souches étudiées.	77
Tableau 25	Concentration minimale inhibitrice (CMI) des HEs <i>Cinnamomum cassia</i> L.	83
Tableau 26	Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) et rapport d'activité des HEs <i>Cinnamomum cassia</i> L.	85

Liste des figures

N°	Titre	Page
Figure 1	Structures sécrétrices des huiles essentielles chez les végétaux.	7
Figure 2	Essence non préformée : hydrolyse de l'amygdaloside en aldéhyde benzoïque.	7
Figure 3	Schéma de principe de l'entraînement à la vapeur d'eau.	8
Figure 4	Montage d'hydrodistillation type Clevenger.	9
Figure 5	Montage d'extraction par solvant.	10
Figure 6	Montage d'extraction assistée par micro-onde.	10
Figure 7	Représentation schématique du dispositif d'extraction par CO ₂ supercritique.	12
Figure 8	Structure de composés dérivés du phénylpropane.	14
Figure 9	Représentation de l'arbre de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	23
Figure 10	Représentation des feuilles de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	23
Figure 11	Représentation de fleur de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	24
Figure 12	Représentation de fruit de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	24
Figure 13	Représentation de l'écorce de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	24
Figure 14	Profil chromatographique des composés volatils de <i>Cinnamomum cassia</i> L. par CG/MS.	29
Figure 15	Représentation de l'arbre de <i>Illicium verum</i> .	31
Figure 16	Représentation des feuilles de <i>Illicium verum</i> .	32
Figure 17	Représentation des fleurs de <i>Illicium verum</i> .	32
Figure 18	Représentation de fruit de <i>Illicium verum</i> .	33
Figure 19	Représentation de graine de <i>Illicium verum</i> .	33
Figure 20	Diagramme général de la procédure expérimentale.	41
Figure 21	Les écorces de <i>Cinnamomum cassia</i> L. (A) et les fruits <i>Illicium verum</i> (B).	42
Figure 22	Concassage des écorces de cannelle de chine (A) et fruit d'anis étoilé (B).	43
Figure 23	Dispositif d'extraction des HEs de <i>Cinnamomum cassia</i> L. et <i>Illicium verum</i> par entraînement à la vapeur d'eau.	43
Figure 24	Flacons des huiles essentielles.	44
Figure 25	Mesure l'indice d'acide I _A .	45
Figure 26	Chromatographe Shimadzu GC-2010 connecté à un spectromètre de masse MS-QP 2010-SE.	47
Figure 27	Principe du test DPPH pour l'évaluation de l'activité antioxydante.	48
Figure 28	Aromatogramme par diffusion en milieu gélosé (méthode des disques).	54
Figure 29	Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) des huiles essentielles de <i>Cinnamomum cassia</i> L. vis-à-vis les souches testées.	56
Figure 30	Détermination de la concentration minimale Bactéricides (CMB) et Fongicides (CMF).	58
Figure 31	Huiles essentielles de <i>Cinnamomum cassia</i> L. (A) et <i>Illicium verum</i> (B) extraites par entraînement à la vapeur d'eau.	60
Figure 32	Apparition de la coloration rose lors du titrage.	63
Figure 33	Détermination de pH de cannelle de chine (A) et anis étoilé (B).	64
Figure 34	Profil chromatographique des composés volatils de <i>Cinnamomum cassia</i> L. par CG/MS.	66
Figure 35	Profil chromatographique des composés volatils de <i>Illicium verum</i> par CG/MS.	69

Liste des figures

Figure 36	Evaluation de l'activité antiradiculaire de l'acide ascorbique par le test DPPH.	71
Figure 37	Evaluation de l'activité antiradiculaire des huiles essentielles de <i>Cinnamomum cassia</i> L. par le test DPPH.	72
Figure 38	Evaluation de l'activité antiradiculaire des huiles essentielles de <i>Illicium verum</i> par le test DPPH.	72
Figure 39	Aspect macroscopique des souches étudiées sur des géloses appropriées.	74
Figure 40	Aspect microscopique après coloration de Gram pour les souches (S1, S2, S3, S4, S5, S6, S7 et S8) et au bleu de méthylène pour S9 aux grossissements X 100.	76
Figure 41	Aromatogramme des HEs de <i>Cinnamomum cassia</i> L. et <i>Illicium verum</i> vis-à-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9) par diffusion en milieu gélose.	80
Figure 42	La concentration minimale inhibitrice (CMI) des HEs <i>Cinnamomum cassia</i> L. vis-à-vis des souches (S1 à S9).	82
Figure 43	Représentation graphique de la concentration minimale inhibitrice des HEs de <i>Cinnamomum cassia</i> L. vis-à-vis des souches (S1, S2, S3, S4, S5, S6, S7, S8 et S9).	84
Figure 44	Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) des HEs de <i>Cinnamomum cassia</i> L. vis-à-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9).	86
Figure 45	Représentation graphique de Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) des HEs <i>Cinnamomum cassia</i> L.	85

Table des matières

Résumé	
Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	

Introduction	1
--------------------	---

Partie Bibliographique

Chapitre 1. Huiles essentielles et composés phytochimiques : Composition, propriétés et mécanismes d'action.

1.1. Historique	5
1.2. Définition des huiles essentielles	5
1.3. Répartition des huiles essentielles	6
1.4. Localisation des huiles essentielles	6
1.5. Rôle des huiles essentielles	7
1.6. Procédés d'obtention des huiles essentielles	7
1.6.1. Entraînement à la vapeur d'eau	8
1.6.2. Hydro-distillation	9
1.6.3. Extraction par solvants	9
1.6.4. Extraction par micro-ondes	10
1.6.5. L'expression à froid	11
1.6.6. Extraction aux ultrasons	11
1.6.7. Extraction par CO ₂ supercritique (SFE)	11
1.6.8. Enfleurage	12
1.7. Composition chimique des huiles essentielles	13
1.7.1 Les composés terpéniques	13
1.7.2. Les composés aromatiques	13
1.7.2. Les composés d'origines diverses	14
1.8. Facteurs influençant la composition chimique des huiles essentielles	15
1.8.1. Ordre naturel	15
1.8.1.1. Intrinsèque	15
1.8.1.2. Extrinsèque	15
1.8.2. Ordre considéré	15
1.8.3. Ordre technologique	16
1.9. Les Propriétés biologiques des huiles essentielles	16
1.9.1. Activité antibactérienne	16
1.9.2. Activité antifongique	16
1.9.3. Activité Antioxydante	17
1.9.4. Activité Anti-inflammatoire	17
1.9.5. Activité analgésique (antidouleur)	18
1.9.6. Activité Antivirale	18
1.9.7. Activité antiseptique	18
1.9.8. Activité antiparasitaire	18

1.9.9. Autres activités	19
1.10. Toxicité des huiles essentielles	19
1.11. Conservation des huiles essentielles	19

Chapitre 2. *Cinnamomum cassia* L. & *Illicium verum* : Approche botanique, biochimique et pharmacologique.

2.1. <i>Cinnamomum cassia</i> L. (Cannelier = cannelle de Chine)	22
2.1.1. Historique	22
2.1.2. Répartition géographique	22
2.1.3. Description botanique	23
2.1.3.1. L'arbre	23
2.1.3.2. Les feuilles	23
2.1.3.3. Les fleurs	24
2.1.3.4. Le fruit	24
2.1.3.5. L'écorce	24
2.1.4. Classification taxonomique	25
2.1.4.1. Dénomination	25
2.1.4.2. Classification botanique	25
2.1.5. Lieu de répartition et période de récolte	26
2.1.6. Production mondiale de <i>C. cassia</i> L.	26
2.1.7. Huiles essentielles de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	27
2.1.8. Composition chimique des HEs de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	27
2.1.9. Usages et effet thérapeutiques des HEs de cannelle de chine	29
2.1.9.1. Activité antidiabétique	29
2.1.9.2. Activité microbienne	29
2.1.9.3. Activité anti-inflammatoire	30
2.1.9.4. Activité anti-tumorale	30
2.1.10. Toxicité de <i>Cinnamomum cassia</i> L.	30
2.2. <i>Illicium verum</i> (Anis Etoile)	31
2.2.1. Historique	31
2.2.2. Répartition géographique	31
2.2.3. Description botanique	31
2.2.3.1. L'arbre	31
2.2.3.2. Les feuilles	32
2.2.3.3. Les fleurs	32
2.2.3.3. Le fruit	32
2.2.3.4. Graine	33
2.2.4. Classification taxonomique	33
2.2.4.1. Dénomination	33
2.2.4.2. Classification botanique	33
2.2.5. Répartition géographique et période de récolte	34
2.2.6. Production mondiale d'anis Etoile	34
2.2.7. Huiles essentielles de <i>Illicium verum</i>	35
2.2.8. Composition chimique des huiles essentielles de <i>Illicium verum</i>	35
2.2.9. Usages et effet thérapeutiques des HEs de <i>Illicium verum</i>	36
2.2.9.1. Activité antimicrobienne	36
2.2.9.2. Activité anti-inflammatoire	37
2.2.9.3. Activité antivirale	37
2.2.10. Toxicité des HEs de <i>Illicium verum</i>	37

Partie Expérimentale

Chapitre 3. Matériel et méthodes

3.1. Objectif	40
3.2. Cadre du travail	40
3.3. Matériels	41
3.3.1. Matériels non biologiques	41
3.3.2. Matériels biologiques	41
3.3.2.1. Matériel végétale	41
3.3.2.2. Les souches bactériennes	42
3.4. Méthodologies	42
3.4.1. Extraction des huiles essentielles de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i>	42
3.4.2. Détermination du rendement	44
3.4.3. Analyse phytochimiques	44
3.4.3.1. Analyse physique des HEs de Cannelle de chine et Anis étoilé	44
3.4.3.1.1. Détermination de la densité relative	44
3.4.3.1.2. Détermination la miscibilité sur l'éthanol et l'eau distillée	44
3.4.3.2. Analyse chimique des HEs de Cannelle de chine et Anis étoile	45
3.4.3.2.1. Détermination l'Indice d'acidité	45
3.4.3.2.2. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)	46
3.4.3.2.3. Caractérisation et identification chimique des HEs de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i> par CPG-MS	46
3.4.4. Activités biologiques	48
3.4.4.1. Activité antioxydante	48
3.4.4.2. Activité antibactérienne	50
3.4.4.2.1. Réactivation et confirmation des souches microbiennes étudiées	50
3.4.4.2.2. Évaluation de l'activité antimicrobienne des HEs de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i> Méthode de diffusion sur gélose	52
3.4.4.2.3. Détermination de la concentration minimale inhibitrice	55
3.4.4.2.4. Détermination des Concentrations Minimales Bactéricides (CMB) et Fongicides (CMF)	57

Chapitre 4. Résultats et discussion

4.1. Extraction des huiles essentielles de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i>	60
4.1.1 Détermination du rendement des HEs de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i>	60
4.1.2. Caractéristiques organoleptiques des HEs de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i>	61
4.2. Analyse phytochimiques	62
4.2.1. Analyse physique des huiles essentielles de Cannelle de chine et Anis étoile	62
4.2.1.1. Détermination de la densité relative	62
4.2.1.2. Détermination la miscibilité dans l'éthanol et l'eau distillée	62
4.2.2. Analyse chimique des huiles essentielles de Cannelle de chine et Anis étoile	63
4.2.2.1. Détermination l'Indice d'acidité	63

4.2.2.2. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)	63
4.2.2.3. Caractérisation et identification chimique des HEs de <i>C. cassia</i> L. et <i>Illicium verum</i> par CPG-MS	64
4.3. Activités biologiques	69
4.3.1. Activité antioxydants	69
4.3.2. Activité antimicrobienne	73
4.3.2.1. Réactivation et confirmation des souches microbiennes étudiées ..	73
4.3.2.3. Évaluation de l'activité antimicrobienne des huiles essentielles de <i>C. cassia</i> L. et <i>I. verum</i>	77
4.3.2.3.1. Aromatogramme	77
4.3.2.3.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice ..	82
4.3.2.3.3. Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF)	84
Conclusion	91
Références bibliographiques	
Annexes	

Introduction

À l'heure actuelle, dans un contexte marqué par des préoccupations croissantes concernant les effets indésirables potentiels des produits chimiques de synthèse en médecine et en agroalimentaire, l'intérêt pour les alternatives naturelles connaît un essor notable. Parmi celles-ci, les huiles essentielles suscitent un intérêt particulier en raison de leurs multiples activités biologiques, notamment antimicrobiennes, anti-inflammatoires et antioxydantes, qui en font des candidats prometteurs pour diverses applications biologiques et thérapeutiques **(Pezantes-Orellana et al., 2024)**.

Dans cette optique, le présent travail s'inscrit dans une démarche visant à étudier et caractériser la composition phytochimique des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. (cannelle de Chine) et *Illicium verum* (anis étoilé), ainsi qu'à évaluer leurs activités antioxydantes et antimicrobiennes. L'objectif est également d'explorer leur potentiel en tant qu'alternatives naturelles aux agents antimicrobiens et antioxydants de synthèse.

Cependant, il convient de souligner que la composition chimique de ces huiles essentielles, ainsi que l'intensité de leurs activités biologiques, peuvent varier significativement en fonction de plusieurs facteurs, notamment les conditions environnementales, l'origine géographique des plantes et les méthodes d'extraction utilisées. Ainsi, toute valorisation de ces extraits naturels nécessite au préalable une caractérisation physicochimique rigoureuse afin de garantir leur efficacité et leur sécurité d'utilisation **(Ragupathy et al., 2024 ; Bakhach et al., 2022)**.

Le rapport *State of the World's Plants and Fungi 2023* publié par le Royal Botanic Gardens, Kew souligne l'importance considérable des ressources végétales à usage médicinal à l'échelle mondiale, en indiquant que plus de 25 791 espèces végétales sont actuellement documentées comme ayant un usage thérapeutique, tandis que seulement 5 411 espèces ont fait l'objet d'une évaluation de leur statut de conservation **(Royal Botanic Gardens, 2023)**. Cette situation met en évidence à la fois l'ampleur de la biodiversité exploitée en médecine traditionnelle et la nécessité d'une meilleure évaluation et préservation de ces ressources naturelles.

Parmi les espèces utilisées dans les pharmacopées traditionnelles, *Cinnamomum cassia* L. (cannelle de Chine) et *Illicium verum* (anis étoilé) occupent une place importante. Les huiles essentielles issues respectivement de l'écorce de cannelle et du péricarpe des fruits de l'anis étoilé sont reconnues pour leur richesse en composés bioactifs. De nombreuses études ont démontré leurs propriétés biologiques variées, notamment des activités antimicrobiennes,

antivirales et antioxydantes, ce qui leur confère un intérêt particulier dans les domaines pharmaceutique et agroalimentaire (Gu *et al.*, 2023 ; Karadağ *et al.*, 2024 ; Santos *et al.*, 2026).

Dans ce contexte, le présent travail s'inscrit dans une démarche visant à caractériser la composition phytochimique des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum*, ainsi qu'à évaluer leurs activités antioxydantes et antimicrobiennes. L'objectif est également d'explorer leur potentiel en tant qu'alternatives naturelles aux agents antioxydants et antimicrobiens de synthèse.

Ce manuscrit est structuré en deux parties principales. La première partie, bibliographique, comprend deux chapitres : le premier est consacré aux généralités sur les huiles essentielles, tandis que le second présente les deux plantes étudiées, à savoir la cannelle de Chine (*Cinnamomum cassia* L.) et l'anis étoilé (*Illicium verum*). La seconde partie, expérimentale, débute par un chapitre décrivant le matériel et les méthodes utilisés, suivi d'un chapitre consacré à la présentation des résultats et à leur discussion.

PARTIE



BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1

Huiles essentielles et composés phytochimiques



Composition, propriétés et mécanismes d'action



Chapitre 1. Huiles essentielles et composés phytochimiques

1.1. Historique

Les huiles essentielles (HEs), anciennement appelées huiles aromatiques, sont utilisées depuis des siècles par différentes civilisations à travers le monde. Elles ont servi à de nombreuses fins, notamment thérapeutiques, religieuses, culinaires et cosmétiques (**Udourioh et al., 2025**). Il est difficile de déterminer avec précision à quel moment les huiles essentielles ont été reconnues comme des remèdes efficaces. Toutefois, certaines recherches suggèrent que leur connaissance et leur utilisation remonteraient à environ 18 000 ans avant notre ère et se seraient progressivement diffusées à travers le monde (**Zielinski, 2018**).

Il convient de mentionner que les origines des huiles essentielles remontent à la Perse antique, l'Inde et l'Égypte. De plus, la Grèce et Rome ont établi un commerce significatif des huiles parfumées et de pommades avec les nations orientales (**Wallach, 2023**).

En Chine, l'utilisation des huiles aromatiques a été documentée pour la première fois entre 2697 et 2597 avant J.-C., sous le règne de Huang Ti (**Kubeczka, 2020**).

À la fin de l'Empire romain, les huiles essentielles étaient largement utilisées pour les soins corporels. Leur importance s'est renforcée en Perse avec Avicenne (vers 1037) grâce à la distillation, puis en Europe au XIV^e siècle, notamment durant la peste où leur utilisation (encens, pin) était associée à une réduction des décès (**Udourioh et al., 2025**).

1.2. Définition des huiles essentielles

Il existe un consensus parmi plusieurs définitions affirmant que les huiles essentielles sont des composés naturels dérivés de sources végétales. On les qualifie de produits dérivés de matières premières végétales, obtenus par séparation de la phase aqueuse grâce à des techniques physiques. Le Code de la Santé Publique (CSP) décrit les huiles essentielles comme suit : « ce sont des produits aromatiques, souvent de composition complexe, dérivés d'une matière première végétale définie botaniquement, soit par distillation à la vapeur d'eau, soit par distillation à sec, ou par une méthode mécanique appropriée sans utilisation de chaleur » (**Barros, 2019**).

Sur le plan scientifique, les huiles essentielles (HEs) sont composées de combinaisons de molécules organiques volatiles et liposolubles, habituellement extraites par distillation à la vapeur de diverses parties de la plante telles que les fruits, les fleurs, les feuilles, les tiges, les graines, le bois aromatique et les racines. Elles incarnent habituellement le parfum distinctif de la plante dont elles dérivent (**Matera et al., 2023**).

1.3. Répartition des huiles essentielles

La majorité des plantes renfermant des huiles essentielles se retrouve principalement dans quelques familles végétales spécifiques (tableau 1).

Tableau 1. Répartition des principales plantes à huiles essentielles selon leurs appartenances botaniques (Rémy, 1991).

Plante	Famille végétale
Labiées	Lavande, menthe, sauge, sarriette, origan
Ombellifères	Aneth, anis vert
Myrtacées	Eucalyptus, giroflier, niaouli
Rutacées	Bergamote, citron, néroli
Liliacées	Ail, oignon

Les huiles essentielles peuvent être présentes dans toutes les parties de la plante, ce qui nous permet de les trouver à différents niveaux (tableau 2).

Tableau 2. Répartitions des huiles essentielles par organe de plantes (Rémy, 1991).

Parties de la plante	Plantes
Fleurs	Basilic, camomille, hysope, néroli
Feuilles	Géranium, buchu, eucalyptus
Racines	Angélique
Écorces	Bouleau, sassafras
Bois	Camphrier, santal, cèdre
Fruits	Carvi, coriandre, cumin, cyprès
Graines	Aneth, carotte, noix de muscade

1.4. Localisation des huiles essentielles

Selon leur localisation dans le végétal, il existe deux types des huiles essentielles (Bruneton, 2016) :

- **Les essences préformées** : Ce sont des essences qui se forment dans des cellules non différenciées, localisées le plus souvent au niveau des organes sécréteurs (Fig. 1) tel que les poils sécréteurs, les poches schizogènes et schizolysigènes et au niveau des canaux.
- **Les essences non préformées** : Ce sont des essences provenant de l'hydrolyse enzymatique d'hétérosides (Fig. 2) (Ex : essence d'amande amère).

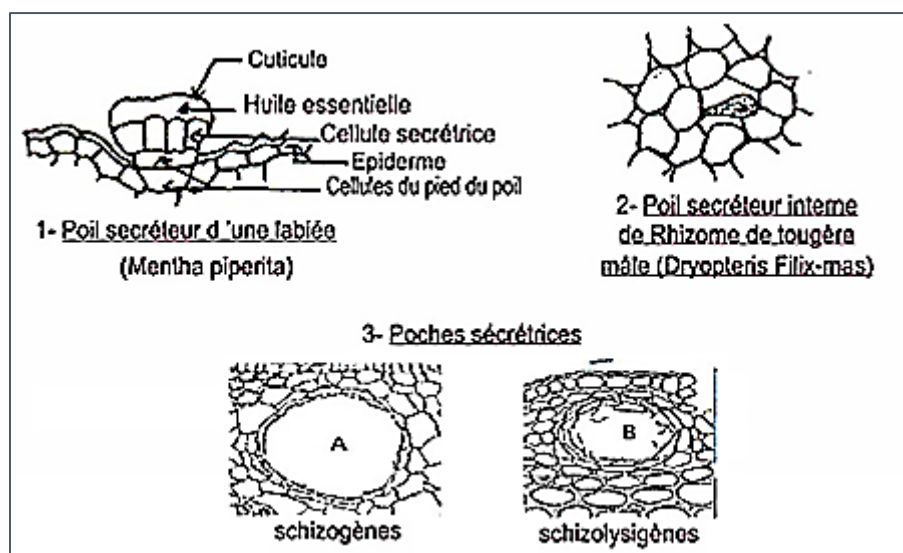


Figure 1. Structures sécrétrices des huiles essentielles chez les végétaux (Raven *et al.* 2007 et Bruneton, 2016).

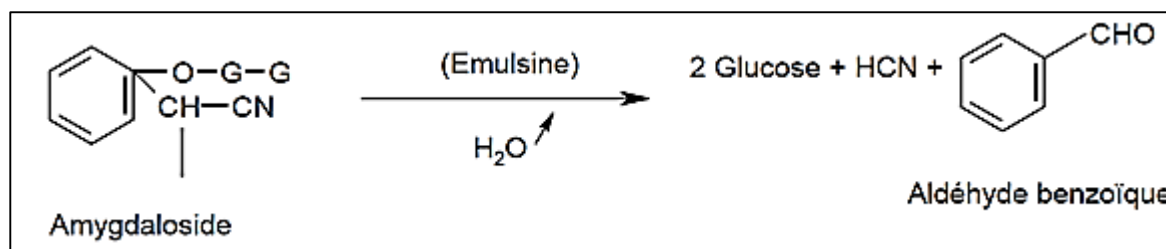


Figure 2. Essence non préformée : hydrolyse de l'amygdaloside en aldéhyde benzoïque (Bruneton, 2016).

1.5. Rôle des huiles essentielles

Le rôle des huiles essentielles (HEs) dans les plantes demeure encore mal compris, et elles pourraient être des produits résiduels du métabolisme. Cependant, certains chercheurs, tels que P. Mirebeau et M. Paris, suggèrent qu'elles pourraient remplir plusieurs fonctions, notamment (Gbenou, 1999) :

- Attirer les insectes pour favoriser la pollinisation,
- Agir comme une barrière contre l'évaporation,
- Jouer un rôle protecteur en ayant des propriétés antiseptiques contre certains micro-organismes, comme les champignons.

1.6. Procédés d'obtention des huiles essentielles

Pour l'extraction des essences végétales, différentes techniques sont employées. Cette variété de méthodes est le résultat de la diversité des matières et de la sensibilité notable de certains de leurs composants. La sélection de la méthode la plus appropriée dépend de la nature

du matériau végétal à traiter, des propriétés physico-chimiques de l'huile à extraire et de l'application prévue pour l'extrait (**Goudjil, 2015**).

Il existe de nombreuses méthodes d'extraction :

- Entraînement à la vapeur d'eau
- Hydro distillation
- Extraction par solvants
- Extraction par micro-ondes
- L'expression à froid
- Extraction aux ultrasons
- Extraction par fluide supercritique (CO₂)
- Enfleurage

1.6.1. Entraînement à la vapeur d'eau

Le procédé d'entraînement à la vapeur d'eau est considéré comme la méthode de référence pour l'obtention d'extraits de haute qualité, particulièrement lorsqu'ils sont destinés à l'aromathérapie (Fig. 3). Contrairement à l'hydrodistillation classique, la matière végétale n'est jamais immergée ; elle repose sur une grille perforée située au-dessus du niveau de l'eau. La vapeur d'eau générée traverse la masse végétale, libérant et transportant les composés aromatiques vers un condensateur. Ce mélange gazeux retrouve son état liquide par refroidissement, permettant ainsi la séparation spontanée de deux phases : l'huile essentielle (généralement surnageant en raison de sa faible densité) et l'hydrolat (ou eau florale). Cette technique se distingue par sa rapidité et sa capacité à préserver les molécules les plus fragiles.

Les premières fractions récoltées, appelées « notes de tête », sont particulièrement riches en esters et en molécules légères très volatiles. Si une extraction de 30 minutes permet de

récupérer environ 95% des constituants (ce qui répond aux standards de la parfumerie), une durée prolongée est indispensable en usage thérapeutique afin de garantir l'extraction complète de la totalité des principes actifs, y compris les fractions les plus lourdes (**Boukhatem et al., 2019**).

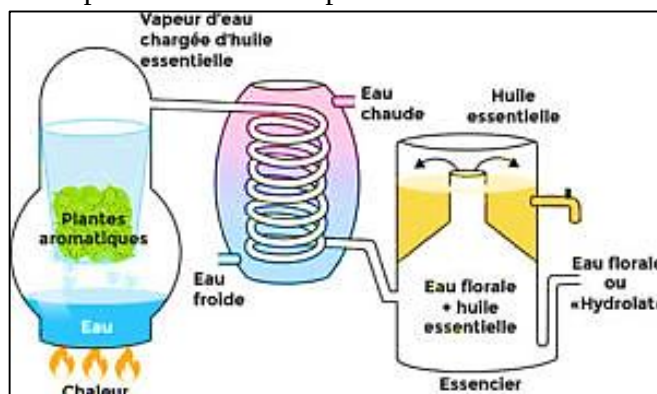


Figure 3. Schéma de principe de l'entraînement à la vapeur d'eau (**Goudjil, 2015**).

1.6.2. Hydro-distillation

L'hydro-distillation constitue une technique d'extraction des huiles essentielles, reposant sur la distillation de combinaisons binaires non miscibles. Elle implique la plongée directe de la matière végétale dans un dispositif de type Clevenger ou alambic rempli d'eau (Fig. 4), suivie d'une ébullition à pression atmosphérique. Les vapeurs décomposent les cellules de la plante, libérant ainsi des molécules aromatiques qui sont ensuite transportées. Une fois condensées dans un réfrigérant, les huiles essentielles et l'hydrolat se séparent naturellement en raison de leur différence de densité, les premières ayant tendance à flotter au-dessus de l'hydrolat. Malgré sa simplicité, sa popularité et son coût réduit, cette approche comporte des désavantages considérables : l'eau, l'acidité et la température de l'environnement peuvent déclencher des réactions non souhaitées comme l'hydrolyse, le réarrangement, la racémisation, l'oxydation ou l'isomérisation, produisant par conséquent une multitude d'artéfacts. Par ailleurs, certaines parties végétales délicates, telles que les fleurs, ne tolèrent pas ce type de traitement thermique. (Nebie, 2023).

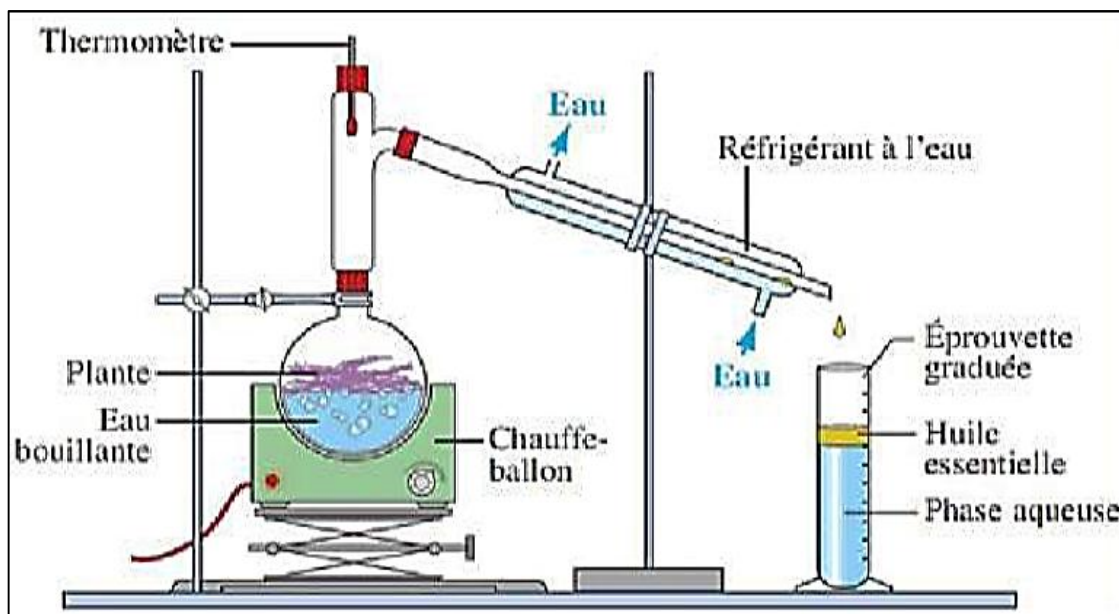


Figure 4. Montage d'hydrodistillation type Clevenger (Goudjil, 2015).

1.6.3. Extraction par solvants

La méthode « traditionnelle » d'extraction par solvant implique de disposer dans un extracteur le solvant volatil ainsi que la matière végétale à traiter. Par le biais de multiples lavages, le solvant accumulera des molécules aromatiques, avant d'être dirigé vers le concentrateur pour être distillé sous pression atmosphérique. La méthode la plus couramment utilisée demeure l'extraction par un solvant organique volatil. À l'heure présente, les solvants les plus couramment employés sont l'hexane, le cyclohexane, l'éthanol, le méthanol, le

dichlorométhane et l'acétone. Le solvant choisi, en plus d'être autorisé, devra avoir une stabilité particulière face à la chaleur, à la lumière ou à l'oxygène. Il est préférable qu'il ait un point d'ébullition bas pour en faciliter l'élimination et il ne doit pas interagir chimiquement avec l'extrait. L'extraction est effectuée à l'aide d'un dispositif de Soxhlet ou d'un dispositif de Lickens-Nickerson (Fig. 5).

Ces solvants, ayant une capacité d'extraction supérieure à l'eau, permettent d'obtenir des extraits qui ne se limitent pas aux composés volatils. Ils contiennent également une multitude de composés non volatils comme les cires, les pigments, les acides gras et bien d'autres substances (El haib, 2011).

1.6.4. Extraction par micro-ondes

La méthode d'extraction par micro-ondes repose sur le chauffage de l'extractant (eau ou solvant organique), qui est mis en contact avec la plante, à travers l'énergie des micro-ondes (Fig. 6). Cela permet une répartition uniforme de la chaleur. Les vapeurs produites sont ensuite dirigées vers le col de cygne avant d'être condensées dans un réfrigérant et finalement collectées dans un essencier. Cette technique d'extraction procure une économie de temps et d'énergie significative tout en garantissant une qualité élevée du produit obtenu (Taroq, 2020).

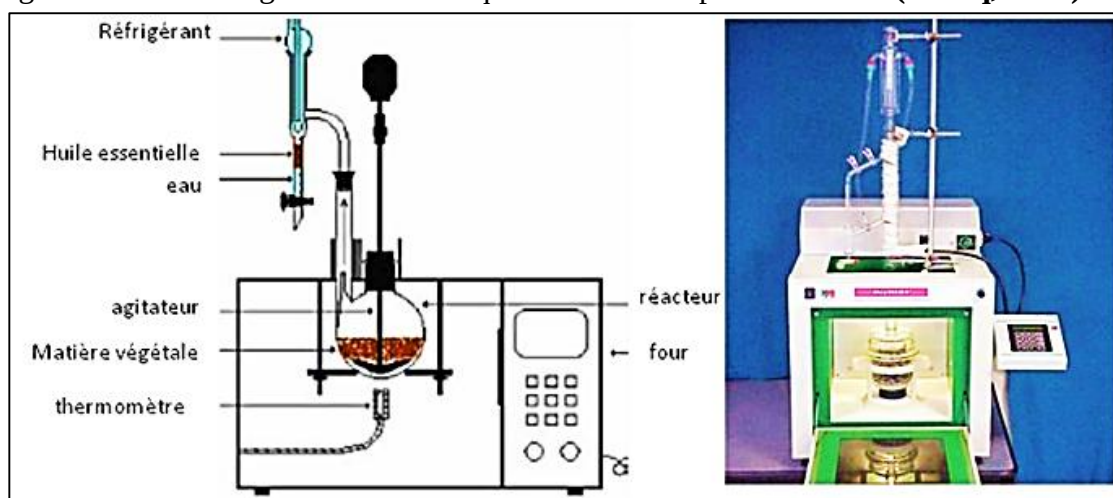


Figure 5. Montage d'extraction par solvant (El haib, 2011).

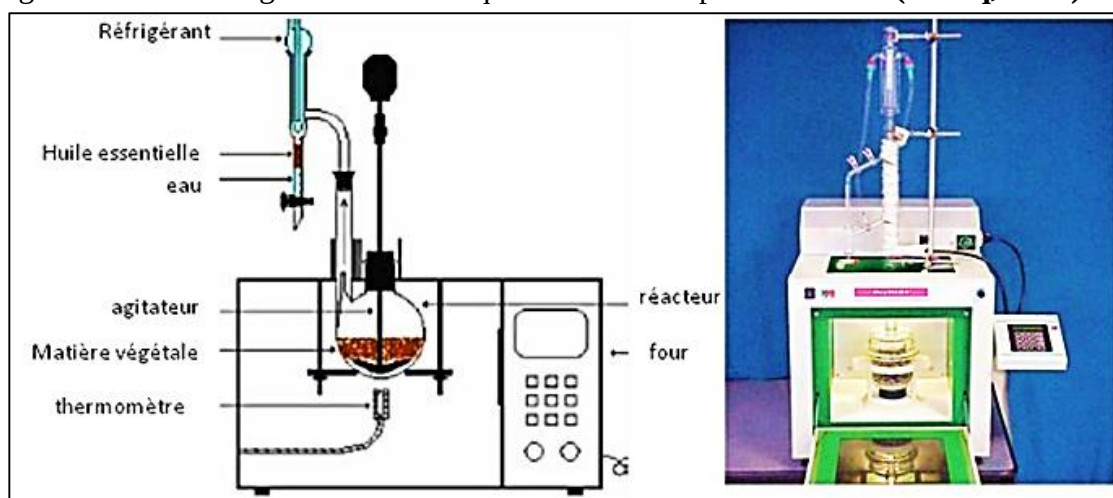


Figure 6. Montage d'extraction assistée par micro-onde (El haib, 2011).

1.6.5. L'expression à froid

L'extraction à froid, aussi connue sous le nom de pression mécanique, est une technique particulière réservée aux agrumes de la famille des Rutacées (comme le citron, l'orange, la mandarine, etc.). Au contraire de la distillation, cette technique se réalise sans besoin de chaleur, ce qui aide à maintenir l'intégrité chimique des composés qui sont sensibles à la chaleur et à l'oxydation (**Willem, 2004 ; Roux, 2008**). Cette méthode s'appuie sur la cassure mécanique des poches des huiles (sacs oléifères) présentes dans l'épicarpe du fruit. Des actions d'abrasion ou de déchirure endommagent les parois cellulaires, libérant ainsi les composés aromatiques qu'elles contiennent (**Pomper et al., 1998**). Les émulsions aqueuses issues de l'extraction à froid nécessitent une phase de séparation, souvent effectuée par centrifugation, pour obtenir l'huiles essentielles (**Ferhat et al., 2007**).

1.6.6. Extraction aux ultrasons

La méthode d'extraction par ultrasons fait appel à des ondes mécaniques dont la fréquence, située habituellement entre 20 et 100 kHz, dépasse le seuil audible pour l'homme (**Dolatowski et al., 2007**). Le concept clé est basé sur le processus de cavitation acoustique : lors du déplacement des ondes dans un solvant (eau ou solvant organique), les fluctuations de pression engendrent des microbulles de vapeur. Quand ces bulles éclatent près de la matière végétale, elles produisent des ondes de choc et des micro-jets énergétiques. Ce processus provoque la destruction des membranes cellulaires et des glandes sécrétrices superficielles, ce qui entraîne la libération des huiles essentielles et d'autres métabolites dans l'environnement (**Rao et al., 2021**).

1.6.7. Extraction par CO₂ supercritique (SFE)

L'extraction par fluide supercritique (Fig. 7) est basée sur l'emploi de solvants soumis à des conditions de température et de pression qui dépassent leur point critique. Dans ce conditionnement spécifique, qui se situe entre le liquide et le gaz, le fluide possède des caractéristiques physico-chimiques mixtes : une diffusivité importante qui favorise son infiltration dans la structure végétale, ainsi qu'une capacité de solvation élevée comparable à celle d'un liquide (**Piochon, 2008 ; Boukhatem et al., 2019**).

Malgré la possibilité d'utiliser divers solvants, près de 90 % des méthodes SFE font appel au dioxyde de carbone. Cette sélection est motivée par plusieurs atouts : il dispose d'une pression critique assez basse (environ 74 bar) et d'une température critique presque à l'ambiante (autour de 32 °C), ce qui rend son application plus aisée. Par ailleurs, le CO₂ est chimiquement inerte, dépourvu de toxicité, non inflammable, facile à obtenir en haute pureté et à un prix

abordable. Enfin, à l'inverse des solvants organiques, son élimination des extraits se fait aisément, garantissant ainsi une haute pureté pour les produits finis (Boussaid, 2017).

La technique consiste à faire passer un courant à haute pression à travers la matière végétale, généralement des fleurs. Ce flux provoque l'éclatement des poches d'essence et l'entraînement des molécules aromatiques (Boukhatem *et al.*, 2019).

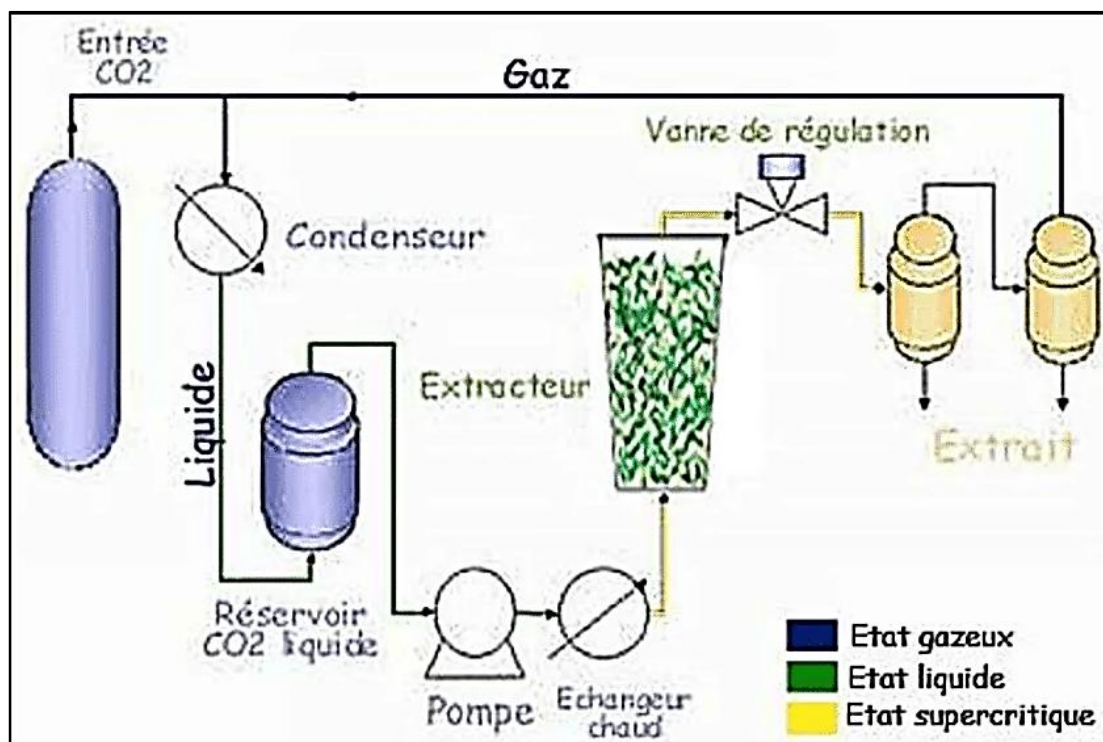


Figure 7. Représentation schématique du dispositif d'extraction par CO₂ supercritique (Fillatre, 2011).

1.6.8. Enfleurage

L'enfleurage est une méthode ancienne qui présente un certain degré de complexité. Elle repose sur l'importante affinité des molécules de parfum pour les lipides. Elle est surtout destinée aux fleurs. Ces dernières sont délicatement disposées sur des plaques de verre recouvertes d'une fine couche de graisse à froid. Les substances volatiles se propagent et sont absorbées par la graisse. Celle-ci est ensuite traitée par de l'alcool, qui dissout les composés aromatiques. L'alcool est finalement éliminé par évaporation sous vide, laissant derrière lui une absolue très concentrée (Taroq, 2020).

1.7. Composition chimique des huiles essentielles

Les plantes ont ce qu'on appelle des métabolites « secondaires », en contraste avec les métabolites primaires tels que les protéines, glucides et lipides. Ces métabolites secondaires jouent un rôle dans les interactions entre la plante et les organismes vivants qui l'entourent. Il est fort probable qu'ils constituent des composants clés de la coévolution entre les plantes et les êtres vivants, tels que les parasites, les agents pathogènes et les prédateurs, mais également les pollinisateurs et les dispersants. Ces diverses interactions ont conduit à une grande variété de composés secondaires. Ces derniers ont une grande valeur économique, notamment pour le secteur pharmaceutique et cosmétique. Les huiles essentielles composent des compositions complexes qui varient en fonction de l'organe, des conditions climatiques, du type de sol, des méthodes culturales et du procédé d'extraction. Ce mélange de composants appartient à deux catégories distinctes, caractérisées par des origines biogénétiques différentes : les terpènes volatils et les composés aromatiques issus du phénylpropane (**Taroq, 2020**).

La chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG/SM) est la méthode la plus performante pour l'analyse de la composition des huiles essentielles (**Ikram et Low, 2015**).

1.7.1 Les composés terpéniques

Les terpènes sont des hydrocarbures naturels couramment présents dans la flore, présentant une structure qui peut être cyclique ou non (acyclique, monocyclique, bicyclique ou tricyclique). Leur principale caractéristique structurale réside dans la présence d'unités isopréniques (2-méthyl-1,3-butadiène), constituées de cinq atomes de carbone (C_5H_8), au sein de leur structure moléculaire (**Taroq, 2020**). Ces composés sont classés comme suit (tableau 3).

1.7.2. Les composés aromatiques

Les composés aromatiques sont dérivés des phénylpropanes (C_6-C_3) et sont moins courants que les terpènes. Cette catégorie est définie par des composés aromatiques notables tels que (Fig. 8) l'eugénol, l'estragole, la vanilline, l'anéthole et beaucoup d'autres (**Taroq, 2020**). Habituellement, ces composés sont à l'origine des caractéristiques organoleptiques classiques des huiles essentielles (**Gbenou, 1999**).

Tableau 3. Classifications des composés terpéniques (Bruneton, 1999 ; Ashour *et al.*, 2009).

Classe de Terpène	Nombre d'unités isopréniques (n)	Atomes de carbone	Exemples notables	Caractéristiques principales
Hémiterpènes	N=1	C ₅	Isoprène, prénil	Majoritairement sous forme d'alcools, esters ou aldéhydes. Minoritaires dans les HE.
Monoterpènes	N=2	C ₁₀	Limonène, Pinène, Menthol	Les plus répandus dans les HE. Structures linéaires, monocycliques ou bicycliques. Souvent optiquement actifs.
Sesquiterpènes	N=3	C ₁₅	Caryophyllène, Humulène	Classe la plus diversifiée. Structures acycliques ou cycliques. Présence de peroxydes ou lactones.
Diterpènes	N=4	C ₂₀	Phytol (chlorophylle, Vitamine K1)	Dérivent du pyrophosphate de géranylgeranyle. Peuvent être macrocycliques.
Triterpènes	N=6	C ₃₀	Squalène	Plus de 1700 types. Majoritairement tétra ou pentacycliques. Précurseurs des stéroïdes.
Tétraterpènes	N=8	C ₄₀	Caroténoïdes (Lycopène, β -carotène)	Composés colorés (pigments).
Polyterpènes	N>8	(C ₅ H ₈) _n	Caoutchouc naturel, Gutta-percha	Longues chaînes polymériques.

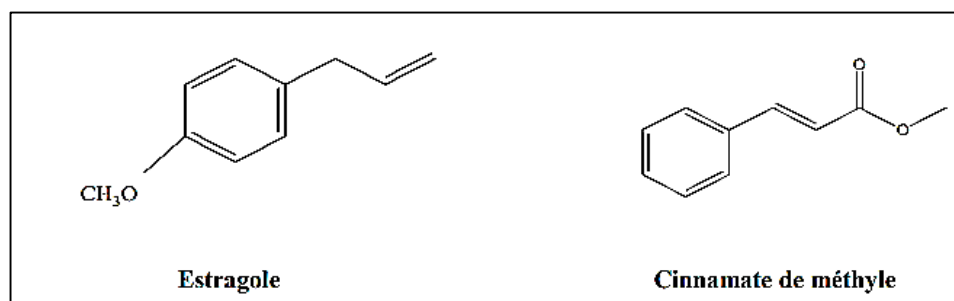


Figure 8. Structure de composés dérivés du phénylpropane (Taroq, 2020).

1.7.3. Les composés d'origines diverses

Ces composés, issus de la transformation de molécules non volatiles, proviennent soit de la dégradation des terpènes non volatils par auto-oxydation (carotènes), soit de celle des acides gras (linoléique, linolénique), conduisant à la formation de composés tels que le 3-cis hexanol, le décanal et la β -ionone (Goudjil, 2015). Ils sont responsables des arômes des fruits (Bruneton, 1999).

1.8. Facteurs influençant la composition chimique des huiles essentielles

La composition chimique des huiles essentielles varie en fonction de plusieurs paramètres

1.8.1. Ordre naturel

1.8.1.1. Intrinsèque

La génétique, la localisation et la maturité de la plante sont des facteurs déterminants pour la composition des huiles essentielles. Au cours du cycle végétatif, des variations importantes de la composition des essences peuvent en effet être constatées (**Mehani, 2015**). **Garnero (1985)** illustre ce phénomène par l'exemple du carvi : à son stade précoce de maturation, il présente une forte teneur en terpènes, laquelle diminue progressivement au profit d'une chaîne carbonée plus longue. De plus, la répartition des composés varie selon les organes de la plante, comme chez l'orange amère. Chez la sauge, par exemple, les parties fleuries produisent une huile essentielle plus riche en certains terpènes que les feuilles (**Perry et al., 1999**).

Le processus de développement de la plante est également crucial : des séquences de biosynthèse successives provoquent une accumulation fluctuante de certains éléments des chaînes métaboliques au cours des saisons, des mois, voire même des journées. Par conséquent, le profil chimique des huiles essentielles de menthe peut varier au fil d'une même journée (**Wichtl et al., 1999**). De même, l'huile essentielle de sauge contient davantage de thuyone (son principal composé terpénique) en automne ou en hiver qu'en été, durant la période de floraison (**Perry et al., 1999**).

Enfin, la notion de chimiotype est fondamentale : par exemple, la fenchone, un terpène proche du camphre, s'accumule dans les huiles essentielles de fenouil amer. En revanche, le fenouil doux présente deux chimiotypes distincts : l'un riche en anéthole, l'autre en estragole, et ce sans qu'aucune différence morphologique visible ne puisse être détectée entre eux (**Wichtl et al., 1999**).

1.8.1.2. Extrinsèque

- Éléments géographiques (altitude, latitude),
- Caractéristiques du sol,
- Conditions climatiques (ensoleillement, température, précipitations) (**Mehani, 2015**).

1.8.2. Ordre considéré

Ainsi, la racine, l'écorce et les feuilles d'une même plante produisent trois huiles essentielles différentes (**Mehani, 2015**).

1.8.3. Ordre technologique

En fonction de la manière dont le matériel végétal est exploité, une huile essentielle peut connaître d'importantes transformations lors de son utilisation. Durant l'hydrodistillation, diverses perturbations peuvent survenir, notamment en raison de la température et de la durée d'extraction. La chaleur entraîne des réactions d'hydrolyse sur les essences délicates comme la Rose et le Jasmin. Toutefois, la durée de distillation reste le critère crucial, car la vitesse d'extraction de chaque composant dépend de sa structure et de ses caractéristiques physico-chimiques (**Mehani, 2015**).

1.9. Les Propriétés biologiques des huiles essentielles

Les huiles essentielles présentent de multiples activités biologiques : antioxydantes, antibactériennes, anti-inflammatoires, antifongiques, antivirales, antiparasitaires et antiseptiques. Cette activité dépend de la composition chimique de l'huile et des effets synergiques possibles entre ses composants. Leur valeur ne se limite pas à leurs composés majoritaires, mais réside dans l'ensemble de leurs constituants (**Lahlou, 2004**).

1.9.1. Activité antibactérienne

Les huiles essentielles peuvent inhiber la croissance des micro-organismes d'altération et des agents pathogènes, ce qui contribue à améliorer la sécurité alimentaire. On attribue principalement cette propriété antimicrobienne à la composition chimique des huiles essentielles, notamment à leurs composés volatils majeurs (**Goudjil, 2015**). Cette activité repose sur les altérations structurales et fonctionnelles que les constituants bioactifs des huiles essentielles induisent au niveau des cellules microbiennes. Du fait de leur caractère lipophile, ces huiles s'insèrent dans les membranes bactériennes et les perforent, ce qui provoque une augmentation de la perméabilité, une fuite du contenu intracellulaire, et un effondrement de l'équilibre électrochimique essentiel. Cette cascade conduit finalement à la mort des cellules bactériennes (**Fokas et al., 2025**).

1.9.2. Activité antifongique

Les huiles essentielles et leurs composés actifs sont des agents protecteurs efficaces contre les champignons phytopathogènes et contre les micro-organismes contaminant les denrées alimentaires, dans les domaines de la phytosanitaire et de l'industrie alimentaire. Ces huiles sont capables d'agir sur un large spectre de levures et de moisissures en inhibant la croissance des levures, en empêchant la germination des spores, en limitant l'élongation du mycélium, en réduisant la reproduction ainsi que la production de toxines chez les moisissures.

On attribue surtout les propriétés antifongiques des huiles essentielles à la présence, dans leur composition, de groupes chimiques spécifiques. Cette activité repose principalement sur la capacité de ces composés à augmenter la perméabilité de la membrane plasmique de la levure, puis à la rompre, ce qui provoque une fuite du contenu cytoplasmique et donc la mort de la cellule. Les composés terpéniques, en particulier leurs groupes fonctionnels tels que les phénols et les aldéhydes, interagissent avec les enzymes membranaires et entraînent une dégradation de la membrane plasmique. Des études ont également démontré que les alcools et les lactones sesquiterpéniques présentent une activité antifongique (**Goudjil, 2015**).

1.9.3. Activité Antioxydante

Le stress oxydatif constitue l'un des principaux mécanismes mis en jeu dans le vieillissement cutané et l'apparition de diverses affections de la peau (**Plainfossé, 2019**). Les huiles essentielles s'avèrent donc être une source précieuse d'antioxydants naturels, capables à la fois de neutraliser les espèces réactives de l'oxygène et de chélater les métaux de transition (**Kaur et al., 2024**). Leur activité antioxydante provient essentiellement de leur teneur élevée en composés phénoliques, flavonoïdes et terpénoïdes (**Yang et al., 2011**). Dans les études *in vitro* de **Wang et al. (2017)**, certaines huiles essentielles, très riches en phénols, comme ceux de cannelle, de noix de muscade, de basilic, d'origan et de thym, ont une capacité antioxydante particulièrement marquée. En piégeant les ions métalliques et en éliminant les radicaux libres, ces huiles diminuent le stress oxydatif dans les cellules et préservent des biomolécules essentielles (ADN, lipides, protéines) contre les dommages causés par l'oxydation. Ainsi, les huiles essentielles présenteraient un intérêt préventif potentiel face à des pathologies telles que le cancer, les maladies cardiovasculaires et les troubles cognitifs liés à l'âge (**Devi et al., 2023**).

1.9.4. Activité Anti-inflammatoire

Les huiles essentielles exercent leur activité anti-inflammatoire principalement grâce à leurs composés phénoliques, lesquels interviennent dans la modulation des voies de signalisation impliquées dans la synthèse et la libération des médiateurs de l'inflammation. Au niveau moléculaire, cette action s'explique par l'inhibition d'enzymes clés telles que la cyclooxygénase-2 (COX-2) et la 5-lipoxygénase (5-LOX), impliquées dans la transformation de l'acide arachidonique en médiateurs pro-inflammatoires (prostaglandines, leucotriènes), et par la réduction d'expression et de libération de cytokines comme le TNF- α , l'IL-1 β et l'IL-6. Ces mécanismes, proches de ceux des anti-inflammatoires non stéroïdiens (NSAID), suggèrent que les huiles essentielles pourraient constituer des alternatives plus sûres pour le traitement des affections inflammatoires, notamment chroniques, d'autant qu'elles atténuent également

les réactions inflammatoires cutanéomuqueuses par modulation du système immunitaire (Żukowska et Durczyńska, 2024).

1.9.5. Activité analgésique (antidouleur)

Une grande diversité de molécules est utilisée pour soulager la douleur. À titre d'exemple, l'eugénol présent dans les huiles essentielles de clou de girofle est reconnu pour son action analgésique dans les douleurs dentaires, tandis que le menthol stimule les récepteurs du froid et induit un effet vasoconstricteur. L'application d'huile essentielle de menthe poivrée sur les tempes procure un apaisement instantané des maux de tête (Laurent, 2017).

1.9.6. Activité Antivirale

Les huiles essentielles possèdent aussi une action antivirale. Elles se fixent à la membrane des virus et les exposent à la reconnaissance par le système immunitaire qui les élimine ensuite (Cheung, 2021). Des propriétés inhibitrices contre divers virus ont été démontrées pour plusieurs huiles essentielles, notamment l'eucalyptus, le clou de girofle, le citron, l'origan et le thym, contre le virus de la grippe, celui de l'herpès et le poliovirus. Ce mécanisme d'action pourrait ouvrir la voie au développement de nouveaux antiviraux, notamment pour traiter les infections dues aux virus enveloppés comme le SARS-CoV-2, le virus de la grippe ou le virus de l'herpès (Żukowska et Durczyńska, 2024).

1.9.7. Activité antiseptique

L'activité antiseptique des huiles essentielles est principalement liée à la forte volatilité de leurs molécules aromatiques, qui facilite leur diffusion dans l'air, ainsi qu'à leur capacité à neutraliser différents micro-organismes pathogènes. Leurs composés actifs, notamment les terpènes et les phénols, agissent en altérant la membrane cellulaire des bactéries, des champignons et des virus, ce qui inhibe leur croissance et entraîne leur destruction. Grâce à ces propriétés, les huiles essentielles sont utilisées dans le domaine de la santé pour la désinfection des plaies, de la peau et de l'air ambiant, notamment sous forme d'aérosols antiseptiques destinés aux habitations et aux espaces professionnels. Elles présentent également une efficacité contre plusieurs bactéries pathogènes, y compris certaines souches résistantes aux antibiotiques (Barros, 2019 ; Wińska *et al.*, 2019).

1.9.8. Activité antiparasitaire

Les huiles essentielles peuvent exercer une activité antiparasitaire contre divers types de parasites, qu'ils soient internes, tels que les helminthes, ou externes, comme les poux. Cette activité est notamment associée à certaines classes de composés, en particulier les oxydes

terpéniques, les aldéhydes et les phénols aromatiques, qui confèrent un effet protecteur. Par ailleurs, des huiles essentielles riches en méthyléthers de phénols et en cétones terpéniques présentent une activité parasiticide marquée. (Cheung, 2021).

1.9.9. Autres activités

Les huiles essentielles possèdent également plusieurs autres propriétés biologiques d'intérêt thérapeutique. De nombreuses études ont mis en évidence leur potentiel anticancéreux à travers leur capacité à inhiber la prolifération de certaines cellules tumorales. Elles présentent aussi une activité antalgique en contribuant à la réduction de la douleur, ainsi qu'une activité antispasmodique permettant de diminuer les contractions musculaires involontaires. Par ailleurs, certaines huiles essentielles exercent des effets immunorégulateurs en modulant les réponses du système immunitaire (Başer et Buchbauer, 2010).

1.10. Toxicité des huiles essentielles

Malgré leur origine naturelle, les huiles essentielles renferment un ensemble de molécules actives qui peuvent causer des effets indésirables significatifs et présenter un risque pour la santé. Leur emploi ne doit donc pas être considéré à la légère. Les impacts toxiques diffèrent grandement d'une huile à l'autre et sont aussi liés à la réceptivité de chaque personne. Il est crucial de les utiliser judicieusement, en respectant des doses appropriées et via la méthode d'administration adéquate, pour prévenir l'apparition d'effets secondaires ou même d'interactions avec d'autres traitements. Les huiles essentielles ont le potentiel d'être irritantes, allergisantes, cytotoxiques, neurotoxiques, néphrotoxiques, hépatotoxiques... (Taroq, 2020).

1.11. Conservation des huiles essentielles

Pour une conservation idéale des huiles essentielles, il faut respecter les propriétés physiques de base des huiles essentielles notamment :

- **Volatilité** : les huiles essentielles sont volatiles. Le contenant doit rester parfaitement hermétique pour empêcher l'évaporation des principes actifs et empêcher la détérioration de la qualité de l'huile au fil du temps.
- **Corrosion et interaction** : les huiles contiennent des composants caustiques qui attaquent le plastique. Le choix doit porter sur des contenants sans plastique, comme le verre, l'acier ou l'aluminium.
- **Sensibilité à l'oxydation** : les huiles essentielles s'oxydent dès qu'elles sont exposées à l'air, à la lumière, à la chaleur ou à des changements rapides de température. L'oxydation

modifie l'apparence, la texture ou l'odeur des huiles essentielles : (Une perte des propriétés thérapeutiques et la toxicité augmente, surtout une irritation cutanée) (**Cheung, 2021**).

CHAPITRE 2

Cinnamomum cassia L.

&

Illicium verum



Approche botanique, biochimique et pharmacologique



Chapitre 2. *Cinnamomum cassia* L. & *Illicium verum*

2.1. *Cinnamomum cassia* L. (Cannelier = cannelle de Chine)

2.1.1. Historique

La cannelle, également connue sous le nom de *Cinnamomum*, est l'une des épices les plus anciennes sur le marché. En raison de son statut d'épice de premier plan, elle a toujours représenté un enjeu commercial majeur, conservant un prix élevé quelle que soit l'époque. Le terme cannelle aurait pour origine le mot latin « canna » qui signifie roseau ou tube, alors que le nom scientifique *Cinnamomum* découle du terme grec *kinnamomn* ou *kinnamomon*, qui désigne le bois tendre (**Ravindran et al., 2003**).

L'usage de cette épice est attesté dès la haute antiquité (2700 av. J.-C.), ses caractéristiques ayant été documentées pour la première fois dans les écrits botaniques chinois. En effet, elle a été largement adoptée par les Chinois qui ont su identifier ses diverses taxonomies. De plus, ils l'ont exportée vers l'Égypte où elle a été utilisée non seulement pour aromatiser, mais aussi pour l'embaumement. Cependant, l'origine de la cannelle est attribuée à l'île du Sri Lanka et elle est reconnue comme étant de très haute qualité, connue sous le nom de cannelle de Ceylan ou *C. zeylanicum* ou encore *C. verum*. Par la suite, il existe d'autres variétés de cannelle dites secondaires qui sont les variétés souvent désignées sous le nom de cassia ont commencé à être mises sur le marché, bien qu'elles soient de qualité inférieure à la cannelle de Ceylan (**Ravindran et al., 2003 ; Lallemand et al., 2000**).

2.1.2. Répartition géographique

La production de *Cinnamomum cassia* L. (chinoise) à l'échelle mondiale se trouve principalement dans les zones tropicales humides d'Asie du Sud-est, notamment en Chine, en Inde, au Vietnam, au Bangladesh et au Pakistan, ainsi que dans certaines zones d'Afrique comme l'Ouganda (**Zaidi et al., 2015**).

Cinnamomum cassia L. est cultivée à une altitude dépassant les 500 mètres. Au niveau de la mer, la température moyenne oscillant entre 15 et 27°C nécessite une pluviométrie annuelle moyenne de 2000 à 2400 mm (**Radhakrishnan et al., 1992**).

2.1.3. Description botanique

2.1.3.1. L'arbre

Cinnamomum cassia L. (également connu sous le nom de *Cinnamomum aromaticum*, cannelle de Chine) appartient à la famille des Lauracées du règne végétal. Ces plantes aromatiques mesurent généralement entre 20 et 30 mètres de hauteur (Fig. 9) (Zaidi *et al.*, 2015).



Figure 9. Représentation de l'arbre de *Cinnamomum cassia*.L (PagesJaunes, s.d.).

2.1.3.2. Les feuilles

Ses feuilles, alternes ou presque opposées, sont de forme ovale à sub-lancéolée. Elles sont coriaces, vertes et brillantes (Fig. 10) (Liu *et al.*, 2021).



Figure 10. Représentation des feuilles de *Cinnamomum cassia* L. (Mercari, s.d.).

2.1.3.3. Les fleurs

Les fleurs de *C. cassia* L., de taille modeste et de couleur blanche à jaune clair (Fig. 11), dégagent une odeur peu agréable. Elles sont unisexuées et se présentent en panicules terminales ou axillaires des feuilles. Les inflorescences forment des grappes bien ramifiées et régulières comportant six pétales (**Liu et al., 2021 ; Edet, 2004**)



Figure 11. Représentation de fleur de *Cinnamomum cassia* L. (BTA-CFN, s.d.).

2.1.3.4. Le fruit

Le fruit du *C. cassia* L. est une petite baie. Lorsqu'il est mature, il est elliptique et mesure environ 1 cm de longueur pour 7 à 8 mm de largeur (**iPlant, 2026**). Elle devient d'une couleur pourpre noirâtre (ou noir violacé) (Fig. 12), et sa surface est glabre, c'est-à-dire sans duvet (**HKBU, 2024**). Lorsque le fruit a atteint sa maturité, il porte un réceptacle peu profond en forme de coupe, d'environ 4 mm de haut et dont le bord est parfois tronqué ou légèrement denté (**eFloras, 2025**). La période de fructification s'étend généralement du mois d'octobre jusqu'au février-mars de l'année suivante (**HKBU, 2024 ; iPlant, 2026**).



Figure 12. Représentation de fruit de *Cinnamomum cassia* L. (TopTropicals, s.d.).

2.1.3.5. L'écorce

La partie exploitée du cannelier est son écorce, prélevée sur un tronc épais et rugueux. À l'état frais, cette écorce présente une couleur verte, puis devient grisâtre à l'extérieur et brun rougeâtre à l'intérieur (Fig. 13). La récolte est généralement effectuée trois à quatre ans après la plantation, pendant les saisons pluvieuses de mai-juin et d'octobre-novembre, lorsque les jeunes feuilles prennent une légère teinte rosée sans être encore totalement matures. À cette période, la circulation de la sève est plus importante, ce qui facilite le détachement de l'écorce du bois. Après la récolte, la partie interne de



Figure 13. Représentation de l'écorce de *Cinnamomum cassia* L. (Amazon Espagne, s.d.).

l'écorce est conservée puis débarrassée de son épiderme avant d'être mise à sécher. En séchant, elle s'enroule naturellement sur elle-même pour former des bâtonnets tubulaires. Ces bâtonnets sont généralement plus étroits, plus foncés et moins brillants que ceux de *Cinnamomum zeylanicum*. Sur le plan gustatif, ils présentent une saveur plus épicée, moins douce et légèrement amère (Lallemant *et al.*, 2000 ; Edet, 2004).

2.1.4. Classification taxonomique

2.1.4.1. Dénomination

Comme de nombreuses autres espèces végétales, la cannelle de Chine a porté plusieurs dénominations scientifiques (tableau 4), avant d'être finalement reconnue sous le nom de *Cinnamomum cassia* L. (Presl et Berchtold, 1825). Le genre *Cinnamomum* regroupe environ 250 espèces réparties principalement dans les régions tropicales et subtropicales d'Asie, d'Australie et du Pacifique, bien que certaines espèces soient également présentes en Amérique centrale et en Amérique du Sud (Wang *et al.*, 2020).

Tableau 4. Nomenclatures de cannelle de Chine.

Nom commun	Cannelier
Nom français	Cannelle de Chine
Nom anglais	Cinnamon
Nom arabe	قرفة / Kerfa
Nom scientifique	<i>Cinnamomum cassia</i> L. L. J. Presl

2.4.1.2. Classification botanique

La classification de la cannelle chinoise (*Cinnamomum cassia* L.) est présentée comme suit (tableau 5) :

Tableau 5. Classification taxonomique de *Cinnamomum cassia* L. (Paul, 2001).

Règne	Plantae
Embranchement	Spermatophyta
Sous embranchement	Angiosperme
Classe	Magnoliopsida (dicotylédone)
Ordre	Laurales
Famille	Lauraceae
Genre	<i>Cinnamomum</i>
Espèce	<i>Cinnamomum cassia</i> L.

2.1.5. Lieu de repartition et période de récolte

Cinnamomum cassia L. appartient à la famille des lauracées et se développe principalement dans les régions tropicales et subtropicales humides recevant plus de 2000 mm de précipitations annuelles. Cette espèce pousse généralement à basse altitude, entre 100 et 300 mètres (Bruneton, J., 2009 ; Lallemand *et al.*, 2000). La récolte de l'écorce (tableau 6), débute habituellement trois à quatre ans après la plantation et s'effectue préférentiellement durant les saisons pluvieuses, lorsque l'intense circulation de la sève facilite le détachement de l'écorce (Lallemand *et al.*, 2000). Les tiges, coupées à ras du sol, sont rapidement transportées vers les unités de transformation où l'écorce interne est séparée de l'épiderme puis mise à sécher. Au cours du séchage, elle s'enroule naturellement pour former des bâtonnets tubulaires. L'écorce obtenue après les premières récoltes est généralement épaisse et de qualité moyenne, mais celle-ci s'améliore progressivement grâce aux tailles d'entretien annuelles. Les rendements moyens varient entre 180 et 200 kg/ha pour l'écorce de première qualité et entre 60 et 65 kg/ha pour celle de seconde qualité (Lallemand *et al.*, 2000). Comparée à celle de *Cinnamomum verum*, l'écorce de *C. cassia* L. est plus foncée, moins brillante et présente une saveur plus épicée, légèrement amère et moins douce (Lallemand *et al.*, 2000 ; Edet, 2004).

Tableau 6. Calendrier de récolte de cannelle de chine en fonction du pays producteur (Tridge, 2024).

Pays producteur	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Indonésie												
Vietnam												
Chine												

2.1.6. Production mondiale de *C. cassia* L.

Au cours des cinq dernières années, le marché de la cannelle a connu une croissance annuelle moyenne d'environ 5,3 %. Cette progression s'explique principalement par l'augmentation de la demande, liée aux propriétés antimicrobiennes, antioxydantes et anti-inflammatoires de la cannelle, ainsi qu'à son utilisation de plus en plus fréquente dans les produits alimentaires transformés et les boissons fonctionnelles. Par ailleurs, les avancées technologiques dans le secteur agricole contribuent également à améliorer la productivité et l'efficacité de la production (Market Publishers, 2024).

En outre, la variété *C. cassia* L. représente à elle seule près de 95 % de la consommation mondiale de cannelle (HAVIGO Vietnam, 2025). Et pour l'année 2025, sa production est prévue comme suit (tableau 7) :

Tableau 7. Répartition de la production mondiale de *C. cassia* L. en 2025 (**Deng's Spices, 2025**).

Pays	Production (tonnes)
Indonésie	80 000 à 100 000
Chine	20 000 à 30 000
Vietnam	10 000 à 20 000
Inde	3000 à 5 000

Entre 2021 et 2022, la politique chinoise de « zéro COVID » a perturbé les exportations et les chaînes d'approvisionnement mondiales, entraînant une hausse d'environ 25 % des prix de la cannelle et favorisant la diversification des sources d'importation, notamment vers le Vietnam (**Fastmarkets, 2024**). Par ailleurs, *Cinnamomum cassia* L. présente une teneur élevée en coumarine dépassant les limites fixées par l'Union européenne, ce qui a conduit la Chine à orienter majoritairement ses exportations vers les marchés asiatiques et du Moyen-Orient, où les réglementations sont moins strictes (**Fastmarkets, 2024**).

2.1.7. Huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L.

Les huiles essentielles de *Cinnamomum* est un liquide volatil, non aqueux et légèrement visqueux, de couleur jaune pâle. Elles dégagent une odeur caractéristique, à la fois épicée et boisée. Elles sont généralement obtenues par hydrodistillation des écorces ou des feuilles du cannelier. Ces huiles essentielles représentent environ 4 % de la composition de la plante (**Stevens et Allred, 2022**).

2.1.8. Composition chimique des HEs de *Cinnamomum cassia* L.

L'extraction des écorces de *Cinnamomum cassia* L. permet d'obtenir des huiles essentielles cireuses de couleur jaune clair. L'analyse chimique de ces huiles essentielles a révélé 25 composés (tableau 8), représentant 99,61 % de la composition totale (Fig. 14), ainsi que d'autres constituants présents à des teneurs inférieures ou égales à 0,05 %. Ces composés se répartissent en deux grandes classes : les composés organiques aromatiques et les sesquiterpènes. Les composés majoritaires sont le (E)-cinnamaldéhyde (37,72 %), le δ -cadinène (5,02 %), l' α -copaène (4,23 %), l' α -murolène (3,90 %) et le γ -cadinène (3,43 %). Les autres constituants sont présents à des teneurs inférieures à 2 % chacun (**Boubrik et al., 2025**).

Tableau 8. Composition chimique des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L.
(Boubrik *et al.*, 2025).

Pic	Composés	Formule	RT	Aire%	Hauteur%
1	Cinnamaldéhyde, (E)-	C ₉ H ₈ O	8,79	37,72	15,67
2	Cuminaldéhyde	C ₁₀ H ₁₂ O	9,24	0,99	0,53
3	Cyclosativène	C ₁₅ H ₂₄	11,85	0,98	1,78
4	α-Copaène	C ₁₅ H ₂₄	12,08	4,23	5,00
5	Cyclohexane, 1-éthényl-1-méthyl-2,4-bis (1-méthyléthényl)-, [1S-(1α, 2β, 4β)]-	C ₁₅ H ₂₂ O	12,28	0,51	1,54
6	Sativène	C ₁₅ H ₂₄	12,43	0,97	2,03
7	Benzène, (1-propyl-1-nonényl)-	C ₁₆ H ₂₆	12,57	0,09	0,14
8	Isosativène	C ₁₅ H ₂₄	12,71	0,56	1,09
9	Caryophyllène	C ₁₅ H ₂₄	12,87	0,57	1,46
10	Bicyclo[3.1.1]hept-2-ène, 2,6-diméthyl-6- (4-méthyl-3-pentényl)-	C ₁₆ H ₂₆	13,04	0,31	0,61
11	2H-1-Benzopyranne-2-one	C ₁₁ H ₁₀ O	13,19	1,12	1,68
12	α-Humulène	C ₁₅ H ₂₄	13,50	0,76	1,84
13	γ-Cadinène	C ₁₅ H ₂₄	13,85	2,84	3,06
14	β-Sélinène	C ₁₅ H ₂₄	14,12	0,50	0,94
15	α-Muuroène	C ₁₅ H ₂₄	12,34	3,90	4,11
16	γ-Cadinène	C ₁₅ H ₂₄	12,54	0,59	1,34
17	δ-Cadinène	C ₁₅ H ₂₄	14,78	5,02	3,99
18	Naphtalène, 1,2,3,4,4a,7-hexahydro-1,6- diméthyl-4-(1-méthyléthyl)-	C ₁₅ H ₂₄	14,95	1,27	2,90
19	4,5,9,10-Déhydro-isolongifolène	C ₁₅ H ₂₀	15,02	0,55	1,43
20	α-Calacorène	C ₁₅ H ₂₀	15,13	0,85	1,72
21	Gléénol	C ₁₅ H ₂₆ O	15,83	0,56	1,35
22	Viridiflorol	C ₁₅ H ₂₆ O	16,26	0,55	1,33
23	Di-épi-α-cèdrène-(I)	C ₁₅ H ₂₄	16,63	1,37	2,45
24	t-Muuroolol	C ₁₅ H ₂₆ O	16,87	1,70	2,85
25	Torreyol	C ₁₅ H ₂₆ O	16,62	0,89	2,43
	Total des composés (%)			65,93	62,16
	Autres composants < 0,05 %			33,68	36,95
	Total			99,61	99,11
	Total des classes identifiées			99,61	99,11
	Composés organiques aromatiques			55,28	54,52
	Sesquiterpénoïdes			44,33	44,59

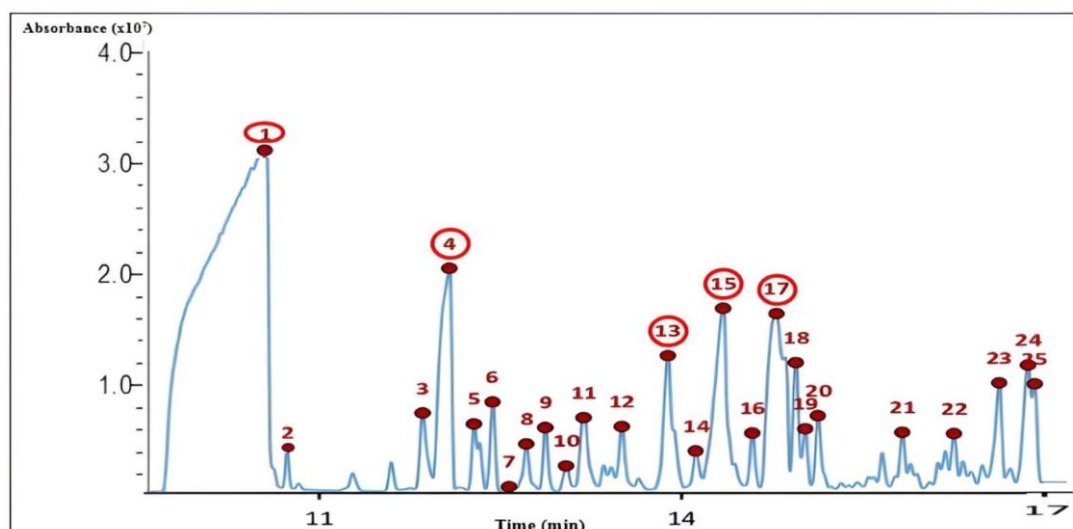


Figure 14. Profil chromatographique des composés volatils de *Cinnamomum cassia* L. par CG/MS (Boubrik *et al.*, 2025).

2.1.9. Usages et effet thérapeutiques des HEs de cannelle de chine

Cinnamomum cassia L. occupe une place importante dans la médecine traditionnelle chinoise. L'intérêt croissant des chercheurs pour ses propriétés biologiques a permis de confirmer plusieurs effets thérapeutiques grâce à des études réalisées en laboratoire (*in vitro*) et sur des organismes vivants (*in vivo*) (Ranasinghe *et al.*, 2013).

2.1.9.1. Activité antidiabétique

Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. présentent une activité antidiabétique importante grâce à leurs composés bioactifs, principalement le cinnamaldéhyde. Ce composé contribue à la régulation du métabolisme du glucose en améliorant la sensibilité à l'insuline et en favorisant l'absorption du glucose par les cellules (Rao et Gan, 2014).

Plusieurs études ont montré que les huiles essentielles de cannelle peuvent inhiber certaines enzymes impliquées dans la digestion des glucides, notamment l' α -amylase et l' α -glucosidase, ce qui permet de limiter l'élévation de la glycémie après les repas (El Atki, 2020).

Par ailleurs, leurs propriétés antioxydantes participent à la protection des cellules pancréatiques contre le stress oxydatif associé au diabète (Rao et Gan, 2014).

2.1.9.2. Activité microbienne

L'activité anti-infectieuse des huiles essentielles de cannelle, qui comprend des effets antibactériens et antifongiques, est principalement attribuée à la présence du cinnamaldéhyde (Lee *et al.*, 2020). Ces huiles essentielles est efficace contre plusieurs bactéries résistantes, notamment *Helicobacter pylori* (responsable des ulcères gastriques), *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae* (Cox *et al.*, 2001 ; Haddi

et al., 2017). Son mécanisme d'action repose sur sa capacité à pénétrer les membranes bactériennes, à inhiber la production d'ATP et à dégrader les lipides ainsi que les protéines du cytoplasme, ce qui conduit finalement à la destruction des cellules bactériennes (**Bouhdid *et al.*, 2012**).

Selon plusieurs études réalisées *in vitro* et *in vivo*, les huiles essentielles issues du genre *Cinnamomum* ainsi que leurs principaux constituants présentent une activité inhibitrice importante contre différents champignons, notamment *Aspergillus flavus*, *Penicillium chrysogenum*, *Fusarium sambucinum*, *Phaeomoniella chlamydospora*, *Trichophyton rubrum* et *Microsporum gypseum*, entre autres. Concernant le mécanisme d'action, les effets des huiles essentielles de *Cinnamomum* sur la structure des cellules fongiques ont été étudiés à l'aide de la microscopie électronique à balayage (MEB). Les observations ont mis en évidence une paroi cellulaire gonflée, une membrane plasmique endommagée entraînant la fuite du contenu cytoplasmique, ainsi que des hyphes fortement rétractés, aplatis et effondrés (**Abdalla, 2018**).

2.1.9.3. Activité anti-inflammatoire

De nombreuses études mettent en évidence les propriétés anti-inflammatoires de la cannelle. Selon **Gunawardena *et al.* (2015)**, les extraits de cannelle ainsi que ses principaux composés, notamment l'E-cinnamaldéhyde et l'o-méthoxycinnamaldéhyde, présentent une activité anti-inflammatoire importante (**El atki, 2020**).

2.1.9.4. Activité anti-tumorale

Les huiles essentielles de cannelle limite la prolifération de certaines cellules cancéreuses (notamment celles du côlon, les cellules HeLa et HL-60). Elle agit en bloquant le cycle cellulaire, principalement au niveau de la phase G2/M, et en favorisant l'apoptose, c'est-à-dire la mort programmée des cellules (**Carriere *et al.*, 2017 ; Xie *et al.*, 2018**).

2.1.10. Toxicité de *Cinnamomum cassia* L.

Les huiles essentielles de cannelle riches en cinnamaldéhyde présentent un effet irritant et corrosif sur la peau et les muqueuses, surtout lorsqu'elles sont utilisées à fortes doses dans certaines formulations. Pour cette raison, leur concentration est limitée à 0,5 % et leur usage est réservé exclusivement à une application externe. Leur utilisation est également déconseillée pendant la grossesse. Par ailleurs, ces huiles essentielles peuvent exercer une toxicité hépatique liée à la présence variable de coumarine. Des effets tératogènes ont aussi été observés chez le poulet. Sur le plan toxicologique, elle présente une faible toxicité aiguë par voie orale, avec une DL50 de 4,16 g/kg chez le rat. Chez l'homme, la consommation de cannelle reste sans danger

si la dose journalière admissible est respectée, soit 1,25 mg de cinnamaldéhyde par kilogramme de poids corporel (**Chahbi, 2020**).

2.2. *Illicium verum* (Anis Etoile)

2.2.1. Historique

L'anis étoilé, également appelé badiane, est une plante originaire d'Asie du Sud-Est, plus précisément de Chine. Elle a été introduite en Europe au XVII^e siècle par le navigateur Thomas Cavendish. Cette plante est uniquement cultivée et n'existe pas à l'état sauvage. Utilisée depuis plus de 3000 ans comme épice et comme remède traditionnel, la badiane est reconnue non seulement pour ses arômes caractéristiques, mais aussi pour ses importantes propriétés médicinales (**GlobinMed, 2021 ; Neri, 2021**).

2.2.2. Répartition géographique

L'anis étoilé (*Illicium verum*) est principalement cultivé dans le sud de la Chine, notamment dans les provinces du Yunnan, du Guangxi et du Fujian, ainsi qu'à l'ouest de Hong Kong et sur l'île de Hainan. Cette espèce est également cultivée au Tonkin, dans le nord-est de l'Indochine, où elle a été signalée pour la première fois vers 1885 à Dong-Dang. Sa culture couvre une zone d'environ 20 à 30 kilomètres autour de Lang Son, tandis que les produits issus de cette région sont exportés par le port de Haïphong.

Cette plante se développe dans un climat de mousson caractérisé par des températures élevées et une forte humidité. En dehors de l'Asie, son acclimatation a été réussie dans le Jardin de Mortola, situé sur la côte ligurienne en Italie (**Chevalier, 1943**).

2.2.3. Description botanique

2.2.3.1. L'arbre

Illicium verum est un arbre aromatique persistant de la famille des Schisandraceae. Il atteint généralement 8 à 15 mètres de hauteur et possède une écorce lisse de couleur gris clair à brun blanchâtre (Fig. 15). Les rameaux sont verts jeunes puis deviennent brunâtres avec l'âge. L'espèce se développe dans les régions tropicales et subtropicales humides, notamment en Chine et au Vietnam (**Wang et al., 2011 ; Zou et al., 2023**).



Figure 15. Représentation de l'arbre de *Illicium verum* (**Dreamstime, s.d.**).

Selon **Sharafan et al. (2022)**, l'arbre présente un tronc droit et une structure globale adaptée aux climats chauds et humides.

2.2.3.2. Les feuilles

Ses feuilles sont simples, alternes, coriaces et persistantes, regroupées à l'extrémité des rameaux (Fig. 16). Elles mesurent environ 6 à 15 cm de long et 2 à 5 cm de large. Leur surface est lisse et brillante, et elles dégagent une odeur aromatique lorsqu'elles sont froissées, liée à leur richesse en huiles essentielles (**Wang et al., 2011**). **Sharafan et al. (2022)** ajoutent que les feuilles sont dépourvues de poils et présentent une texture bien adaptée aux milieux humides.



Figure 16. Représentation des feuilles de *Illicium verum* (**Mirusiru, s.d.**).

2.2.3.3. Les fleurs

Les fleurs de *I. verum* sont solitaires, hermaphrodites et axillaires, de couleur blanc jaunâtre à rosé ou rougeâtre (Fig. 17). Elles mesurent environ 1 à 1,5 cm de diamètre et possèdent plusieurs tépales, étamines et carpelles. La floraison a lieu principalement au printemps et joue un rôle essentiel dans la formation des fruits (**Zou et al., 2023**). Selon **Sharafan et al. (2022)**, ces fleurs sont morphologiquement adaptées à une reproduction efficace dans les zones tropicales.



Figure 17. Représentation des fleurs de *Illicium verum* (**Pinterest, s.d.**).

2.2.3.3. Le fruit

Le fruit est un follicule ligneux disposé en étoile, formé généralement de 6 à 8 carpelles. Chaque follicule contient une graine (Fig. 18). Les fruits sont récoltés avant maturité puis séchés pour conserver leurs composés aromatiques (**Wang et al., 2011**).



Figure 18. Représentation de fruit de *Illicium verum* (Jdpeople, s.d ; Green Agro, s.d.).

2.2.3.4. Graine

Les graines sont ovales, lisses, de couleur brun clair à brun rougeâtre (Fig. 19) et riches en huile essentielle, principalement en trans-anéthole, responsable de l'arôme caractéristique de l'anis étoilé. Elles contiennent également des composés phénoliques et flavonoïdes aux propriétés biologiques importantes (Zou *et al.*, 2023).



Figure 19. Représentation de graine de *Illicium verum* (Sharafan *et al.* 2022).

2.2.4. Classification taxonomique

2.2.4.1. Dénomination

Comme de nombreuses autres espèces, l'anis étoilé a porté plusieurs appellations scientifiques (tableau 9) avant d'adopter son nom actuel, *Illicium verum* (Hooker, 1888). Le genre *Illicium* comprend environ 12 à 15 espèces, principalement originaires de l'Extrême-Orient, à l'exception d'une seule espèce américaine, *Illicium floridanum* (Zhang *et al.*, 2018).

Tableau 9. Nomenclature anis étoilé (Laboratoire Lescuyer, s.d.).

Nom commun	Badianier de chine
Nom français	Anis étoilé
Nom anglais	Star Anise
Nom arabe	اليانسون النجمي / yanisou nadjmi
Nom scientifique	<i>Illicium verum</i> Hook. f.

2.2.4.2. Classification botanique

La classification de *Illicium verum* est présentée comme suit (tableau 10) :

Tableau 10. Classification taxonomique de *Illicium verum* (Wang et al., 2011).

Règne	Plantae
Sous règne	Tracheobionta
Embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous classe	Magnoliidae
Ordre	Austrobaileyales
Famille	Schisandraceae
Genre	<i>Illicium</i>
Espèce	<i>Illicium verum</i>

2.2.5. Répartition géographique et période de récolte

L'anis étoilé se développe de préférence dans des sols profonds, bien drainés, riches en éléments nutritifs, humides et légèrement acides, de type limono-sableux ou limoneux. Sa répartition est principalement concentrée en Asie du Sud-Est, avec une très faible présence en Amérique du Nord. Environ 80 % de la production mondiale provient de l'Asie. Dans cette région, la Chine est le principal producteur, notamment dans les provinces du Guangxi et du Yunnan, situées entre 200 et 1 600 mètres d'altitude. Le Vietnam, le Cambodge et le Myanmar occupent également une place importante dans la production (tableau 11).

Selon la *Flora of China*, l'anis étoilé présente deux périodes de floraison par an : la première s'étend de mars à mai et donne une production importante de fruits mûrs, tandis que la seconde a lieu d'août à octobre (Zou et al., 2023).

Tableau 11. Calendrier de récolte d'anis étoilé en fonction du pays producteur (Tridge, 2024).

Pays producteur	J	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Chine												
Vietnam												

■ Récolte d'autonome

■ Récolte de printemps

2.2.6. Production mondiale d'anis Etoile

La Chine et le Vietnam occupent les premières places parmi les principaux pays producteurs d'anis étoilé (tableau 12), et dominent ainsi la répartition de la production mondiale de cette épice (Zou et al., 2023).

Tableau 12. Répartition de la production mondiale d’anis étoilé en 2025 (**Research et Markets, 2025**).

Pays	Production annuelle estimée (Tonnes)	Régions de production principales
Chine	80 000 – 90 000 tonnes/an.	Guangxi (80% de la production chinoise), Yunnan. > 85 % des ressources mondiales.
Vietnam	14 000 – 16 000 tonnes/an.	Lạng Sơn (70% du pays), Cao Bằng, Quảng Ninh
Autres	< 2 000 tonnes/an.	Cambodge, Myanmar, Indonésie, Mexique

De 2020 à 2024, la production mondiale d’anis étoilé a connu une première phase d’instabilité, suivie progressivement d’une tendance vers une stabilisation du marché. L’année 2020 a été marquée par le double impact de la pandémie de COVID-19 : d’une part, les restrictions imposées sur les récoltes en Chine et au Vietnam en raison des confinements, et d’autre part, une forte augmentation de la demande mondiale liée à l’intérêt porté aux propriétés antivirales de la plante. Cette situation a entraîné une hausse importante des prix, atteignant des niveaux historiquement élevés. Selon les prévisions publiées, cette stabilisation du marché pourrait se poursuivre jusqu’en 2026 (**Li et al., 2024**).

2.2.7. Huiles essentielles de *Illicium verum*

L’anis étoilé produit des huiles essentielles obtenues à partir de la plante par distillation à la vapeur d’eau. Elles se caractérisent par un goût piquant, une forte volatilité, ainsi qu’une faible stabilité physico-chimique, ce qui limite son utilisation en médecine vétérinaire (**Yi et al., 2024**). Cependant, elle est reconnue pour plusieurs propriétés thérapeutiques, notamment des effets carminatifs, digestifs, stimulants, diurétiques, antispasmodiques et anesthésiques locaux (**Basechem, s.d.**).

2.2.8. Composition chimique des huiles essentielles de *Illicium verum*

Les huiles essentielles extraites des fruits de *Illicium verum* sont des liquides clairs jaune pâle (**Al-younis, 2018**). L’analyse chimique des huiles essentielles de *I. verum* (tableau 13) a permis d’identifier 32 composés, représentant 99 % de la composition totale, dont l’E-anéthole (88,38 %) comme composé majeur, suivi du shisofuran (2,88 %) et du limonène (2,01 %) (**Masri et al., 2024**).

Tableau 13. Composition chimique des huiles essentielles d'*Illicium verum* (Masri *et al.*, 2024).

No.	Composés de l'HE	R.T	(R.I)	Aire	Aire %
1	α -Pinene	9.776	937	1410148	0.13
2	β -Pinene	11.74	974	467677	0.04
3	Myrcene	12.35	987	407776	0.04
4	Pseudolimonene	12.93	1000	329130	0.03
5	Isosylvestrene	13.152	1005	1377479	0.13
6	α -terpinene	13.51	1014	214526	0.02
7	p-Cymene	13.84	1022	2379945	0.22
8	Limonene	14.05	1027	21617976	2.01
9	1,8-Cineole	14.18	1030	2504547	0.23
10	Trans-ocimene	14.83	1045	90633	0.01
11	γ -Terpinene	15.3	1056	436775	0.04
12	Linalool oxide B	15.87	1069	158956	0.01
13	Terpinolene	16.43	1083	1037471	0.10
14	Meta-Cymenene	16.53	1085	512813	0.05
15	p-Cymenene	16.62	1087	588023	0.05
16	Linalool	16.78	1091	891268	0.08
17	Linalool	17.05	1097	8388065	0.78
18	Terpinen-4-ol	20.21	1178	2266188	0.21
19	Estragole	20.78	1193	14932049	1.39
20	Shisofuran	20.87	1195	31020480	2.88
21	4-methoxybenzaldehyde	21.71	1218	2782972	0.26
22	Cis-p-anethole	22.87	1250	3088590	0.29
23	4-methoxybenzaldehyde	22.96	1253	15351606	1.42
24	E-Anethole	24.24	1288	952234624	88.38
25	Methyl o-anisate	26.04	1342	313840	0.03
26	α -Ylangene	27.01	13.70	162694	0.02
27	Anisyl methyl ketone	27.13	1374	234974	0.02
28	α -Cedrene	28.33	1411	293097	0.03
29	β -caryophyllene	28.56	1418	491453	0.05
30	Propiophenone	29.45	1447	321692	0.03
31	E-Methyl isoeugenol	33.46	1573	216292	0.02
Total					99%

2.2.9. Usages et effet thérapeutiques des HEs de *Illicium verum*

2.2.9.1. Activité antimicrobienne

Les huiles essentielles de anis étoilé possèdent une activité antibactérienne contre plusieurs agents pathogènes d'origine alimentaire tels que *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*. Cette activité s'explique par l'inhibition de la formation des biofilms, l'altération de la membrane cellulaire et l'inhibition d'enzymes essentielles du cycle de l'acide citrique (cycle de Krebs). Elle présente également une activité antifongique, notamment contre *Aspergillus niger*, en perturbant le métabolisme énergétique des

champignons et en réduisant la production d'ATP. Par ailleurs, les fruits de la badiane contiennent des composés flavonoïdes et terpénoïdes, qui contribuent largement à ces effets antibactériens et antifongiques (Zhu *et al.*, 2024).

2.2.9.2. Activité anti-inflammatoire

L'anis étoilé possède des propriétés anti-inflammatoires principalement attribuées à sa teneur en acide shikimique. Ce composé agit en inhibant les principales voies de signalisation inflammatoire, notamment MAPK et NF- κ B, et en réduisant la production de cytokines pro-inflammatoires telles que le TNF- α et l'IL-1 β (Zhu *et al.*, 2024).

2.2.9.3. Activité antivirale

Les huiles essentielles de badiane présentent une activité antivirale contre le virus de l'herpès simplex de type 1 (HSV-1), en agissant par inactivation directe des particules virales. Cet effet est dépendant de la dose administrée. De plus, certains de ses constituants, notamment le β -caryophyllène et l'isoeugénol, peuvent altérer la structure de l'enveloppe virale ou inhiber les mécanismes nécessaires à l'adsorption et à la pénétration du virus dans les cellules hôtes (Astani *et al.*, 2011).

2.2.10. Toxicité des HEs de *Illicium verum*

L'anis étoilé est une plante médicinale traditionnelle chinoise, initialement utilisée principalement dans le domaine culinaire. La majorité des cas d'intoxication sont liés à une confusion avec une espèce toxique proche, *Illicium anisatum*. Toutefois, des cas de surconsommation ont également été rapportés depuis le XIX^e siècle, et un premier cas contemporain associé à une ingestion excessive a été signalé en 1992. Des composés neurotoxiques appelés veranisatines ont été isolés chez la souris, provoquant des convulsions et une mortalité. Chez l'homme, des cas de toxicité neurologique et gastro-intestinale ont été observés, principalement chez les nourrissons, bien que les mécanismes exacts restent encore mal élucidés (Zou *et al.*, 2023).

Par ailleurs, plusieurs études toxicologiques indiquent que l'anis étoilé peut affecter le système nerveux central (SNC). À forte dose (environ 100 mg/kg), certains composés phénoliques peuvent induire des convulsions et une hypothermie. À plus faibles doses (0,5 à 1 mg/kg par voie orale), des effets antalgiques accompagnés d'une légère baisse de la température corporelle ont été observés. En outre, l'anéthole peut interférer avec les mécanismes de coagulation sanguine. Ainsi, une consommation élevée d'anis étoilé par voie orale pourrait augmenter la fluidité du sang et accroître le risque d'hémorragie (Neri, 2021).

PARTIE



EXPERIMENTALE



CHAPITRE 3

Matériel et méthodes



Chapitre 3. Matériel et méthodes

3.1. Objectif

Ce travail a pour objectif d'analyser la composition phytochimique des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. (cannelle de chine) et de *Illicium verum* (anis étoilé), d'évaluer leurs propriétés antioxydantes et antimicrobiennes, et d'explorer leur potentiel en tant qu'alternatives naturelles aux antioxydants et agents antimicrobiens synthétiques.

➤ Dans la partie expérimentale, la recherche se base sur les deux axes complémentaires majeurs (Fig. 20) :

- **Premier axe** : analyse phytochimique des huiles essentielles
- **Deuxième axe** : Évaluation des activités biologiques

3.2. Cadre du travail

Cette étude a été réalisée au laboratoire de recherche de microbiologie & biologie végétale au niveau de la faculté des sciences exactes et l'informatique allant de mois de février jusqu'au mois de mars 2026.

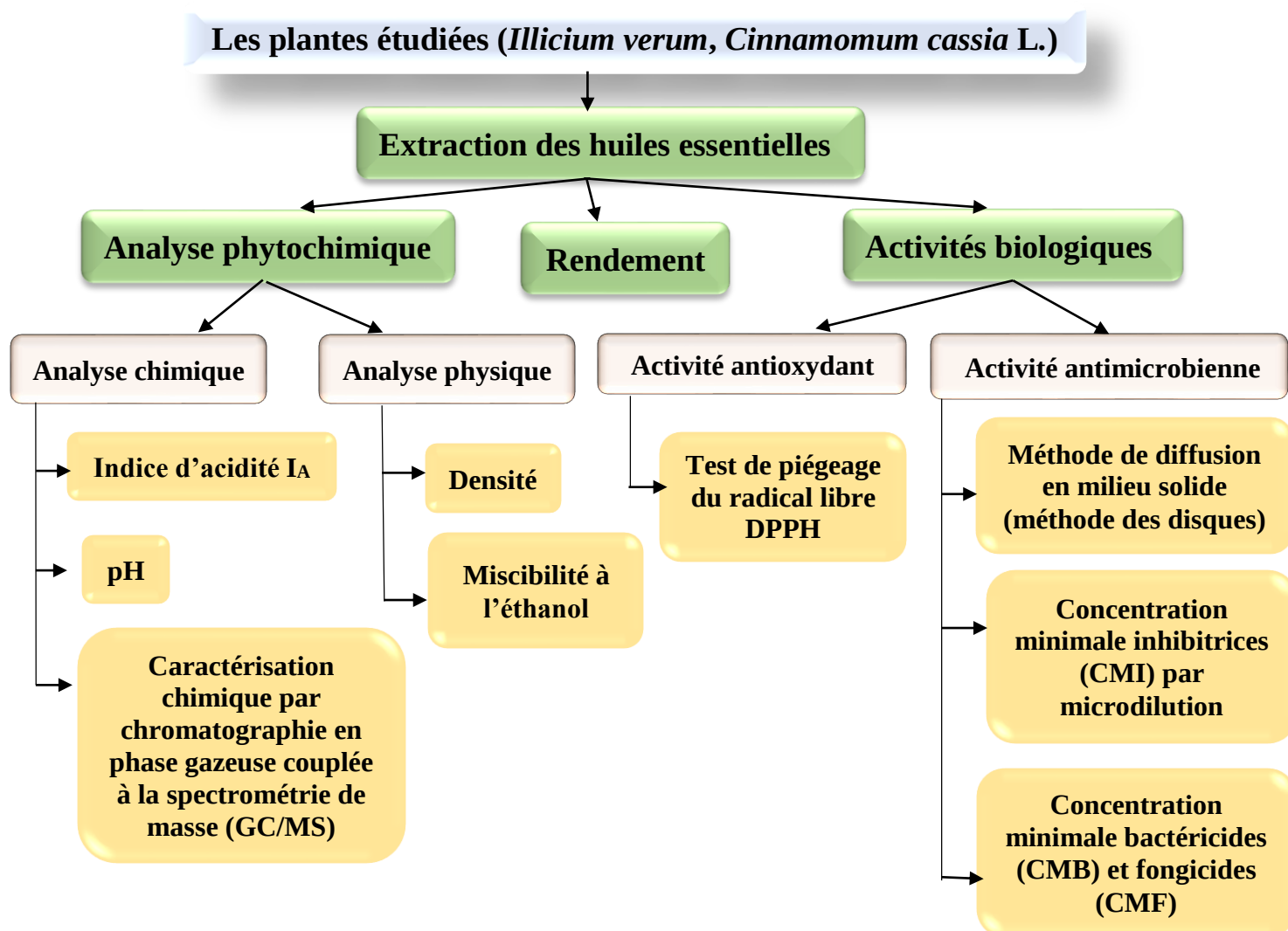


Figure 20. Diagramme général de la procédure expérimentale

3.3. Matériel

3.3.1. Matériel non biologique

Cette étude a nécessité le recours à divers équipements, matériels, verrerie, produits chimiques et milieux de culture (Annexes).

3.3.2. Matériels biologiques

3.3.2.1. Matériel végétale

Dans ce travail, le matériel végétal utilisé (Fig. 21) est constitué d'écorces de *Cinnamomum cassia* L. et de fruits de *Illicium verum*. Les échantillons ont été achetés à partir du marché local de la ville de Mostaganem, précisément dans la région d'Aïn Safra. Après leur acquisition, les écorces de cannelle et les fruits d'anis étoilé ont été soigneusement lavés à l'eau afin d'éliminer les impuretés présentes à leur surface. Ils ont ensuite été séchés à l'air libre,

dans une pièce sèche et à température ambiante, à l'abri de la lumière directe du soleil pendant trois jours.



Figure 21. Les écorces de *Cinnamomum cassia* L. (A) et les fruits *Illicium verum* (B).

3.3.2.2. Les souches bactériennes

Afin de démontrer l'activité antibactérienne et antifongique des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et les fruits *Illicium verum*, huit souches bactériennes de référence et une levure ont été étudiées (tableau 14), fournis du Laboratoire de microbiologie et de biologie végétale.

Tableau 14. Liste des souches microbiennes utilisées

N°	Espèces	Référence ATCC
S1	<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922
S2	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	ATCC 700603
S3	<i>Proteus mirabilis</i>	ATCC 35659
S4	<i>Citrobacter freundii</i>	ATCC 13316
S5	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853
S6	<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 25923
S7	<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 10876
S8	<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 11778
S9	<i>Candida albicans</i>	ATCC 10231

3.4. Méthodologies

3.4.1. Extraction des huiles essentielles de *C. cassia* L. et *I. verum*

Les huiles essentielles de la cannelle de Chine et de l'anis étoilé ont été extraites par entraînement à la vapeur d'eau (Li *et al.*, 2018 ; Wang *et al.*, 2011). Les 446 g d'écorces de cannelle ont été coupées en morceaux de tailles différentes à l'aide d'un ciseau, tandis que les fruits de l'anis étoilé (433 g) ont été utilisés tels quels, sans découpage (Fig. 22).



Figure 22. Concassage des écorces de cannelle de chine (A) et fruit d'anis étoilé (B).

Les deux échantillons ont ensuite été placés dans un extracteur contenant préalablement 2500 ml d'eau distillée. Le mélange a été chauffé jusqu'à ébullition pendant deux heures. La vapeur d'eau produite a traversé le matériel végétal, entraînant l'éclatement des cellules végétales et la libération des composés aromatiques volatils. Après condensation, le distillat obtenu a été récupéré puis séparé (Fig. 23).

À la fin de l'extraction, les huiles essentielles ont été recueillies à l'aide d'une pipette stérile. Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. se sont déposées au fond du distillat en raison de leur densité plus élevée que celle de l'eau, tandis que les huiles essentielles de *Illicium verum* sont restées à la surface, car elles sont moins denses. Les huiles essentielles obtenues ont ensuite été pesées afin de déterminer le rendement d'extraction, séchées par du sulfate de sodium, puis conservées dans des flacons ambrés en verre à 4 °C et à l'abri de la lumière.



Figure 23. Dispositif d'extraction des HEs de *Cinnamomum cassia* L. et *Illicium verum* par entraînement à la vapeur d'eau.

3.4.2. Détermination du rendement

Le rendement d'extraction correspond à la quantité (m_1) des huiles essentielles (HEs) obtenue par rapport à la masse de matière végétale utilisée (m_2) (Fig. 24). Il est généralement exprimé en pourcentage (%) et permet d'évaluer l'efficacité du procédé d'extraction (Mehani, 2015).

Le rendement est calculé selon l'équation suivante :

$$R_{HEs} = \frac{m_1}{m_2} \times 100$$

- R_{HEs} : Rendement d'huile essentielle en pourcentage (%).
- m_1 : masse de l'huile en gramme(g).
- m_2 : masse de la matière végétale sèche en gramme(g).



Figure 24. Flacons des huiles essentielles.

3.4.3. Analyse phytochimiques

3.4.3.1. Analyse physique des HEs de Cannelle de chine et Anis étoilé

3.4.3.1.1. Détermination de la densité relative

Il s'agit du rapport entre la masse d'un volume donné des huiles essentielles et la masse du même volume d'eau distillée, mesurées à une température identique (Coulibaly *et al.*, 2023). Les densités ont été déterminées à l'aide d'une balance analytique en pesant un volume de 1 ml de chacune huiles essentielles et ont été calculées selon l'équation suivante :

$$d_{HE} = \frac{\rho_{HE}}{\rho_{Eau}}$$

- d_{HE} : densité de l'HE
- ρ_{HE} : masse volumique de l'HE
- ρ_{Eau} : Masse volumique de l'eau

3.4.3.1.2. Détermination la miscibilité dans l'éthanol et l'eau distillée

La miscibilité des huiles essentielles varie selon le solvant utilisé. Elles sont généralement insolubles ou très faiblement solubles dans l'eau distillée en raison de leur caractère hydrophobe, tandis qu'elles se dissolvent plus facilement dans l'éthanol, leur solubilité augmentant avec le degré alcoolique. Ce test permet ainsi d'évaluer leur comportement dans différents solvants et de caractériser leurs propriétés physicochimiques (Pavoni *et al.*, 2020).

L'évaluation de la miscibilité a été effectuée en utilisant trois tubes à essai préparés de la manière suivante :

Tube 1 : mélangeant 3 gouttes des huiles essentielles avec 2 ml d'eau distillée.

Tube 2 : mélangeant 3 gouttes des huiles essentielles avec 2 ml d'éthanol à 96 %.

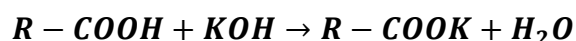
Tube 3 : mélangeant 3 gouttes des huiles essentielles avec 2 ml d'éthanol à 70 %.

Si aucun trouble n'apparaît après agitation, alors les huiles essentielles sont déclarées miscibles au solvant utilisé (obtention d'une phase homogène). Si l'on observe un trouble, une opalescence ou un déphasage après agitation, alors les huiles essentielles sont non miscibles au solvant (formation de deux phases distinctes).

3.4.3.2. Analyse chimique des HEs de Cannelle de chine et Anis étoile

3.4.3.2.1. Détermination de l'Indice d'acidité

L'indice d'acidité des huiles essentielles est déterminé par titrage d'une solution de l'huile dissoute dans l'éther diéthylique, à l'aide d'une solution alcoolique d'hydroxyde de potassium (KOH) ou d'hydroxyde de sodium (NaOH) selon la réaction suivante :



Il correspond à la quantité de KOH, exprimée en milligrammes, nécessaire pour neutraliser l'acidité libre contenue dans 1 g des huiles essentielles (**Pomeranz et Meloan, 2003**).

L'indice d'acide est donné par l'équation suivante :

$$I_A = \frac{56.1 \times V \times N}{m}$$

- **V** : est le volume, en millilitres, de solution (KOH) utilisé pour le titrage.
- **m** : est la masse, en grammes, de la prise d'essai.
- **N** : normalité de solution d'hydroxyde de potassium (KOH).

Afin d'évaluer le degré d'acidité des huiles essentielles de cannelle et d'anis étoilé, 1g de chacune des huiles essentielles a été introduit dans un bécher, puis 3 ml d'éthanol a été ajouté. Après homogénéisation, le mélange a été titré avec une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 0,1 N. Quelques gouttes de phénolphthaléine (1 %) ont été utilisées comme indicateur afin de déterminer le point d'équivalence (Fig. 25).

Le volume de solution de KOH consommé a été mesuré à l'aide d'une burette. Le point final de la titration a été identifié par l'apparition d'une coloration rose persistante de la solution.



Figure 25.
Mesure
l'indice d'acide

3.4.3.2.2. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH indique le potentiel d'hydrogène, qui évalue l'activité chimique des ions hydrogène (H^+), souvent désignés sous le nom de protons, dans une solution. Généralement, le pH évalue l'acidité ou l'alcalinité d'une solution. C'est un indicateur qui permet de déterminer si une solution est acide, basique ou neutre (**Mehani, 2015**).

Le pH des huiles essentielles a été évalué par une méthode colorimétrique. À cet effet, quelques gouttes des huiles essentielles de cannelle et d'anis étoilé ont été appliquées sur une bandelette indicatrice de pH. La valeur du pH a ensuite été estimée en comparant la couleur obtenue avec l'échelle chromatique de référence

3.4.3.2.3. Caractérisation et identification chimique des HEs de *C. cassia* L. et *I. verum* par CPG-MS

L'association de la chromatographie en phase gazeuse et de la spectrométrie de masse offre de nombreuses possibilités d'analyse. Cette technique repose sur l'ionisation des molécules, suivie de leur fragmentation en ions, afin de permettre leur identification et leur quantification. Son développement récent est lié aux progrès technologiques des dispositifs de spectrométrie de masse adaptés aux différentes méthodes de séparation. (**Taroq, 2020**).

L'analyse des huiles essentielles a été réalisée à l'Unité de Recherche de Chimie Organique et Macromoléculaire (URCOM) de l'Université du Havre (France) sur un chromatographe shimadzu GC-2010 couplé à un spectromètre de masse MS-QP2010 SE (Fig. 26).

Tout d'abord, les huiles essentielles ont été diluées au 1/100 (v/v) dans de l'éthanol à 96°. La séparation des composés a été réalisée sur une colonne capillaire ZB-5MS (5 % phényle, 95 % diméthylsiloxane ; 30 m × 0,25 mm ; épaisseur du film : 0,25 µm). L'hélium (He) a été utilisé comme gaz vecteur avec un débit de 1 ml/min. Un volume de 1 µL des huiles essentielles diluée dans l'éthanol a été injecté en mode split avec un ratio de division de 1:50. Le programme de température de la colonne a débuté à 50 °C pendant 3 min, puis a été augmenté progressivement jusqu'à 270 °C à une vitesse de 5 °C/min, avant d'être maintenu pendant 15 min. Le spectromètre de masse a fonctionné en mode impact électronique avec une énergie d'ionisation de 70 eV, tandis que l'analyseur a été réglé sur une plage de balayage comprise entre 35 et 300 m/z. Les constituants des huiles essentielles ont été identifiés par co-injection avec des standards, lorsque cela était possible, puis confirmés à l'aide de la bibliothèque GC-MS V.2.0 du National Institute of Standards and Technology (NIST). La teneur relative de

chaque composé des huiles essentielles a été exprimée en pourcentage par normalisation des surfaces des pics chromatographiques (**Babushok *et al.*, 2011**).



Figure 26. Chromatographe Shimadzu GC-2010 connecté à un spectromètre de masse MS-QP 2010-SE (**Spectralab Scientific Inc., s. d.**).

3.4.4. Activités biologiques

3.4.4.1. Activité antioxydante

Les huiles essentielles présentent un intérêt croissant en tant qu'alternatives naturelles aux antioxydants de synthèse. Afin d'évaluer leur pouvoir antioxydant, la méthode de piégeage du DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) est l'une des techniques les plus couramment utilisées. Cette méthode repose sur la capacité des antioxydants à réduire le radical libre stable DPPH[•], caractérisé par une coloration violette intense. Lors de la réaction, l'antioxydant (AH) cède un atome d'hydrogène au radical DPPH[•], le transformant en une molécule stable appelée 2,2-diphényl-1-picrylhydrazine (DPPH-H), de couleur jaune pâle. La variation de couleur est mesurée par spectrophotométrie, le radical DPPH[•] présentant une absorbance maximale entre 515 et 517 nm dans des solvants alcooliques comme le méthanol ou l'éthanol. Une diminution importante de l'absorbance traduit une forte activité antioxydante des huiles essentielles (Fig. 27) (Molyneux, 2004).

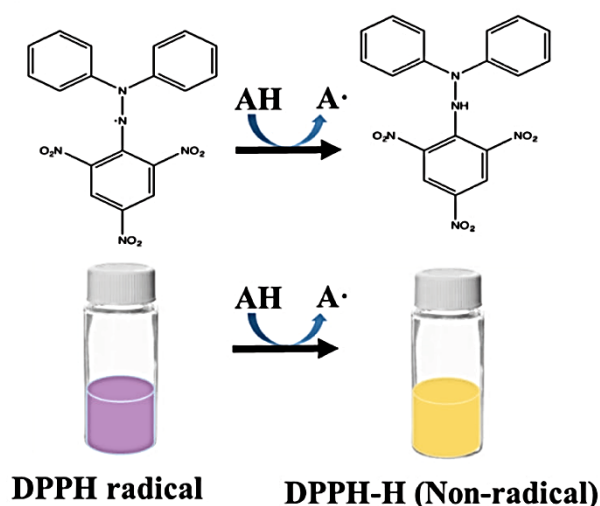


Figure 27. Principe du test DPPH pour l'évaluation de l'activité antioxydante (Embuscado, 2019).

a. Préparation de solution de DPPH

Une solution mère de DPPH a été préparée en dissolvant 4 mg de DPPH dans 10 mL d'éthanol à 96 %. Ensuite, 2 mL de cette solution ont été prélevés et complétés avec 18 mL d'éthanol afin d'obtenir la solution de travail. L'absorbance de cette dernière a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible à une longueur d'onde de 517 nm. La valeur obtenue a été ajustée de manière à être comprise entre 0,7 et 1,0, conformément aux conditions requises pour l'essai.

b. Évaluation de l'activité antioxydante de l'acide ascorbique (Vitamine C)

L'activité antioxydante a été évaluée en utilisant l'acide ascorbique (vitamine C) comme antioxydant de référence. Une gamme de concentrations a été préparée dans l'éthanol absolu afin d'obtenir les concentrations suivantes : 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90 et 100 mg/mL. Pour chaque concentration, 200 µL de solution d'acide ascorbique ont été mélangés à 1000 µL de solution de DPPH. Les mélanges ont ensuite été incubés pendant 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante. Après incubation, l'absorbance a été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible. Les valeurs du pourcentage d'inhibition du radical DPPH ont été calculées à l'aide de la formule suivante (Amiri, 2010) :

$$I(\%) = \frac{(A_{\text{blanc}} - A_{\text{échantillon}})}{A_{\text{blanc}}} \times 100$$

- **A_{blanc}** : représente l'absorbance du témoin contenant tous les réactifs sauf le composé à tester ;
- **A_{échantillon}** : correspond à l'absorbance de l'échantillon analysé.

Les résultats obtenus ont ensuite été utilisés pour établir une courbe d'étalonnage et évaluer l'activité antioxydante des échantillons.

c. Évaluation de l'activité antioxydante des huiles essentielles

Les solutions mères des huiles essentielles de cannelle de Chine et d'anis étoilé ont été préparées en dissolvant 120 µL d'huile essentielle dans 480 µL d'éthanol absolu, afin d'obtenir un volume final de 600 µL.

Une série de dilutions successives a ensuite été réalisée pour obtenir les concentrations de 20 %, 10 %, 5 %, 2,5 %, 1,25 % et 0,6 %. À cet effet, 300 µL d'éthanol absolu ont été distribués dans cinq microtubes Eppendorf, puis des dilutions en cascade ont été effectuées à partir de la solution mère.

Pour chaque concentration, 200 µL de la dilution d'huile essentielle ont été ajoutés à 1 mL de solution de DPPH, de manière à obtenir des concentrations finales comprises entre 0,1 et 3,23 mg/mL. Les mélanges ont été incubés pendant 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante. L'absorbance a ensuite été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible. Les pourcentages d'inhibition obtenus ont permis de tracer une courbe d'étalonnage et de calculer l'activité antioxydante.

Les courbes représentant les concentrations en huiles essentielles et en acide ascorbique en fonction du pourcentage d'inhibition du DPPH ont permis de déterminer l'IC₅₀, définie comme la concentration d'antioxydant nécessaire pour inhiber 50 % de la concentration initiale du radical DPPH (Ismaili *et al.*, 2017).

3.4.4.2. Activité antimicrobienne

3.4.4.2.1. Réactivation et confirmation des souches microbiennes étudiées

La réactivation des souches microbiennes a été effectuée par ensemencement sur une gélose appropriée (tableau 15). L'inoculation a été réalisée selon la méthode des stries en quadrillage, à l'aide d'une anse en platine stérile, afin de favoriser l'obtention de colonies isolées.

Tableau 15. Milieux de culture employés pour repiquage des souches microbiennes

Souches	Milieu culture		Température et durée d'Incubation
S1	Gélose BCP	Gélose nutritive (GN)	37°C pendant 18–24h
S2	Gélose Hektoen	Gélose nutritive (GN)	
S3	Gélose Hektoen	Gélose nutritive (GN)	
S4	Gélose nutritive (GN)		
S5	Gélose King A	Gélose nutritive (GN)	
S6	Gélose Chapman	Gélose nutritive (GN)	
S7	Gélose nutritive (GN)		
S8	Gélose nutritive (GN)		
S9	Gélose Sabouraud	Gélose nutritive (GN)	25–30°C pendant 24–48h

La confirmation des souches microbiennes a été réalisée après réactivation, par observation macroscopique des colonies obtenues, suivie d'un examen microscopique après coloration de Gram afin de vérifier la morphologie et le type de bactéries. Cette étape a été complétée, lorsque nécessaire, par des tests biochimiques appropriés permettant d'identifier et de confirmer avec précision les souches étudiées.

a. Examen macroscopique

Après incubation, une observation macroscopique préliminaire a été réalisée à l'œil nu sur huit souches bactériennes et une souche fongique, permettant une première caractérisation servant d'orientation initiale. Les critères culturels évalués incluaient la forme, la taille et la couleur des colonies (**Leboffe et al., 2011**).

b. Examen microscopique

L'analyse microscopique constitue le pilier initial du diagnostic bactériologique (**Ainas, 2017**). En déterminant la morphologie et le mode de regroupement des cellules, elle fournit des critères d'orientation cruciaux pour guider la stratégie d'identification ultérieure et optimiser le choix des galeries biochimiques (**Deradj, 2020**).

Cette approche repose sur l'association de deux méthodes complémentaires :

- **État frais**

Permet d'observer des bactéries vivantes en milieu liquide afin d'évaluer instantanément leur mobilité active et leur structure native (**Cuignet, 2026**). La préparation consiste à prélever une colonie bactérienne, à la déposer sur une lame additionnée d'eau physiologique stérile, puis à recouvrir d'une lamelle. L'observation se fait au microscope optique aux objectifs $\times 40$ puis $\times 100$.

- **Coloration de Gram**

La coloration de Gram permet de distinguer les micro-organismes en deux groupes distincts « Gram positif » et « Gram négatif » en fonction des propriétés structurales de leur paroi cellulaire (**El Ouali et Benkhaira, 2024**). Un frottis bactérien a été préparé, puis les différentes étapes du protocole de coloration ont été appliquées (Annexes). Après séchage du frottis, l'observation a été réalisée au microscope optique aux objectifs $\times 40$ puis à émergence au grossissement $\times 100$.

c. Tests biochimiques

Afin de valider l'identité des souches, deux tests enzymatiques rapides ont été réalisés :

- **Test catalase**

La détection de la catalase constitue une étape fondamentale du diagnostic bactériologique, cette enzyme assurant la protection cellulaire contre les dérivés toxiques de l'oxygène. D'un point de vue méthodologique, l'analyse s'appuie sur la visualisation d'une effervescence immédiate provoquée par la décomposition du peroxyde d'hydrogène au contact d'une culture bactérienne isolée (**Reiner, 2010**).

Une goutte de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) à 3 % est déposée sur une lame de verre propre. À l'aide d'une anse de platine stérile, une colonie bactérienne issue d'une culture jeune (incubée de 18 à 24 heures) est prélevée, puis délicatement mise en suspension dans la goutte. Une catalase positive est exprimée par un dégagement de bulles d'air.

▪ Test oxydase

Le test de l'oxydase est une étape diagnostique essentielle pour discriminer les groupes bactériens en fonction de leur équipement enzymatique. La procédure repose sur l'observation d'une coloration violette rapide après exposition de la colonie au réactif, signe que la bactérie possède le cytochrome oxydase (**Shields et Cathcart, 2010**).

Le disque oxydase est placé sur une lame propre et sèche. Une colonie bactérienne (culture jeune de 18 à 24 heures) est prélevée avec une anse platine stérile, puis étalée sur le disque sous une légère pression. L'observation est effectuée dans les premières 10 secondes, aucune modification de couleur justifié l'absence d'une oxydase.

3.4.4.2.2. Évaluation de l'activité antimicrobienne des HEs de *C. cassia* L. et *I. verum* Méthode de diffusion sur gélose (Aromatogramme)

Pour évaluer l'activité antimicrobienne, nous avons utilisé la technique de diffusion sur milieu gélosé avec des disques stériles. On connaît aussi cette approche sous les termes de méthode de l'aromatogramme, technique de l'antibioaromatogramme ou encore méthode de Vincent (**Pibiri, 2005**). L'idée de cette procédure est d'examiner la réaction d'une souche bactérienne à un ou plusieurs produits à tester (**Djahra et al., 2015**).

Pour la réalisation de ce test (Fig. 28), l'inoculum microbien a été préparé à partir de deux à trois colonies pures, jeunes et bien isolées (âgées de 18 à 24 heures), prélevées à l'aide d'un écouvillon stérile. Celles-ci ont été mises en suspension dans un tube contenant 9 mL de solution saline stérile (NaCl 0,9 %). La turbidité de la suspension a ensuite été ajustée à l'équivalent de 0,5 McFarland ($\approx 10^8$ UFC/mL), correspondant à une densité optique comprise entre 0,08 et 0,1 à 600 nm.

L'inoculum ainsi standardisé a étéensemencé uniformément à la surface de la gélose Mueller-Hinton par écouvillonnage. Des disques stériles de papier Whatman n°1 (6 mm de diamètre) ont ensuite été déposés à l'aide d'une pince stérile, puis imbibés avec 5 μ L des huiles essentielles pures, à savoir celles de cannelle et d'anis étoilé, à l'aide d'une micropipette.

Après imprégnation, les boîtes ont été laissées à température réfrigérée pendant 15 minutes afin de favoriser la diffusion des huiles essentielles. Enfin, elles ont été incubées à 37 °C pendant 24 heures pour les souches bactériennes et à 30°C pendant 24- 48 heures pour *Candida albicans*.

Après incubation, la lecture des résultats a consisté à mesurer les diamètres des zones d'inhibition formées autour des disques. Ces mesures ont été effectuées en millimètres à l'aide

d'un pied à coulisse (Annexes), afin d'évaluer quantitativement l'activité antimicrobienne des huiles essentielles testées, en se référant aux normes d'interprétation établies.

Un antibiotique de référence a également été utilisé comme contrôle positif afin de valider la sensibilité des souches et la fiabilité du test.

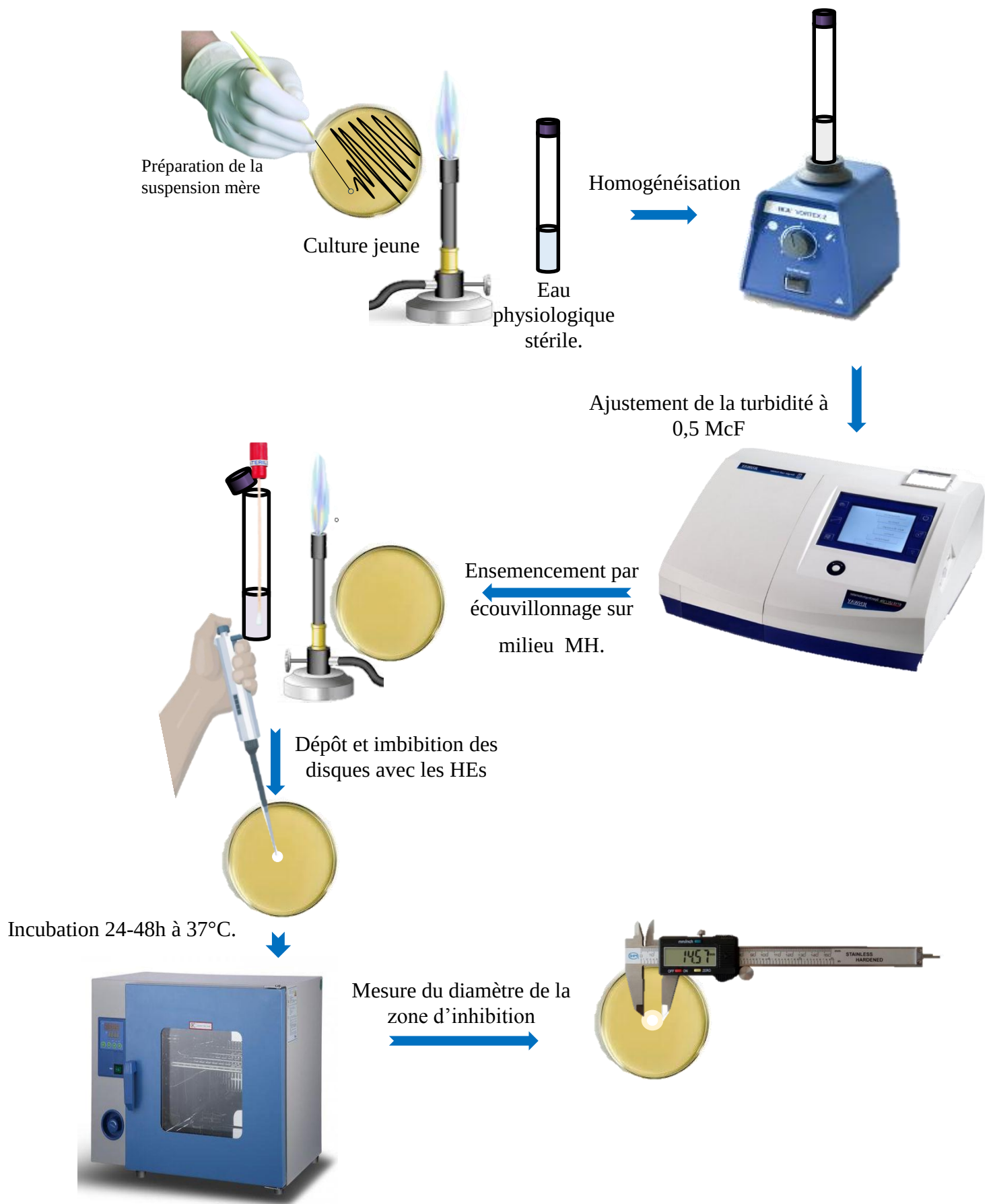


Figure 28. Aromatogramme par diffusion en milieu gélosé (méthode des disques).

3.4.4.2.3. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) repose sur la mise en contact du micro-organisme étudié avec des concentrations décroissantes de l'agent antimicrobien dans un milieu de culture approprié. Cette approche permet d'identifier la plus faible concentration capable d'inhiber visiblement la croissance microbienne (**Taroq, 2020**).

La détermination de la CMI a été réalisée par la méthode de microdilution en milieu liquide (Fig. 29) à l'aide de plaques de microtitration à 96 puits. Une solution mère seulement de des huiles essentielles de cannelle de Chine a été préparée dans du Tween 80 à 1 %, vu que les huiles essentielles d'anis étoilé n'ont pas montrés d'activité lors de l'aromatogramme.

Pour chaque souche, 100 µL de milieu Mueller-Hinton liquide (MHB) ont été distribués dans dix puits, les deux derniers étant réservés respectivement aux contrôles positif et négatif. Ensuite, 100 µL de la solution mère ont été ajoutés au premier puits de chaque série afin de réaliser des dilutions successives en cascade (1/2), permettant d'obtenir des concentrations allant de 21,2 à 0,17 µg/ml.

Par la suite, 100 µL de chaque inoculum préalablement préparé et ajusté (S1, S2, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9) ont été inoculés dans les puits correspondants. Le contrôle positif contenait 100 µL de milieu Mueller-Hinton liquide (MHB) et 100 µL de suspension microbienne, tandis que le contrôle négatif était constitué uniquement de 200 µL de milieu. Les plaques ont ensuite été fermées et incubées à 37°C pendant 24 pour les souches bactériennes et à 30 °C pendant 48 heures pour *Candida albicans*.

À l'issue de l'incubation, la croissance bactérienne a été révélée par l'ajout de 40 µl d'une solution de chlorure de triphényltétrazolium (TTC à 0,4%) dans chaque puits. Ce composé agit comme indicateur de viabilité cellulaire : sous l'effet de l'activité métabolique des cellules vivantes, il est réduit en formazane insoluble, provoquant l'apparition d'une coloration rouge (**Taroq, 2020**). La CMI a été définie comme la plus faible concentration ne présentant aucune coloration rouge visible. Cette valeur traduit ainsi l'activité bactériostatique exercée par l'agent antimicrobien testé (**Taroq, 2020**).

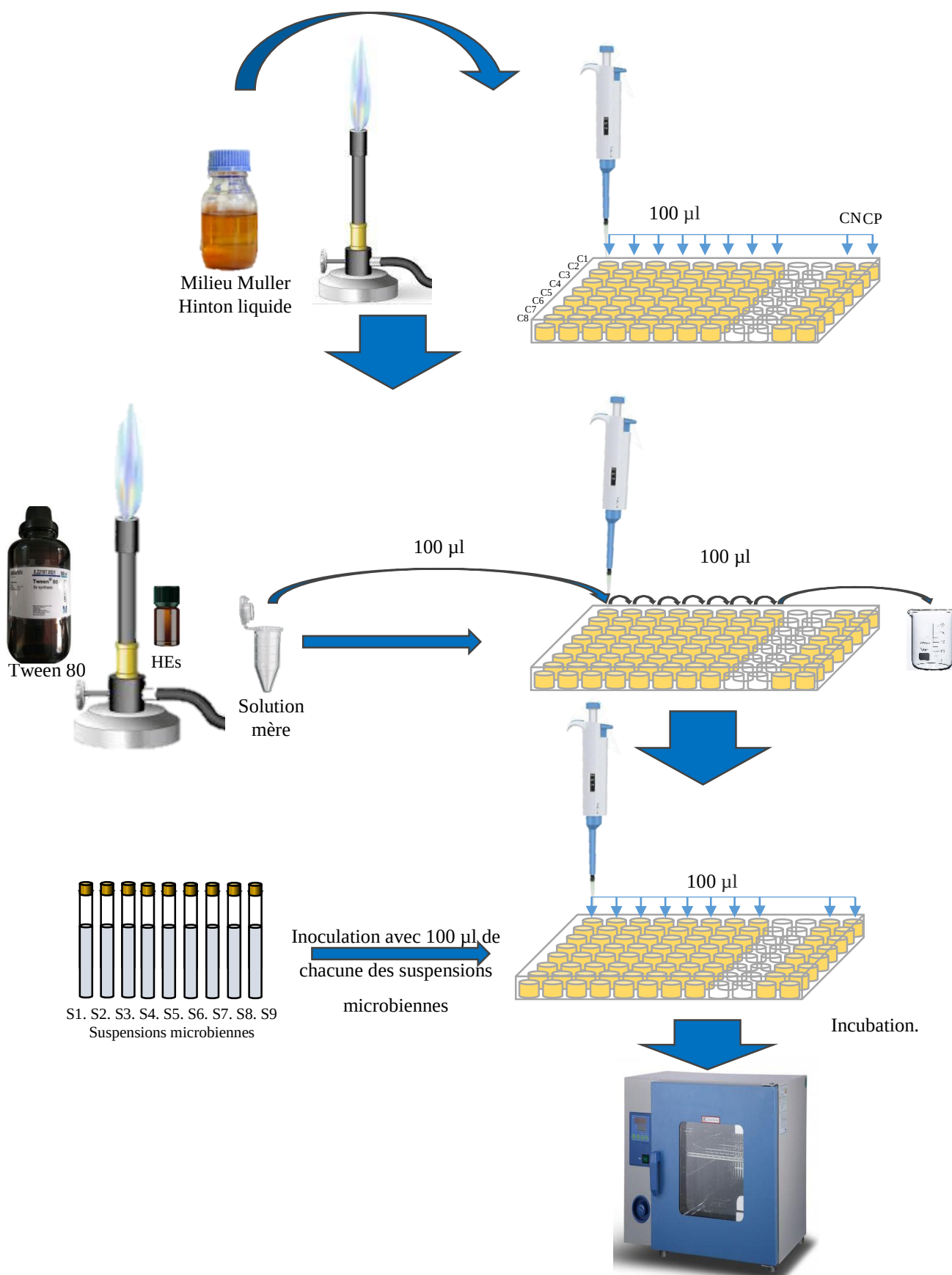


Figure 29. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) des huiles essentielles de *Cinnamum cassia* L. vis-à-vis les souches testées.

3.4.4.2.4. Détermination des Concentrations Minimales Bactéricides (CMB) et Fongicides (CMF)

La concentration minimale bactéricide (CMB) et la concentration minimale fongicide (CMF) correspondent aux plus faibles concentrations d'un agent antimicrobien capables d'entraîner respectivement la destruction des cellules bactériennes et fongiques viables après incubation. Ces paramètres permettent d'évaluer l'activité microbicide des huiles essentielles et de distinguer un effet létal d'une simple inhibition de la croissance microbienne. Leur détermination est généralement réalisée après celle de la concentration minimale inhibitrice (CMI), par repiquage des cultures issues des milieux ne présentant aucune croissance visible (**Chen et al., 2024**).

Plus précisément, la CMF correspond à la plus faible concentration d'huile essentielle capable d'éliminer plus de 99,9 % de l'inoculum microbien initial, soit moins de 0,1 % de cellules survivantes, traduisant ainsi son effet fongicide ou bactéricide (**Chebaibi et al., 2015**).

À l'aide d'une anse de platine calibré, et à partir de chaque puits ne présentant aucune croissance visible, un ensemencement en strie est effectué sur milieu gélosé. Les cultures sont ensuite incubées à 37 °C pendant 18 à 24 heures pour les bactéries, et à 30 °C pendant 24 à 48 heures pour *Candida albicans* (Fig. 30).

Un témoin a été réalisé à partir de dilutions successives des suspensions microbiennes. Quatre dilutions décimales (10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} et 10^{-4}) ont été préparées, puis des stries de chaque dilution ont été ensemencées sur le milieu gélosé. Les boîtes ont ensuite été incubées dans les mêmes conditions expérimentales.

Selon **El-tarabily et al. (2023)**, le lien entre la concentration mortelle (CMB/CMF) et la concentration minimale inhibitrice (CMI) sert à analyser la nature de l'effet :

- Si $CMB/CMI \leq 4$: les huiles essentielles sont jugées bactéricides/fongicides,
- Si $CMB/CMI > 4$: les huiles essentielles sont jugées bactériostatiques /fongistatiques.

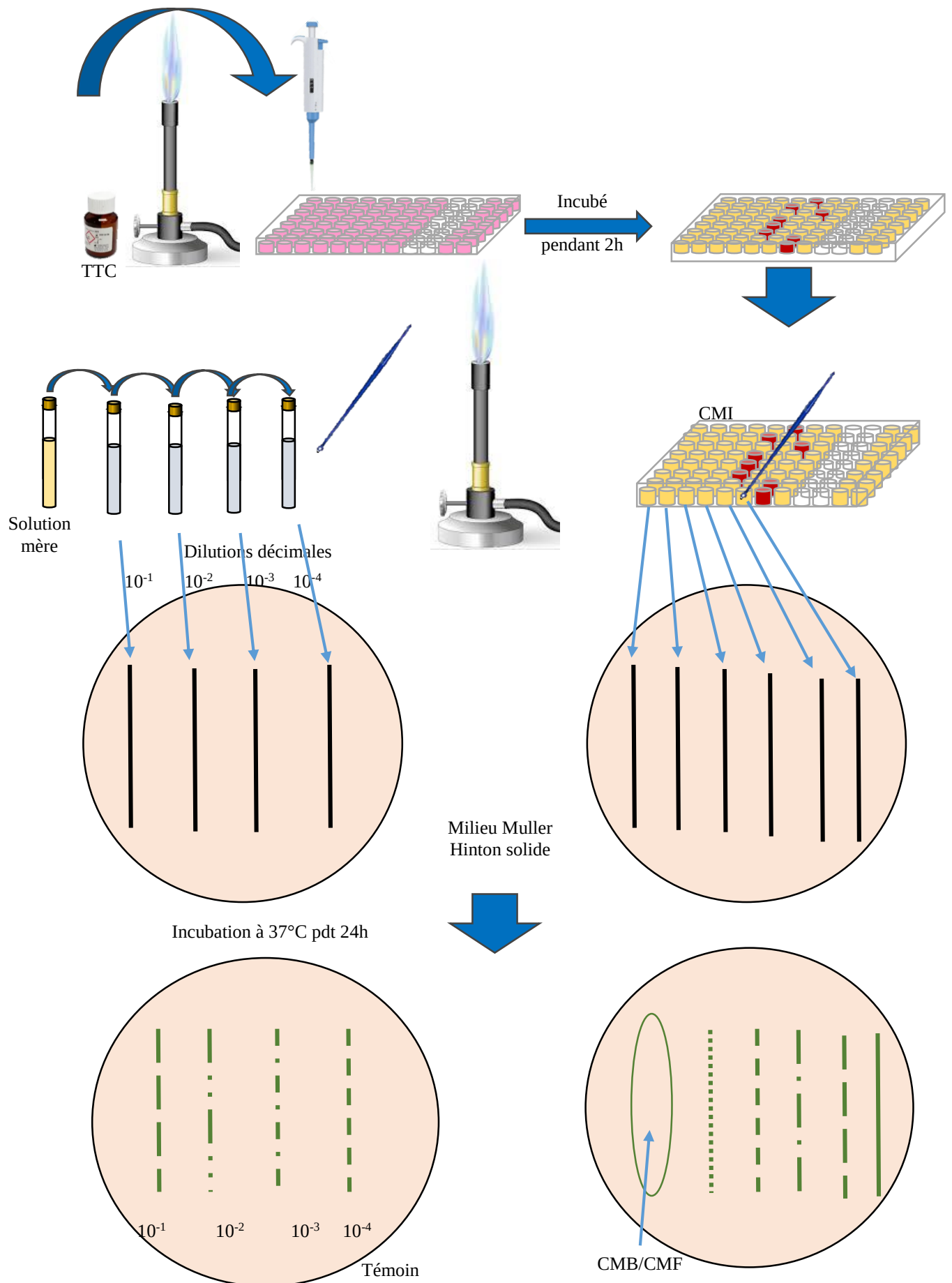


Figure 30. Détermination de la concentration minimale Bactéricides (CMB) et Fongicides (CMF).



CHAPITRE 4

Résultats et discussion



Chapitre 4. Résultats et discussion

4.1. Extraction des huiles essentielles de *C. cassia* L. et *I. verum*

4.1.1 Détermination du rendement des HEs de *C. cassia* L. et *I. verum*

Après extraction des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum* (Fig. 31) par entraînement à la vapeur d'eau pendant 2 heures, à partir de 445 g d'écorces de cannelle de chine et de 432 g de fruits d'Anis étoile.

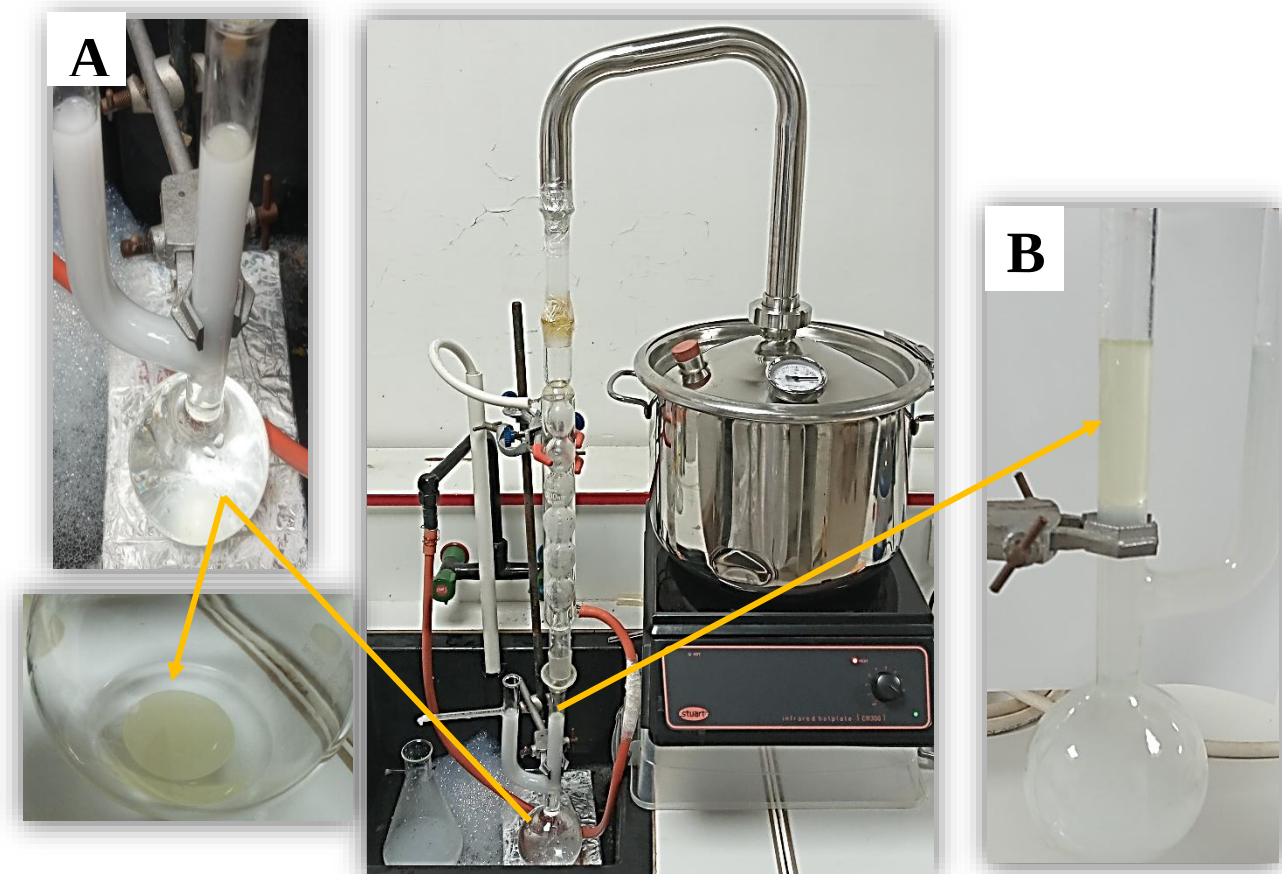


Figure 31. Huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. (A) et *Illicium verum* (B) extraites par entraînement à la vapeur d'eau.

Le rendement en huiles essentielles obtenu a été calculé comme suit :

$$R_{HEs} = \frac{m_1}{m_2} \times 100 \quad \left\{ \begin{array}{l} R_{HEc} = \frac{10,1}{445} \times 100 = 2,3\% \\ R_{HEi} = \frac{11,3}{432} \times 100 = 2,6\% \end{array} \right.$$

Avec :

- R_{HEs} : Rendement d'huile essentielle en pourcentage (%).
- m_1 : masse de l'huile en gramme(g).
- m_2 : masse de la matière végétale sèche en gramme(g).

Le rendement de l'extraction des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. obtenu dans notre étude est de 2,3 %. Cette valeur s'inscrit parfaitement dans la fourchette de 0,41 % à 2,61 % rapportée par **Geng et al. (2011)**, tout en étant nettement supérieure au 1,44 % publié par **Li et al. (2018)**. Pour *Illicium verum*, le rendement été de 2,6 %, une valeur inférieure aux teneurs comprises entre 4,62 % et 10 % rapportées par **Wong et al. (2014)** et **Ngoc (2006)**.

Ces différences de rendement sont tout à fait normales, car elles dépendent de multiples facteurs : les facteurs biologiques tels que l'âge de l'arbre et la maturité des fruits (**Geng et al., 2011 ; Wong et al., 2014**), les facteurs environnementaux comme le climat, le sol, l'altitude et l'origine géographique (**Lallemant et al., 2000**), les facteurs post-récolte incluant le séchage, le broyage et le stockage, ainsi que les conditions opératoires telles que la méthode d'extraction, la température et la durée (**Li et al., 2018**).

4.1.2. Caractéristiques organoleptiques des HEs de *C. cassia* L. et *I. verum*

Après extraction des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum* par entraînement à la vapeur d'eau, les caractéristiques organoleptiques suivantes ont été observées.

Les huiles essentielles de cannelle de Chine se présentent sous forme d'un liquide légèrement visqueux, de couleur jaune pâle, dégageant une odeur caractéristique et intense propre à la plante.

En revanche, les huiles essentielles d'anis étoilé se présentent sous forme d'un liquide limpide, également de couleur jaune pâle, mais avec une odeur très puissante, fraîche et intensément sucrée, rappelant la réglisse.

La comparaison de nos huiles essentielles de *C. cassia* L. et de *I. verum* avec d'autres études (tableau 16) révèle une grande similarité, ce qui confirme le succès de l'extraction par entraînement à la vapeur d'eau ainsi que la pureté des essences obtenues.

Tableau 16. Comparaison des caractéristiques organoleptiques de nos huiles essentielles de *C. cassia* et de *I. verum* avec celles d'autres études.

	L'aspect	Couleur	Odeur	
<i>Cinnamomum cassia</i> L.	Liquide légèrement visqueux	Jaune pâle	Puissante, boisée, chaude, à la fois piquante et douce	Les HEs de notre étude
	Liquide légèrement visqueux	Jaune à marron claire	Épicée Boisé Doux	(Stevens & Allred, 2022)
<i>Illicium verum</i>	Liquide fluide limpide	Jaune pâle	très puissante, est fraîche et intensément sucrée (rappelant la réglisse)	Les HEs de notre étude
	Liquides	Jaune pâle	Puissante, piquante et rappelant fortement la réglisse	(Lawless, 2014)

4.2. Analyse phytochimiques

4.2.1. Analyse physique des huiles essentielles de Cannelle de chine et Anis étoile

4.2.1.1. Détermination de la densité relative

La densité relative des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. obtenue dans notre étude est de 1,094. Cette valeur est supérieure à celle de 1,053 rapportée par **Bui et al. (2020)**. Pour les huiles essentielles de *Illicium verum*, notre densité est de 0,970, une valeur inférieure aux teneurs comprises entre 0,977 et 0,983 rapportées par **François (1943)**.

La variation de la densité relative des huiles essentielles est liée à leur composition chimique, laquelle est influencée par de nombreux facteurs tels que le phénotype, le moment de la récolte, le type de terrain, les conditions de conservation, ainsi que le procédé et les paramètres d'extraction (**Teuscher et al., 2005**).

4.2.1.2. Détermination la miscibilité dans l'éthanol et l'eau distillée

Nous avons évalué la miscibilité des huiles essentielles de *C. cassia* et de *I. verum* dans trois solvants : éthanol à 96%, éthanol à 70% et eau distillée. Les résultats sont présentés dans le (tableau 17) comme suit :

Tableau 17. Résultats de la miscibilité des huiles essentielles de *C. cassia* et de *I. verum*

HEs	M. à eau distillé	M. à éthanol 70%	M. à éthanol 96%
<i>Cinnamomum cassia</i> L.	Non miscible	Miscibilité partielle (Solubilité incomplète)	Miscibilité total
<i>Illicium verum</i>	Non miscible	Non miscible	Miscibilité total

Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum* sont totalement non miscibles dans l'eau distillée en raison de leur nature hydrophobe (Tan *et al.*, 2017). Dans l'éthanol à 70 %, elles présentent une miscibilité variable : *C. cassia* est partiellement miscible grâce à son cinnamaldéhyde, tandis que *I. verum* reste insoluble en raison de la nature plus hydrophobe (Jiang *et al.*, 2025). En revanche, dans l'éthanol à 96 %, les deux huiles deviennent totalement miscibles, ce qui s'explique par les fortes interactions de Van der Waals établies avec ce solvant organique dans un milieu presque anhydre (Tan *et al.*, 2018). Ainsi, les différences de miscibilité observées entre les deux huiles essentielles sont principalement liées à leur composition chimique distincte et à la polarité du solvant utilisé.

4.2.2. Analyse chimique des huiles essentielles de Cannelle de chine et Anis étoile

4.2.2.1. Détermination de l'Indice d'acidité

Le titrage des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum* à l'aide d'une solution de KOH (0,1 N), a entraîné un virage de la solution vers une coloration rose (Fig. 32), indiquant l'atteinte du point d'équivalence.

Les résultats montrent que ces huiles essentielles présentent un indice d'acide de 1,122, valeur inférieure à celles rapportées dans la littérature. Selon Kanko *et al.* (2004), l'indice d'acide reflète la teneur en acides libres dans les huiles essentielles ; une valeur inférieure à 2 témoigne d'une bonne conservation des essences, traduisant l'absence d'altération notable et confirmant la bonne qualité des huiles essentielles étudiées.



Figure 32. Apparition de la coloration rose lors du titrage

4.2.2.2. Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)

La mesure du pH des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum* a été réalisée à l'aide de bandelettes indicatrices (Fig. 33).

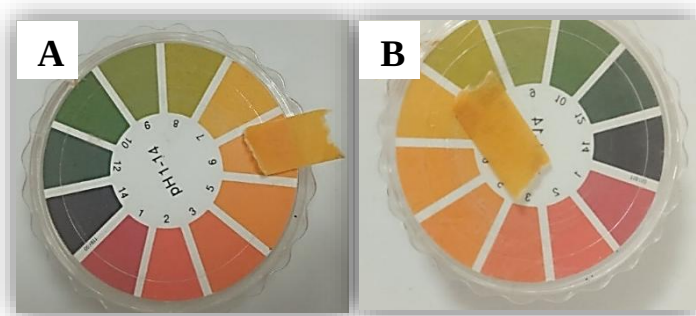


Figure 33. Détermination de pH de cannelle de chine (A) et anis étoile (B).

Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. ont présenté un pH de 6. Cette valeur est légèrement supérieure à celle rapportée par **Pham et Le (2021)**, qui sont de 3,85. Selon ces auteurs, un pH acide traduit la présence de composés acides volatils libres dans la composition des huiles essentielles, ce qui diffère des résultats obtenus dans notre étude. Concernant les huiles essentielles de *Illicium verum*, un pH de 7 a été enregistré.

4.2.2.3. Caractérisation et identification chimique des HEs de *C. cassia* L. et *I. verum* par CPG-MS

Les résultats de la détermination de la composition chimique des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse GC/MS sont illustrés dans le tableau 18.

Tableau 18. Composition chimique des huiles essentielles de *Cinnamomum Cassia* L.

N°	Composé	Tr	Area	%
1	Styrene	7,542	10762732	0,21
2	α -Thujene	8,857	7113893	0,14
3	a-pinene	9,125	261654450	5,21
4	Camphene	9,725	190494498	3,79
5	Benzaldehyde	10,12	14331514	0,29
6	Sabinene	10,58	4254388	0,08
7	b-pinene	10,758	375269132	7,47
8	.beta.-Myrcene	11,209	40858198	0,81
9	Decane	11,614	4985833	0,1
10	Octanal	11,7	2166686	0,04
11	terpinene alpha	12,16	16765391	0,33
12	o-Cymene	12,434	45282590	0,9
13	Limonene	12,637	652187625	12,98
14	Eucalyptol	12,729	484421966	9,64
15	trans-.beta.-Ocimene	12,856	3414023	0,07
16	β -cis-Ocimene	13,215	17889060	0,36
17	terpinene gamma	13,607	58678777	1,17
18	Sabinene hydrate, cis-	14,012	2953189	0,06
19	Terpinolene	14,526	47010489	0,94

20	Linalool	15,024	65374574	1,3
21	2-Methylbenzofuran	16,397	2847170	0,06
22	Benzenepropanal	17,002	3603220	0,07
23	Borneol	17,357	71121999	1,42
24	terpinene-4-ol	17,619	46336990	0,92
25	alpha terpineol	18,067	38804821	0,77
26	Dodecane	18,248	8504576	0,17
27	p-Propylanisole	18,369	5222588	0,1
28	Cinnamaldehyde, cis-	18,753	6547638	0,13
29	cyneme aldehyde	20,488	986379745	19,63
30	acetate de bornyl	20,76	336894817	6,7
31	.alpha.-Cubebene	22,503	41648399	0,83
32	Cyclosativene	23,122	21074961	0,42
33	Cubebene	23,337	615428209	12,25
34	β-Elemene	23,652	2160450	0,04
35	7-epi-Sesquithujene	23,984	9858930	0,2
36	trans-.alpha.-Bergamotene	24,288	162136920	3,23
37	Caryophyllene beta	24,493	233494373	4,65
38	cis-.alpha.-Bergamotene	24,793	34926778	0,7
39	Cinnamyl acetate	25,045	9571430	0,19
40	Humulene	25,416	26965133	0,54
41	Cadina-3,5-diene	25,8	2640999	0,05
42	.gamma.-Muurolene	25,876	6665237	0,13
43	Patchoulene	26,017	2396264	0,05
44	Cadinene	26,189	2032968	0,04
45	b-Selinene	26,258	3715953	0,07
46	(-)-α-Muurolene	26,468	13670305	0,27
47	.beta.-Bisabolene	26,688	2679383	0,05
48	δ-Cadinene	26,954	13814622	0,27
49	Calamenene	27,036	5169074	0,1
50	Naphthalene, 1,2,3,4,4a,7-hexahydro-1,6-dimethyl-4-(1-methylethyl)-	27,309	2727616	0,05
	Total			100%
	Monoterpènes hydrocarburés			34,26
	Monotérpenols			4,47
	Oxyde monoterpéniques			9,64
	Esters			6,89
	Sesquiterpènes Et sesquiterpénols			23,72
	Phénols Et Méthyl-phénols			0,10
	Aldéhydes aromatiques			20,12
	Autres (Styrène, alcanes, furanne...)			0,80
Tr = temps de retention ; Area = aire sous la courbe chromatographique ; % = pourcentage relatif dans les HES				

Les résultats indiquent que 50 constituants, représentant 100 % de la teneur totale, ont été identifiés dans les HES des écorces sèches de *Cinnamomum cassia* L. Les principaux constituants (Fig. 34) sont le cyneme aldéhyde (19,63 %), le limonène (12,98 %), le β-cubébène

(12,25 %), l'eucalyptol (9,64 %), le β -pinène (7,47 %), l'acétate de bornyle (6,70 %), l' α -pinène (5,21 %) et le β -caryophyllène (4,65 %). Ces résultats différents de ceux rapportés par Boubrik *et al.* (2025), qui ont identifié 25 constituants dans la même espèce. Leurs composés principaux étaient le (E)-cinnamaldéhyde (37,72 %), le δ -cadinène (5,02 %), l' α -copaène (4,23 %), l' α -murolène (3,90 %) et le γ -cadinène (3,43 %).

Cette variabilité de composition chimique des huiles essentielles de cannelle de chine s'explique principalement par des facteurs tels que la variété de la plante, son origine géographique, les conditions environnementales et la méthode d'extraction utilisée (Huang *et al.*, 2025).

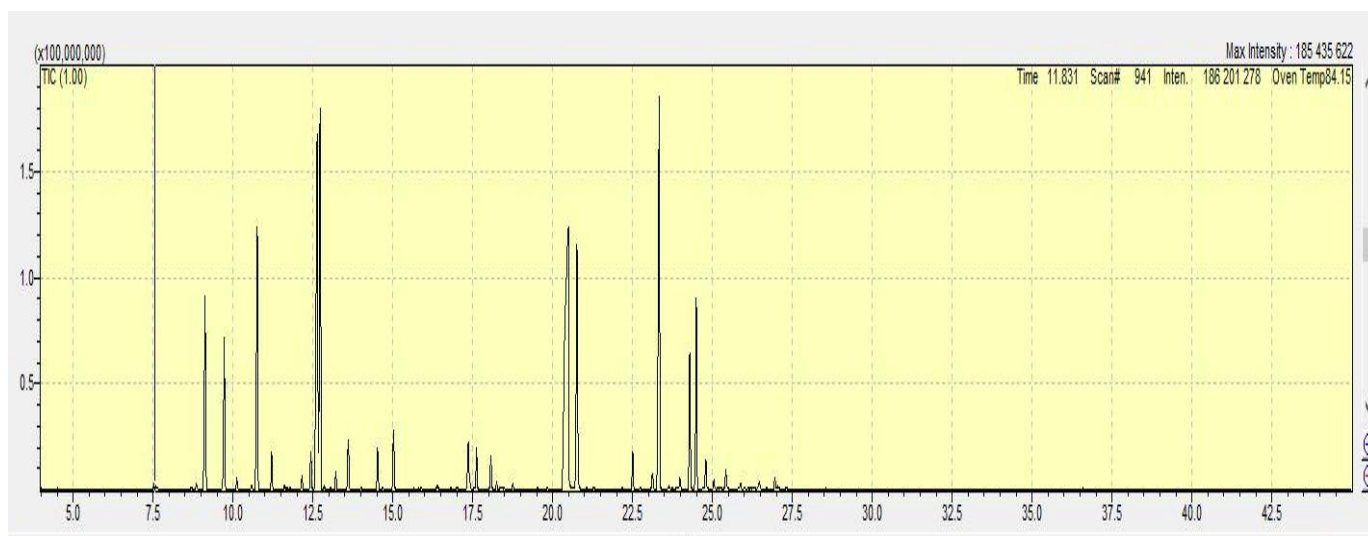


Figure 34. Profil chromatographique des composés volatils de *Cinnamomum cassia L.* par CG/MS.

Les résultats de la composition chimique par analyse chromatographique des huiles essentielles obtenues à partir des fruits sèches de *Illicium verum* sont illustrés dans le tableau 19. La technique chromatographique a permis d'identifier 48 composés

Tableau 19. Composition chimique des huiles essentielles de *Illicium verum*.

N°	Composé	Tr	Area	%
1	alpha.-Phellandrene	8,851	0,19	0,19
2	a-pinene	9,122	4,67	4,67
3	Champhene	9,65	0,03	0,03
4	Camphene	9,71	0,06	0,06
5	Sabinene	10,577	2,37	2,37
6	beta Pinene	10,735	0,88	0,88
7	beta.-Myrcene	11,207	1,47	1,47
8	Decane	11,612	0,03	0,03
9	Pseudolimonene	11,69	0,26	0,26
10	alpha.-Phellandrene	11,783	0,43	0,43
11	delta-3-carene	11,87	4,35	4,35
12	a-terpinene	12,162	0,06	0,06
13	o-Cymene	12,25	0,05	0,05
14	p-Cymene	12,437	1,23	1,23
15	Limonene	12,679	17,06	17,06
16	Eucalyptol	12,734	4,22	4,22
17	trans-.beta.-Ocimene	12,854	0,06	0,06
18	.beta.-Ocimene	13,212	0,14	0,14
19	gamma.-Terpinene	13,601	0,43	0,43
20	Sabinene hydrate, trans-	14,018	0,13	0,13
21	Terpinolene	14,519	0,35	0,35
22	p-Cymenene	14,673	0,04	0,04
23	Linalol	15,037	3,69	3,69
24	E-P2,8 menthadien-1-ol	15,724	0,03	0,03
25	.alpha.-Campholenal	15,889	0,03	0,03
26	p-menth-8-n, 1,2 epoxy	16,08	0,09	0,09
27	Limonene oxide, trans-	16,215	0,07	0,07
28	Pinocarveol, trans-	16,397	0,04	0,04
29	Terpinen-4-ol	17,61	0,47	0,47
30	alpha.-Terpineol	18,061	0,29	0,29
31	Estragole	18,149	1,83	1,83
32	Dodecane	18,242	0,06	0,06
33	cumin aldehyde	19,492	0,1	0,1
34	Geraniol	19,695	0,04	0,04
35	p-Anisaldehyde	19,861	2,7	2,7
36	Cinnamaldehyde, (E)-	20,45	0,09	0,09
37	Anethole	21,004	49,26	49,26
38	Eugenol	22,567	0,05	0,05
39	Copaene	23,297	0,48	0,48

40	Anisylmethylkeone	23,378	0,13	0,13
41	β -Elemene, (-)-	23,649	0,07	0,07
42	cis-.alpha.-Bergamotene	24,274	0,31	0,31
43	Caryophyllene beta	24,474	0,48	0,48
44	trans-.alpha.-Bergamotene	24,791	0,75	0,75
45	(E)-.beta.-Farnesene	25,264	0,06	0,06
46	.beta.-Bisabolene	25,424	0,17	0,17
47	alpha.-Farnesene	26,68	0,07	0,07
48	.alpha.-Phellandrene	36,573	0,03	0,03
	Total			97,29
	Monoterpènes hydrocarburés			31,28%
	Monotérpenols			4,69%
	Oxyde monoterpéniques			4,38%
	Sesquiterpènes Et sesquiterpénols			2 ,39%
	Phénols Et Méthyl-phénols			51,27%
	Aldéhydes aromatiques			2,89%
	Autres (Styrène, alcanes, furanne...)			0,39%
Tr = temps de rétention ; Area = aire sous la courbe chromatographique ; % = pourcentage relatif dans les HEs				

Les résultats indiquent que 48 constituants, représentant 97,29 % de la teneur totale, ont été identifiés dans les HEs des fruits sèches de *Illicium verum*. Les principaux constituants (Fig. 35) sont l'anethole (49,26 %), le limonene (17,06 %), l'a-pinene (4,67 %), le delta-3-carene (4,35 %), l'eucalyptol (4,22 %), le linalol (3,69 %), le p-Anisaldehyde (2,7 %) et le Sabinene (2,37 %). Ces résultats diffèrent de ceux rapportés par **Masri et al. (2024)**, qui ont identifié 25 constituants dans la même espèce, avec comme composés principaux l'E-anéthole (88,38 %), suivi du shisofuran (2,88 %) et du limonène (2,01 %).

Selon **Wang et al. (2007)**, ces différences peuvent être étroitement liées aux lieux de culture, aux climats et aux autres paramètres environnementaux de *Illicium verum*. Elles sont également liées aux conditions d'extraction et aux conditions chromatographiques.

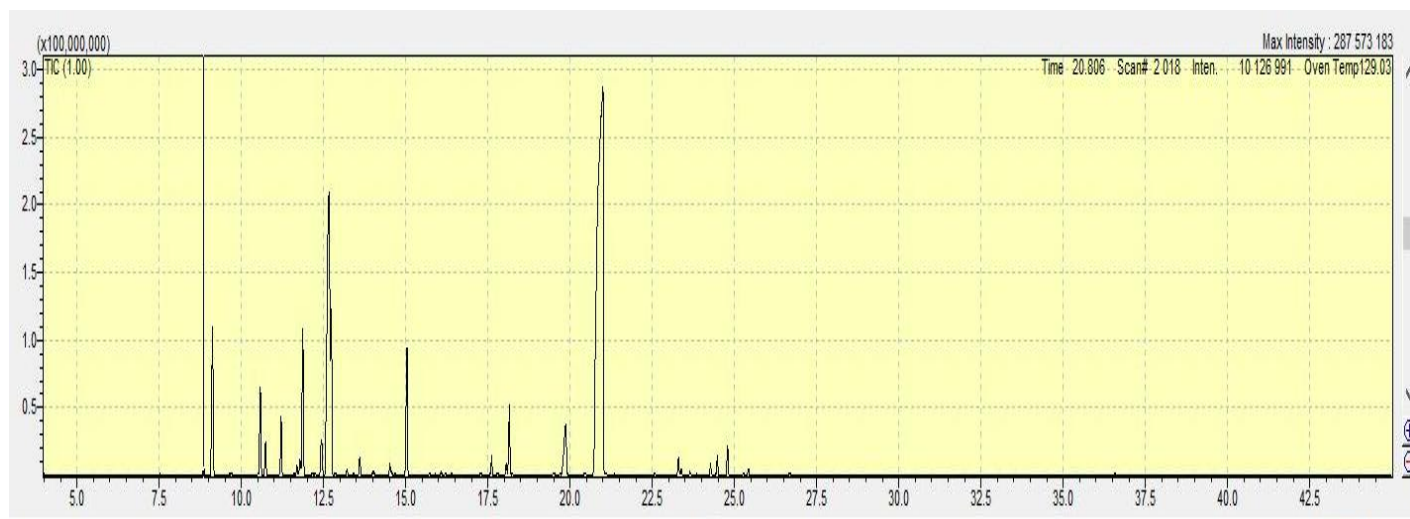


Figure 35. Profil chromatographique des composés volatils de *Illicium verum* par CG/MS.

Les compositions chimiques des deux huiles essentielles révèlent des différences majeures. Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. sont dominées par les monoterpènes hydrocarburés (34,26%), les aldéhydes aromatiques (20,12%) et les sesquiterpènes (23,72%), avec comme composés principaux le cynène aldéhyde (19,63%), le limonène (12,98%) et le cubébène (12,25%). En revanche, les huiles essentielles de *Illicium verum* sont caractérisées par une prédominance des phénols et méthyl-phénols (51,27%), principalement l'anéthole (49,26%), ainsi que par une teneur élevée en monoterpènes hydrocarburés (31,28%), notamment le limonène (17,06%) et l' α -pinène (4,67%). Ainsi, la classe chimique majoritaire diffère entre les deux espèces : *C. cassia* est plus riche en aldéhydes aromatiques et en sesquiterpènes, tandis que *I. verum* est dominée par les composés phénoliques de type anéthole.

4.3. Activités biologiques

4.3.1. Activité antioxydants

L'activité antiradicalaire a été déterminée vis-à-vis du radical DPPH, qui est l'un des premiers radicaux libres employés dans l'analyse de la relation structure-activité antioxydants (Goudjil, 2015).

Le radical libre 1,1-diphényl-2-picrylhydrazyle (DPPH) est un composé stable largement utilisé pour quantifier le potentiel antioxydant. En solution, ce radical présente une coloration violette caractéristique qui vire au jaune lors de sa réduction par des agents donneurs d'hydrogène. Cette décoloration, est proportionnelle à la capacité antioxydante de l'échantillon, et mesurée par spectrophotométrie à une longueur d'onde de 517 nm (Sadeghi *et al.*, 2022 ; Bamba *et al.*, 2023).

Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. ont montré une activité antiradicalaire modérée (Fig. 37) avec une IC₅₀ de l'ordre de 163,82 µg/ml, tandis que celle de *Illicium verum* a présenté une activité faible (Fig. 38) avec une valeur de 2282,35 µg/ml.

Pour comparer l'activité antiradicalaire des deux huiles essentielles, nous avons calculé leur concentration inhibitrice à 50 % (IC₅₀), qui correspond à la concentration de l'échantillon nécessaire pour réduire de 50 % l'absorbance de la solution initiale de DPPH. Les valeurs d'IC₅₀ sont inversement proportionnelles à l'effet « scavenger » : plus elles sont faibles, plus l'effet antiradicalaire est important (Goudjil, 2015).

En comparant les IC₅₀ des deux huiles essentielles testées à celle du standard acide ascorbique (Fig. 36), nous avons constaté que ce dernier présente une forte activité antioxydants, avec une IC₅₀ de l'ordre de 2,95 µg/ml (tableau 20).

Tableau 20. Potentiel antioxydant des huiles essentielles de *C. cassia* et *I. verum* versus acide ascorbique.

Echantillon	IC ₅₀ (µg/ml)	Activité
Acide ascorbique	2,95	Très forte
HEs de Cannelle cassia	163,82	Modérée à Forte
HEs d'Anis étoile	2282,35	Faible

L'étude menée par **Chen (2023)** a rapporté que les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. possède une activité antioxydant avec une valeur d'IC₅₀ de 870 µg/mL, valeur nettement supérieure à celle du standard acide ascorbique (10 µg/mL). Ce résultat indique que l'activité des huiles essentielles sont moins élevées que celle du standard de référence, et également inférieure à celle obtenue dans notre étude (IC₅₀ = 163,82 µg/mL).

Cette activité antiradicalaire des huiles essentielles de cannelle de Chine est attribuée à la présence de certains composés phytochimiques. En effet, les composés phénoliques, grâce à leurs groupes hydroxyles phénoliques, jouent un rôle clé dans le piégeage des radicaux libres DPPH en leur cédant un atome d'hydrogène, ce qui interrompt la chaîne de propagation lors de l'oxydation (**Morales et Lucas, 2010**). L'efficacité antioxydante dépend directement du nombre et de la position de ces groupes hydroxyles (**Chen et al., 2020**).

Selon une étude antérieure, les phénylpropanoïdes, tels que le cinnamaldéhyde, présentent une activité de piégeage du DPPH comprise entre 23 et 57 %, correspondant à une activité antioxydante faible à modérée. En revanche, l'eugénol, également identifié comme l'un des principaux constituants des huiles essentielles de *C. cassia* L., contribue à l'activité

antioxydante à des proportions comprises entre 58 et 81 %, témoignant ainsi de son important pouvoir antioxydant (Sharma *et al.*, 2016).

Par ailleurs, l'étude d'Outemsaa *et al.* (2021) a rapporté que les huiles essentielles de *Illicium verum* possède une activité antioxydante avec une valeur d'IC₅₀ de 286,190 µg/mL, valeur nettement supérieure à celle du standard acide ascorbique (90 µg/mL). Ce résultat indique que l'activité de ces huiles essentielles est très faible, contrairement à notre étude où l'IC₅₀ est de 2282,35 µg/mL. Cette différence peut être attribuée à la forte teneur en trans-anéthole dans la composition chimique des huiles essentielles de *Illicium verum*.

Par conséquent, nous avons démontré que les huiles essentielles de *C. cassia* L. présente une activité antioxydante supérieure à celle de *I. verum*, et cette différence est attribuée à leur composition chimique distincte.

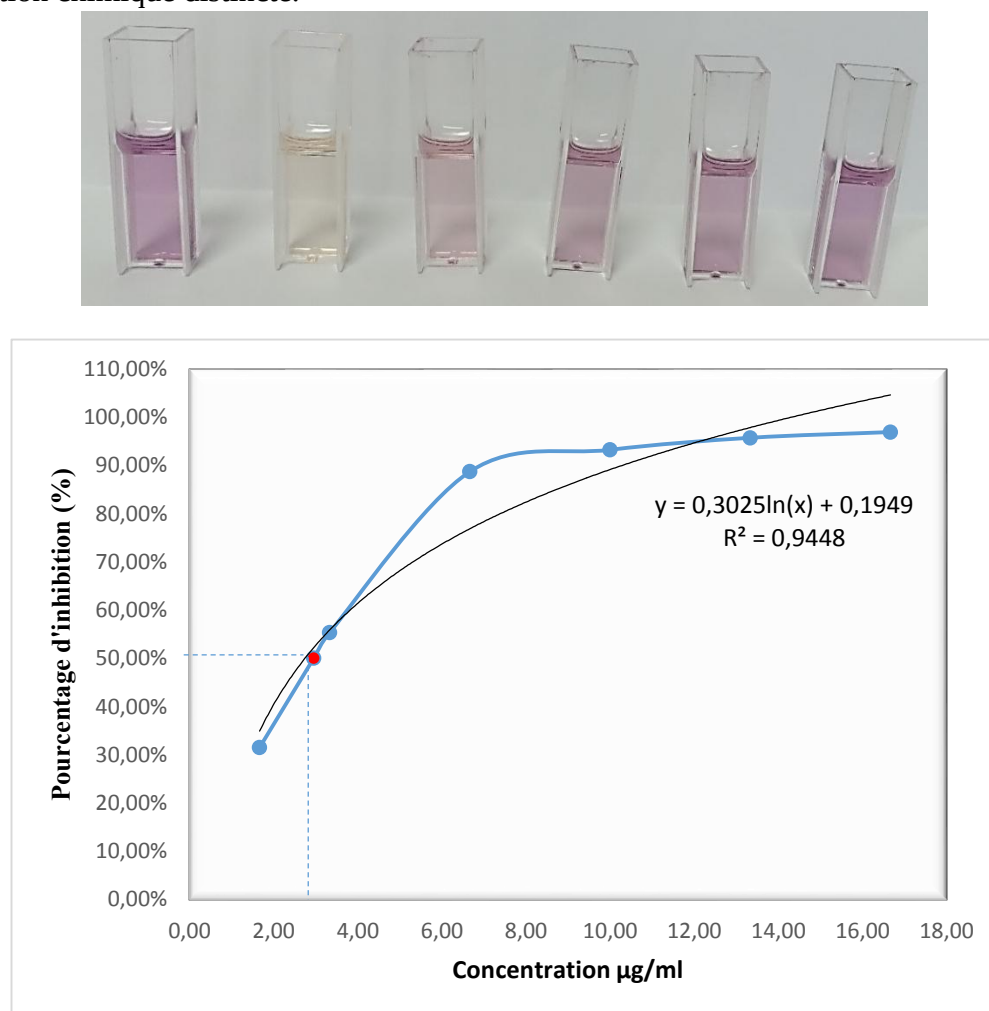


Figure 36. Évaluation de l'activité antiradriculaire de l'acide ascorbique par le test DPPH.

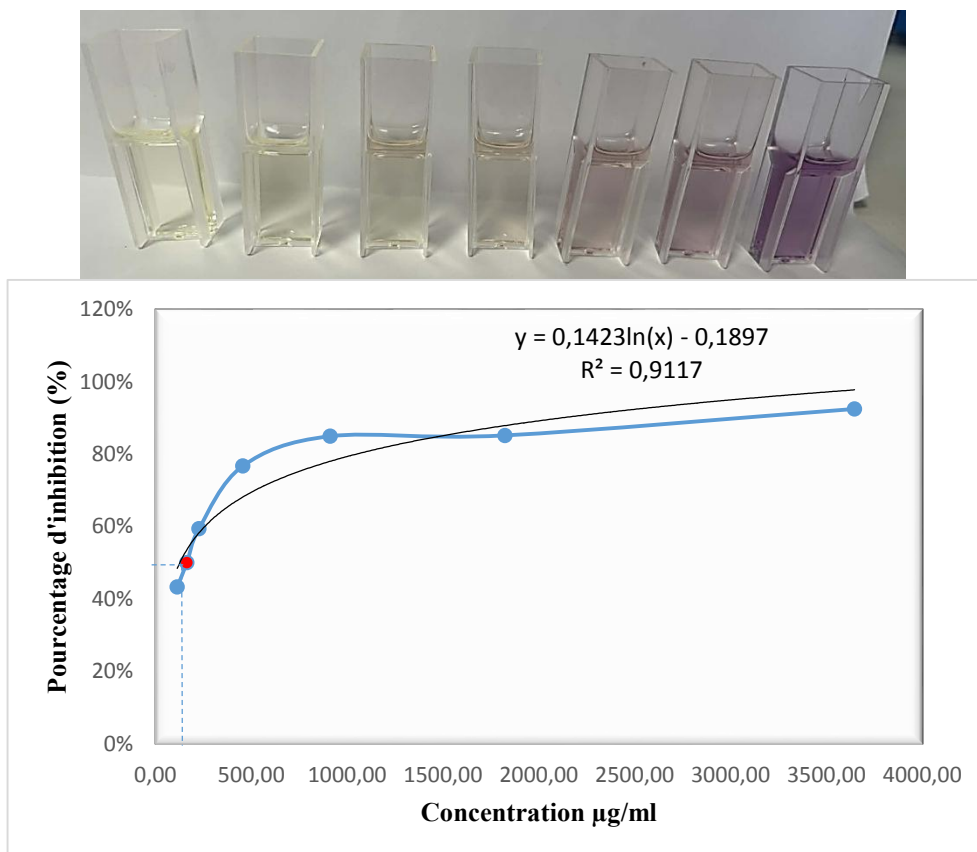


Figure 37. Évaluation de l'activité antiradicalaire des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia L.* par le test DPPH.

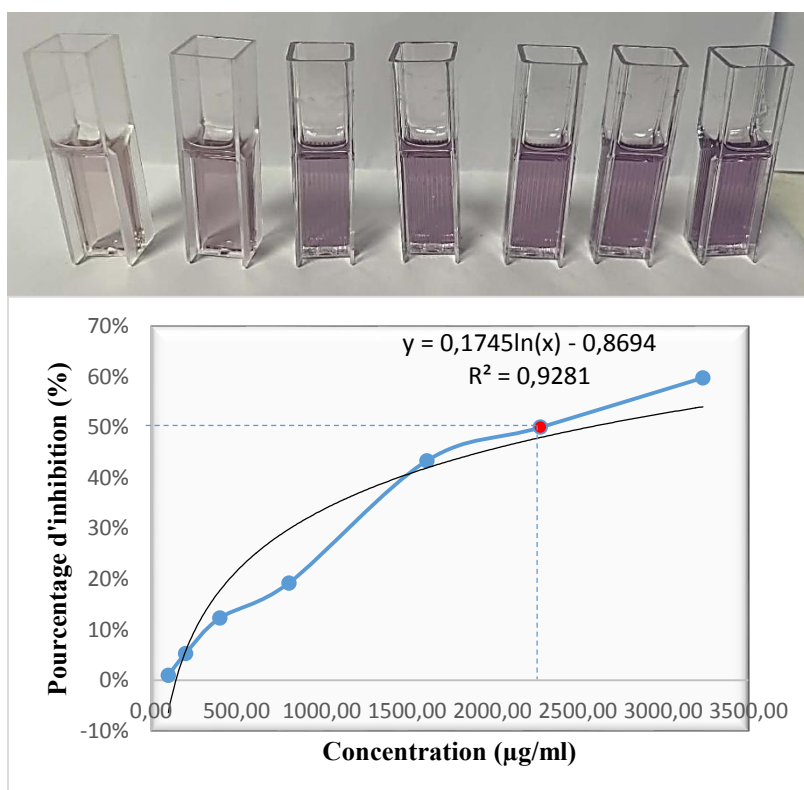


Figure 38. Évaluation de l'activité antiradicalaire des huiles essentielles de *Illicium verum* par le test DPPH.

4.3.2. Activité antimicrobienne

4.3.2.1. Réactivation et confirmation des souches microbiennes étudiées

Après incubation à 37°C pendant 18 à 24 heures pour les souches bactériennes, et 30 °C pendant 48 heures pour *Candida albicans*, les aspects macroscopiques (Fig. 39) suivants ont été observés (tableau 21) :

Tableau 21. Aspect macroscopique des souches microbiennes étudiées.

Code	Souches	Aspect macroscopique
S1	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	Colonies isolées, de taille moyenne, circulaires, de couleur blanchâtre et de forme régulière.
S2	<i>Klebsiella pneumoniae</i> ATCC 700603	Colonies de grande taille formant de larges nappes coulantes, d'aspect gras et muqueux (visqueux), de couleur orange soumon.
S3	<i>Proteus mirabilis</i> ATCC 35659	Formation de vagues successives à la surface de la gélose, donnant un voile fin et transparent.
S4	<i>Citrobacter freundii</i> ATCC 13316	Colonies convexes, opaques, de couleur blanc-crème.
S5	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	Colonies plates et étalées, caractérisées par un pigment vert-bleu fluorescent diffusant dans la gélose.
S6	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	Colonies de petite taille, isolées, circulaires et régulières, de couleur jaune-doré.
S7	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 10876	Colonies de grande taille, de couleur blanchâtre, de forme irrégulière.
S8	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 11778	Colonies blanches à crème, lisses et d'aspect crémeux.

L'examen macroscopique des souches testées révèle des caractéristiques identiques à celles documentées dans la littérature par **Sapkota (2021)**, **AgriMyc (2022)**, **Breed et al. (1930)**, **ASCP. (s.d.)** ainsi que par **Braun (1956)**.

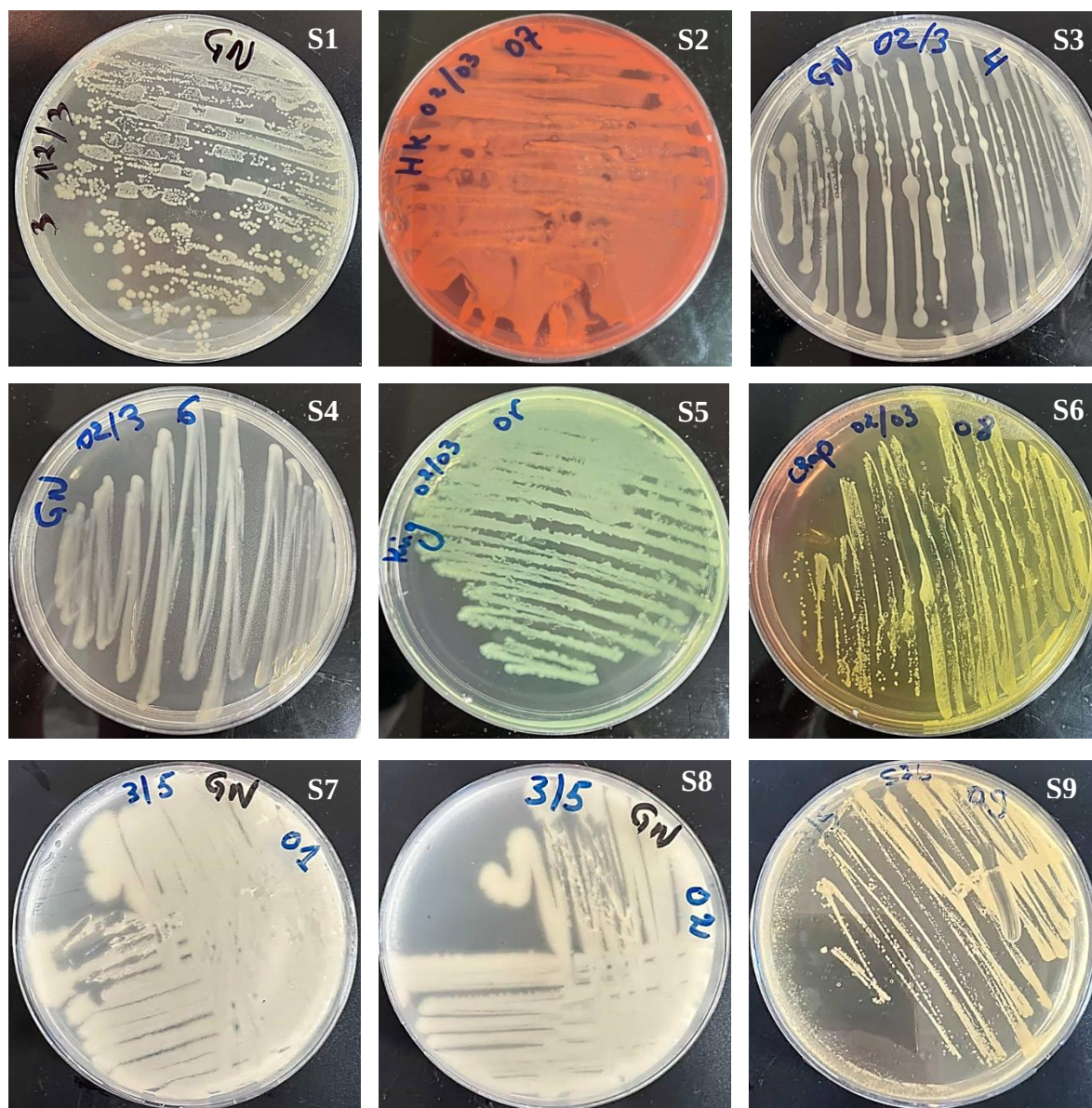


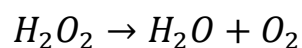
Figure 39. Aspect macroscopique des souches étudiées sur des géloses appropriés.

a. L'examen microscopique

L'examen microscopique des cellules microbiennes (tableau 22) inclut l'observation à l'état brut (montage entre lame et lamelle de microorganismes vivants) ainsi que l'observation après coloration de Gram et bleu de méthylène selon l'espèce (Fig. 40). Cette dernière est réalisée au grossissement x100 après ajout d'une goutte d'huile à immersion.

b. Tests biochimiques

Après identification des souches, deux tests enzymatiques ont été réalisés (tableau 22). Les résultats montrent que le test catalase est positif chez toutes les souches testées, se traduisant par la dégradation du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène (**Holt et al., 1994**):



Quant au test oxydase, les souches S1, S4, S5, S7 et S8 se sont révélées positives. Cette positivité se manifeste par l'apparition d'une coloration rouge virant au violet foncé en 20 à 60 secondes, indiquant la présence d'un cytochrome oxydase. Cette réaction résulte de l'oxydation du réactif (N-méthylé du paraphénylène diamine) par le cytochrome c de la chaîne respiratoire (Arabi, 2018) :

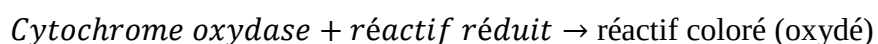


Tableau 22. L'aspect microscopique des souches microbiennes étudiées

Code	Souches	Mobilité	Forme	Gram	Oxydase	Catalase
S1	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	+	Bâtonnet	-	+	+
S2	<i>Klebsiella pneumoniae</i> ATCC 700603	-	Bâtonnet	-	-	+
S3	<i>Proteus mirabilis</i> ATCC 35659	+	Bâtonnet	-	-	+
S4	<i>Citrobacter freundii</i> ATCC 13316	+	Bâtonnet	-	+	+
S5	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	+	Bâtonnet	-	+	+
S6	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	-	Coque	+	-	+
S7	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 10876	+	Bacille	+	+	+
S8	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 11778	+	Bacille	+	+	+
S9	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	-	Ovale	+	-	+

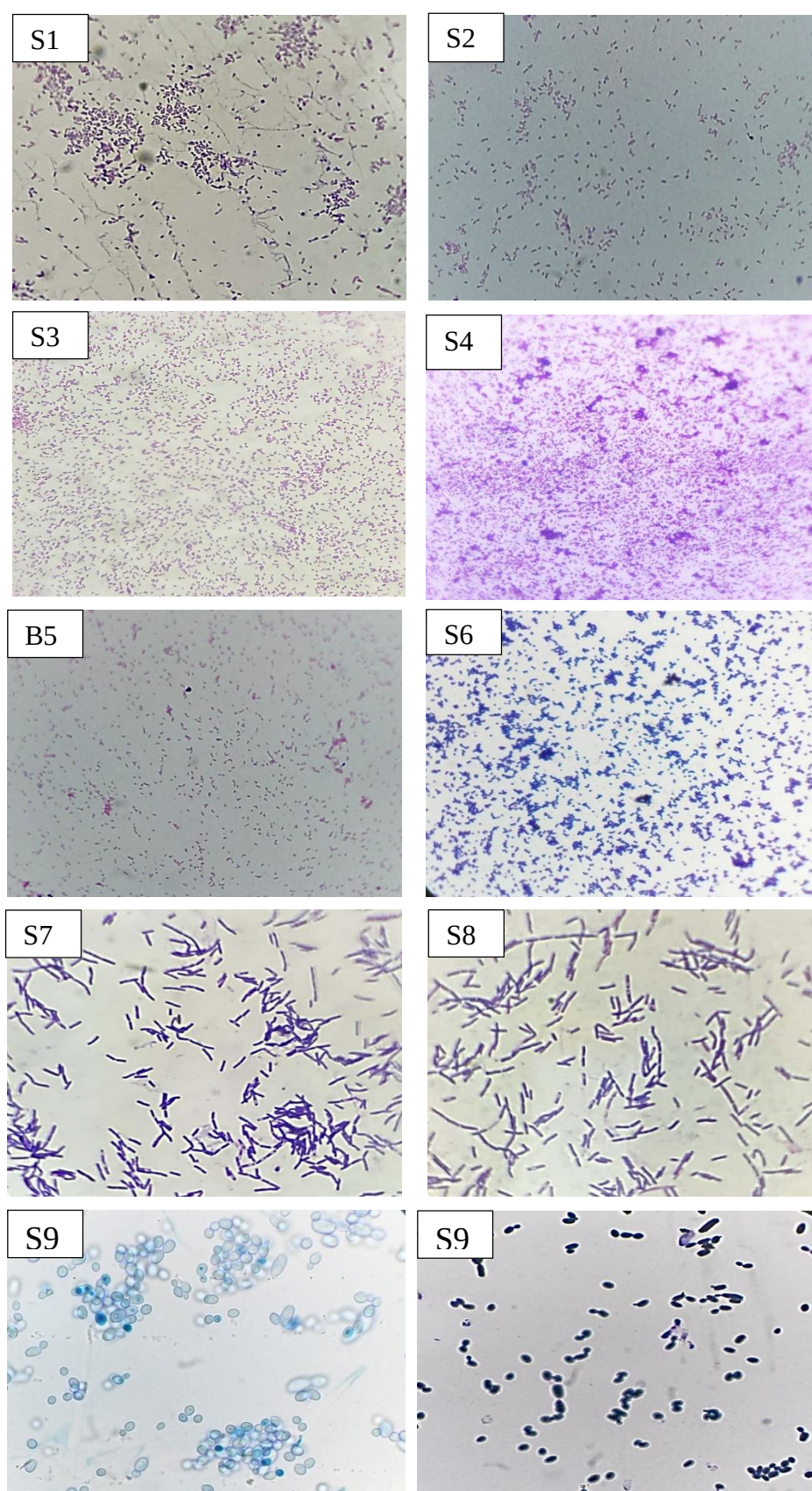


Figure 40. Aspect microscopique après coloration de Gram pour les souches (S1, S2, S3, S4, S5, S6, S7 et S8) et au bleu de méthylène pour S9 aux grossissements X 100.

4.3.2.3. Évaluation de l'activité antimicrobienne des huiles essentielles de *C. cassia* L. et *I. verum*

4.3.2.3.1. Aromatogramme

Les résultats ont consisté à mesurer, à l'aide d'un pied à coulisse, les diamètres des zones d'inhibition (en millimètres) formées autour des disques (Fig. 41). Ces mesures ont permis d'évaluer quantitativement l'activité antimicrobienne des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum*, en référence aux normes d'interprétation établies par **Ponce et al. (2003)** et présentées dans le tableau 23 :

Tableau 23. Interprétation de l'activité antimicrobienne des huiles essentielles selon les diamètres d'inhibition (**Ponce et al., 2003**).

Diamètre de la zone d'inhibition (Ø en mm)	Interprétation
Inférieur à 8 mm	Non sensible (Résistant) (-)
Entre 9 et 14 mm	Sensible (+)
Entre 15 et 19 mm	Très sensible (++)
Supérieur à 20 mm	Extrêmement sensible (+++)

Les résultats du tableau 24 montrent que les huiles essentielles de *C. cassia* L. présentent une activité antibactérienne et antifongique très élevée sur l'ensemble des souches (S1- S9), avec des diamètres d'inhibition compris entre 18,1 et 47,1 mm, ce qui traduit une hyperactivité.

En revanche, celles de *I. verum* ont montré une activité beaucoup plus faible, avec des diamètres d'inhibition de 7,15 à 10,2 mm, caractéristique d'une hypoactivité.

Tableau 24. Résultats de l'aromatogramme des huiles essentielles de *C. cassia* L. et *I. verum* sur les souches étudiées.

Souches	Zones d'inhibition en (mm)						Résultats de sensibilités	
	HE _{CN}	HE _{AE}	GEN	NA	CIP	ECN	CN	AE
S1	40,97	8,84	/	21,79	/	/	ES (+++)	S (+)
S2	47,1	8,2	9,87	/	/	/	ES (+++)	S (+)
S3	45,1	9,3	/	25,88	/	/	ES (+++)	S (+)
S4	22,7	7,7	21,00	/	/	/	ES (+++)	R (-)
S5	28,7	9,7	18,53	/	/	/	ES (+++)	S (+)
S6	42,1	9,3	24,43	/	/	/	ES (+++)	S (+)
S7	39,22	7,15	14,72	/	/	/	ES (+++)	R (-)
S8	34,21	9,43	/	/	27,56	/	ES (+++)	S (+)
S9	18,1	10,2	/	/	/	23,03	TS (++)	S (+)

Les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. testées dans notre étude ont montré une efficacité supérieure à celle rapportée dans la littérature pour la plupart des souches microbiennes. En effet, comparées aux résultats d'**El Atki et al. (2019)**, nos huiles essentielles ont présenté une activité antibactérienne plus élevée contre *Escherichia coli* ATCC 25922 (40,97 mm contre 29,0 mm) et contre *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 (42,1 mm contre 40,0 mm), mais légèrement plus faible contre *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 (28,7 mm contre 30,5 mm). Par ailleurs, selon **Silva et al. (2023)**, le diamètre d'inhibition obtenu contre *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603 (33 mm) est inférieur à celui de nos huiles essentielles (47,1 mm), alors que leur activité antifongique contre *Candida albicans* ATCC 76615 (30 mm) est supérieure à la nôtre (18,1 mm). Enfin, **Hoque et al. (2019)** ont rapporté une activité contre *Bacillus cereus* IFO 3457 de 46,5 mm, valeur supérieure à celles obtenues dans notre étude (39,22 mm et 34,21 mm).

De plus, les HEs de cannelle de Chine présente également une activité antibactérienne contre *Listeria monocytogenes* ATCC 43256, *Salmonella Enteritidis* SE 1 et *Alcaligenes faecalis* IFO 12669, avec des diamètres d'inhibition respectifs de 27,3 mm, 22,2 mm et 22,2 mm (**Hoque et al., 2019**).

D'après **Balkan et al. (2016)**, les huiles essentielles de *Thymus vulgaris* présentent une activité antibactérienne notable sur *Citrobacter freundii* et *Proteus mirabilis*, avec des diamètres d'inhibition respectifs de 24 mm et 17 mm.

Les résultats révèlent que l'activité antimicrobienne des huiles essentielles de *C. cassia* L. est supérieure à celle des antibiotiques utilisés comme contrôles positifs.

La forte activité antimicrobienne observée pour les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. peut être attribuée à l'action du trans-cinnamaldéhyde, qui est considéré comme leur principal composant majoritaire. Les études ont montré que le trans-cinnamaldéhyde possède l'activité antimicrobienne la plus élevée par rapport aux autres composants (**El Atki et al., 2019**).

Les huiles essentielles de *Illicium verum* testées dans notre étude ont présenté une efficacité variable par rapport aux résultats rapportés dans la littérature selon les souches microbiennes. En effet, d'après **Outemsaa et al. (2021)**, l'activité observée contre *Staphylococcus aureus* est légèrement inférieure à celle décrite dans leur étude (9,3 mm contre 9,66 mm), tandis qu'elle est supérieure contre *Escherichia coli* (8,84 mm contre 6 mm) et *Klebsiella pneumoniae* (8,2 mm contre 6 mm). Par ailleurs, **Kačániová et al. (2026)** ont rapporté une activité antifongique contre *Candida albicans* avec un diamètre d'inhibition de

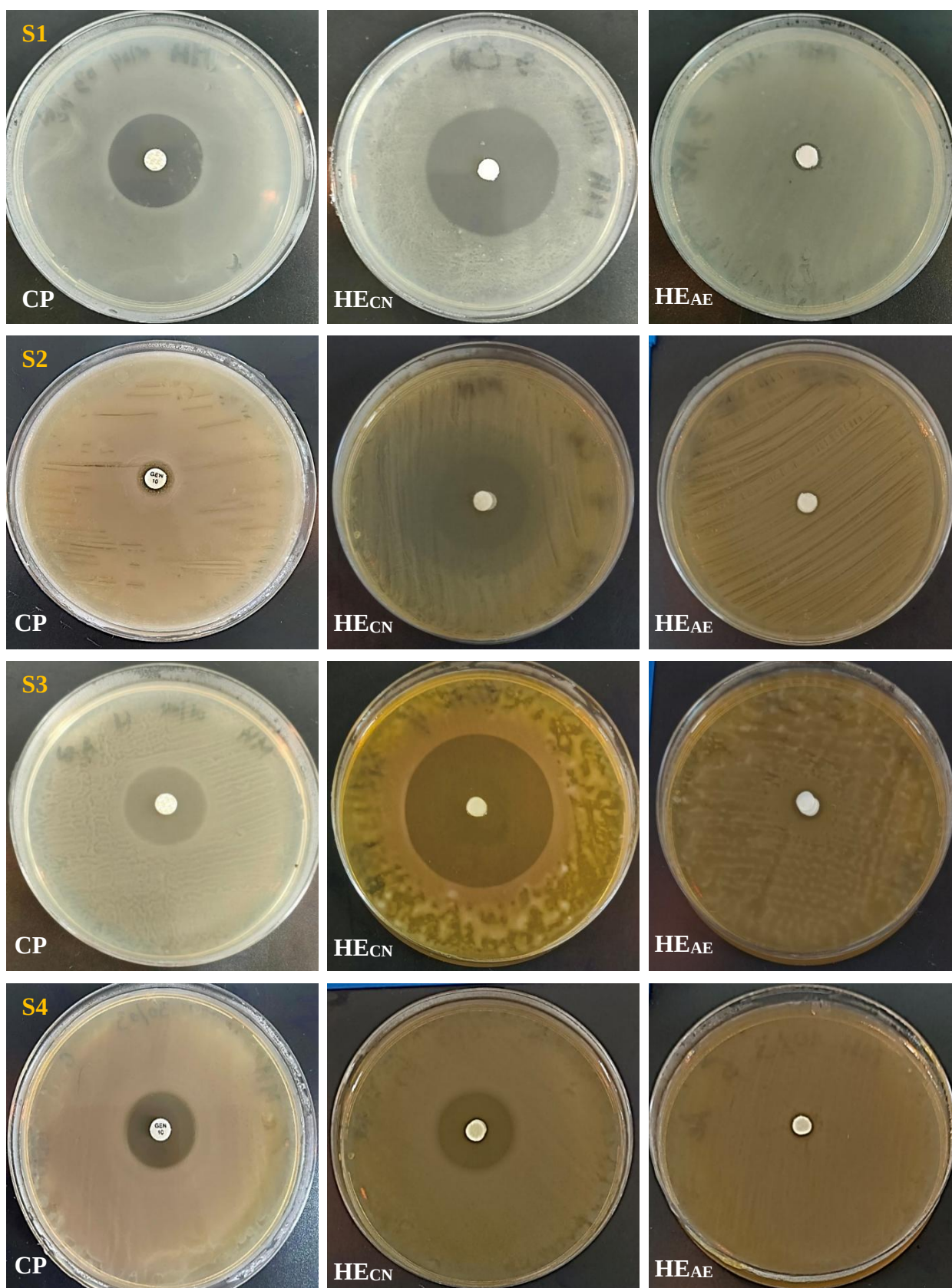
8,33 mm, légèrement inférieur à celui obtenu dans notre étude (10,2 mm). De plus, selon **Hirunsuk et Sukcharoen (2025)**, les HEs de *Illicium verum* n'ont montrés aucune activité contre *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, alors que nos huiles essentielles ont présenté une activité notable avec un diamètre d'inhibition de 9,7 mm. Enfin, **Kačániová et al. (2024)** ont mis en évidence un diamètre d'inhibition de 10,33 mm contre *Citrobacter freundii* CCM 7187, supérieur à notre résultat (7,7 mm).

De plus, les huiles essentielles de badiane montrent une activité antibactérienne contre *Yersinia enterocolitica* (11,33 mm) et *Salmonella enterica* (12,33 mm), ainsi qu'une activité antifongique contre *Candida krusei* (9,67 mm) (**Kačániová et al., 2026**).

La faible activité antimicrobienne observée pour les huiles essentielles de *Illicium verum* pourrait être attribuée à la prédominance du trans-anéthole, considéré comme leur principal composé majoritaire. Les études ont montré que le trans-anéthole possède une activité antimicrobienne modérée par rapport à d'autres composés phénoliques, ce qui expliquerait la moindre efficacité de ces huiles essentielles (**Outemsaa et al., 2021 ; Sharafan et al., 2022**).

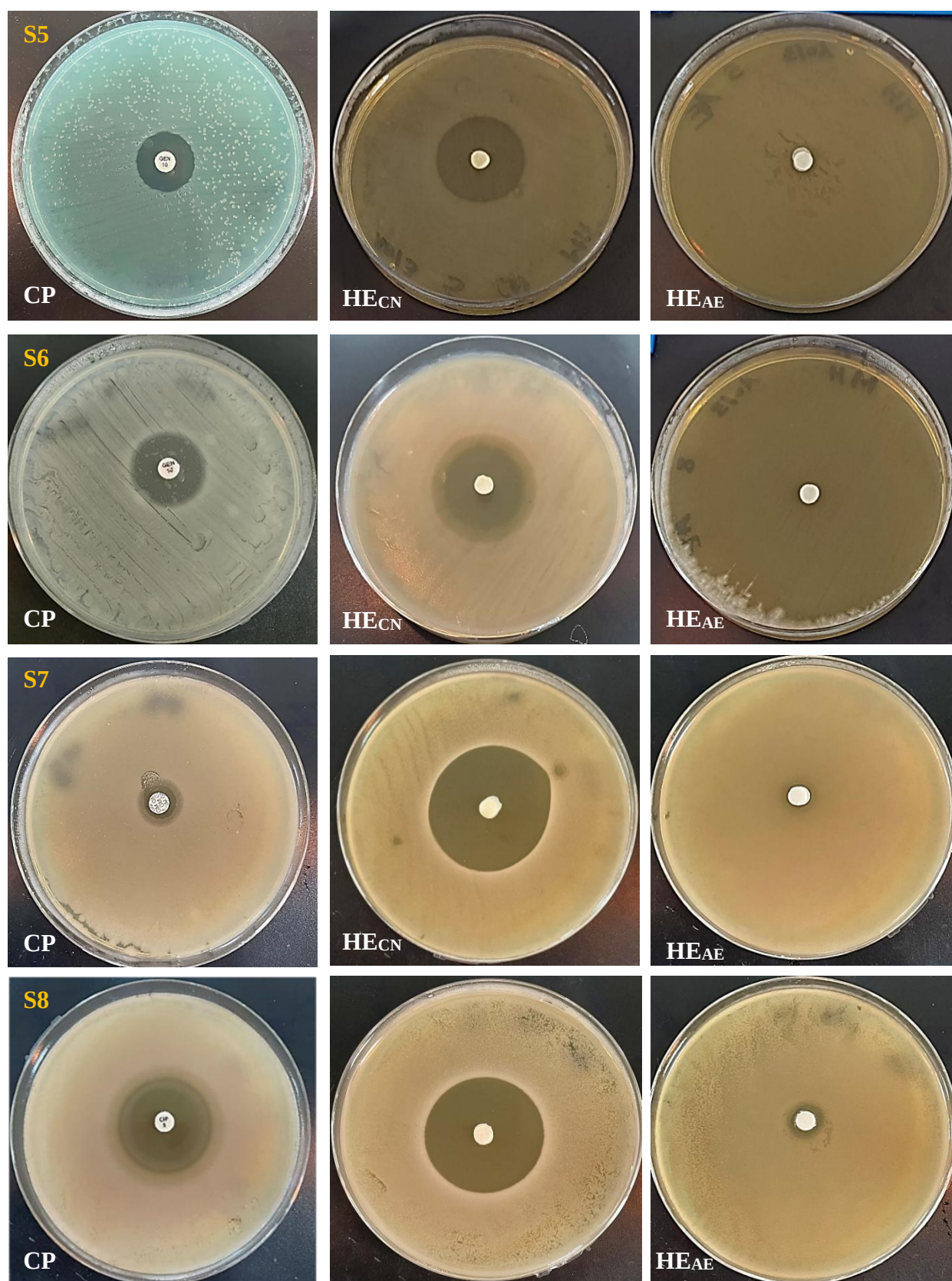
Les résultats révèlent que l'activité antimicrobienne des huiles essentielles de *I. verum* est inférieure à celle des antibiotiques utilisés comme contrôles positifs.

Par conséquent, nous avons démontré que les huiles essentielles de *C. cassia* L. présentent une activité antimicrobienne supérieure à celle de *I. verum*, et cette différence est attribuée à leur composition chimique distincte.



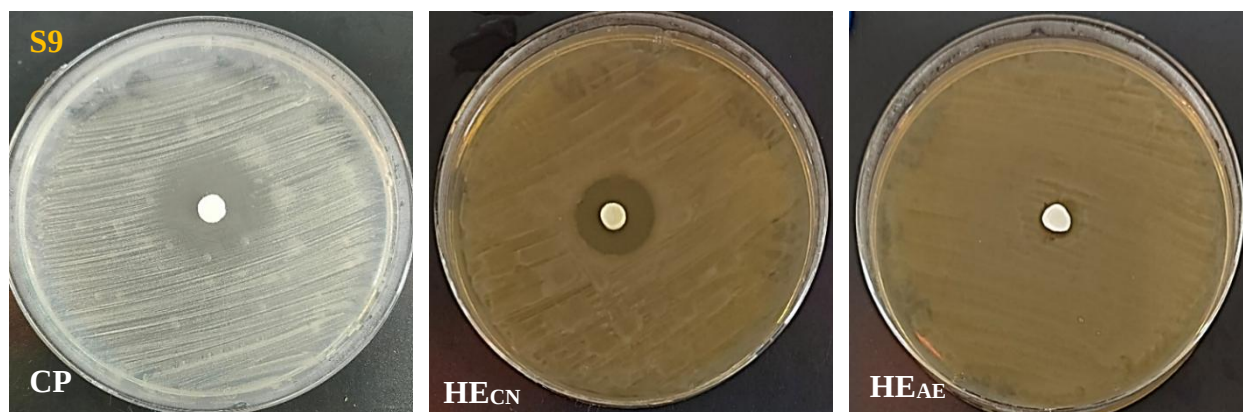
CP : contrôle positive ; HE_{CN} : HEs cannelle de chine ; HE_{AE} : HEs anis étoile

Figure 41. Aromatogramme des HEs de *Cinnamomum cassia* L. et *Illicium verum* vis-à-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9) par diffusion en milieu gélose.



CP : contrôle positive ; HE_{CN} : HEs cannelle de chine ; HE_{AE} : HEs anis étoile

Figure 41 (suite). Aromatogramme des HEs de *Cinnamomum cassia* L. et *Illicium verum* vis-à-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9) par diffusion en milieu gélose.



CP : contrôle positive ; **HE_{CN}** : HES cannelle de chine ; **HE_{AE}** : HES anis étoile

Figure 41 (suite). Aromatogramme des HES de *Cinnamomum cassia* L. et *Illicium verum* vis-à-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9) par diffusion en milieu gélose.

4.3.2.3.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

Une concentration minimale inhibitrice (CMI) a été établie comme la plus petite la concentration des échantillons examinés où aucune croissance n'a été observée (**Arabi, 2018**).

L'évaluation des concentrations minimales inhibitrices (CMI), rapportées dans le tableau 25, démontre que les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. exercent une forte activité antibactérienne et antifongique. Les résultats indiquent que les souches S3, S7, S8 et S9 sont inhibées à 0,31 µg/ml, la souche S1 est inhibé à 0,6 µg/ml (Fig. 42 et 43). Tandis que les souches S2, S4, S5 et S6 à 1,25 µg/ml.

Concernant les huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L., l'étude d'**El Atki et al. (2019)** a rapporté des CMI de 19,53 µg/mL contre *Pseudomonas aeruginosa*, et de 4,88 µg/mL contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*.

En comparaison, nos huiles essentielles ont montré des CMI nettement plus faibles, avec des valeurs respectives de 1,25 µg/mL, 0,6 µg/mL et 1,25 µg/mL, traduisant une activité antimicrobienne plus marquée. Par ailleurs, l'activité antibactérienne la plus élevée a été

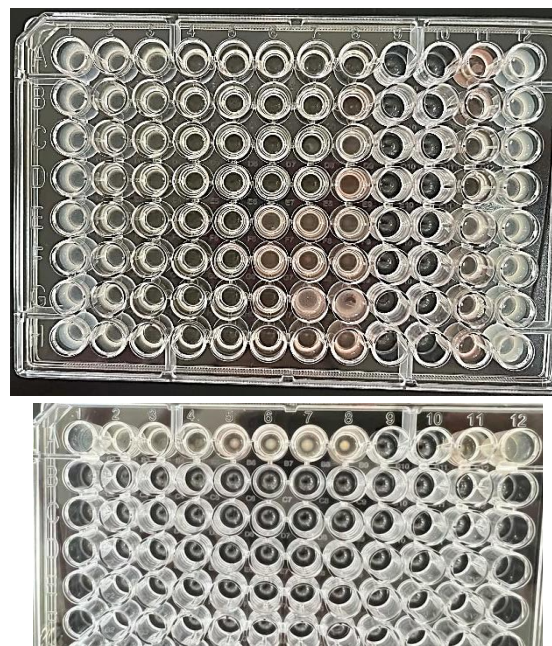


Figure 42. La concentration minimale inhibitrice (CMI) des HES *Cinnamomum cassia* L. vis-à-vis des souches (S1 à S9).

observée contre *Bacillus cereus* (CMI = 0,3 µg/mL), une valeur largement inférieure à celle rapportée par **Hoque et al. (2019)**.

En ce qui concerne les huiles essentielles *Illicium verum*, les examens de dépistage ont montré des zones d'inhibition très limitées, suggérant une activité antimicrobienne négligeable. Selon les protocoles en microbiologie (**Guiraud, 2003 ; Boucherit et al., 2015**), nous avons estimé que déterminer sa CMI n'était pas nécessaire. L'élément principal à retenir est que cette huile est jugée inactive sur les souches évaluées, possiblement en raison d'une composition chimique sans composés antibactériens forts.

Tableau 25. Concentration minimale inhibitrice (CMI) des HEs *Cinnamomum cassia* L.

Huiles essentielles en µg/ml											
Souches		20	10	5	2.5	1.25	0.62	0.31	0.15	CP	CN
<i>Escherichia coli</i>	ATCC 25922	-	-	-	-	-	-	+	+	+	-
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	ATCC 700603	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-
<i>Proteus mirabilis</i>	ATCC 35659	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-
<i>Citrobacter freundii</i>	ATCC 13316	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	ATCC 27853	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-
<i>Staphylococcus aureus</i>	ATCC 25923	-	-	-	-	-	+	+	+	+	-
<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 10876	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-
<i>Bacillus cereus</i>	ATCC 11778	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-
<i>Candida albicans</i>	ATCC 10231	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-

+ : présence ; - : absence ; : CMI

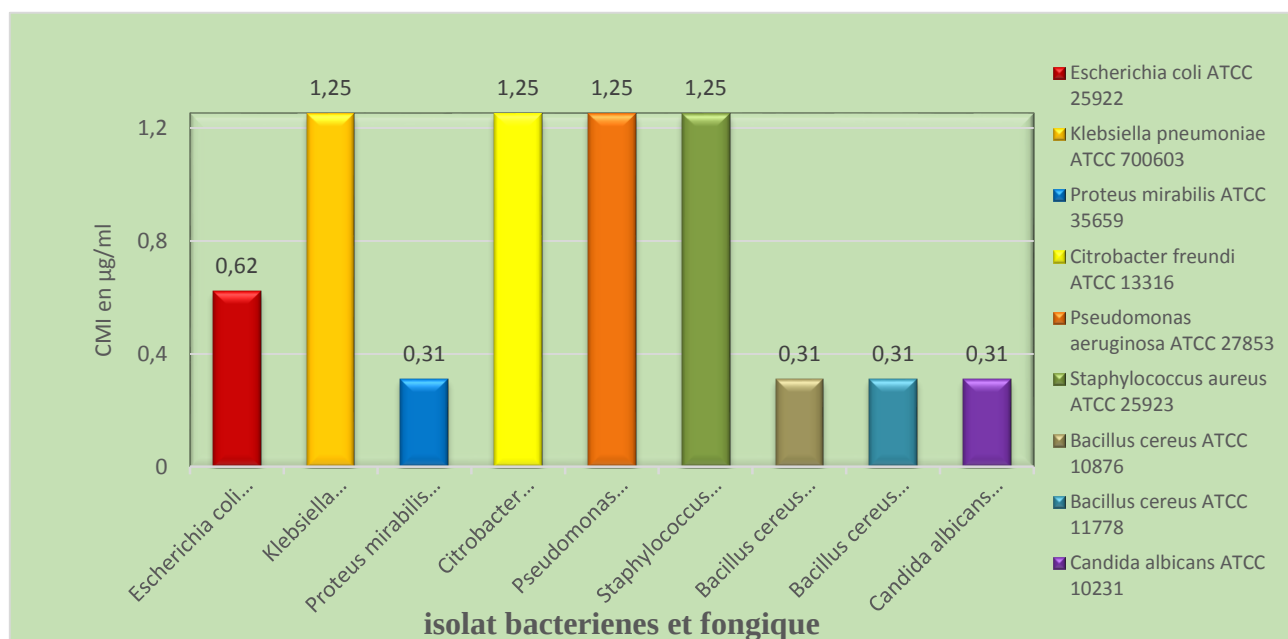


Figure 43. Représentation graphique de la concentration minimale inhibitrice des HEs de *Cinnamomum cassia* L. vis-à-vis des souches (S1, S2, S3, S4, S5, S6, S7, S8 et S9).

4.3.2.3.3. Détermination de la concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF)

La Concentration Minimale Bactéricide (CMB) est la plus faible concentration d'huile essentielle qui tue plus de 99,9 % de l'inoculum microbien initial (< 0,1 % de survivants), définissant ainsi son effet bactéricide ou fongicide. La CMB (% v/v) est déduite de la première boîte de culture dépourvue de bactéries (Chebaibi *et al.*, 2015).

Les résultats présentés dans le tableau 26 montrent que toutes les souches testées, à l'exception de *Bacillus cereus*, ont été extrêmement sensibles. Les valeurs de CMB obtenues sont respectivement de 20, 20, 0,62, 0,62, 1,25, 1,25, 2,5, 1,25 µg/ml pour les souches S1, S2, S3, S4, S5, S6, S7, S8, et une CMF de 0,62 µg/ml pour la souche S9 (Fig. 44). Par conséquent, le rapport d'activité antibactérienne (CMB/CMI) est de 1 pour les souches S1, B4, S5 et S6, de 2 pour S2, S3 et S9, à l'exception de S1 et S2 où le rapport est de 64,52.

Les huiles essentielles de cannelle de Chine exercent un effet bactéricide et fongicide sur l'ensemble des souches microbiennes testées (Fig. 45), à l'exception de *Bacillus cereus* où l'effet est uniquement bactériostatique.

Les résultats obtenus dans cette étude indiquent une activité bactéricide plus marquée que celle rapportée par Farid *et al.* (2023) à l'encontre de *Bacillus cereus*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*.

Tableau 26. Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) et rapport d'activité des HEs *Cinnamomum cassia* L.

HEs de <i>Cannelle cassia</i> .					
Souches		CMI	CMB (CMF)	$\frac{CMB (CMF)}{CMI}$	Activité
S1	<i>Escherichia coli</i> ATCC 25922	0,62	0.62	1	Bactéricide
S2	<i>Klebsiella pneumoniae</i> ATCC 700603	1,25	2,5	2	Bactéricide
S3	<i>Proteus mirabilis</i> ATCC 35659	0,31	0,62	2	Bactéricide
S4	<i>Citrobacter freundii</i> ATCC 13316	1,25	1,25	1	Bactéricide
S5	<i>Pseudomonas aeruginosa</i> ATCC 27853	1,25	1,25	1	Bactéricide
S6	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923	1,25	1,25	1	Bactéricide
S7	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 10876	0,31	20	64,52	Bactériostatique
S8	<i>Bacillus cereus</i> ATCC 11778	0,31	20	64,52	Bactériostatique
S9	<i>Candida albicans</i> ATCC 10231	0,31	0,62	2	Fongicide

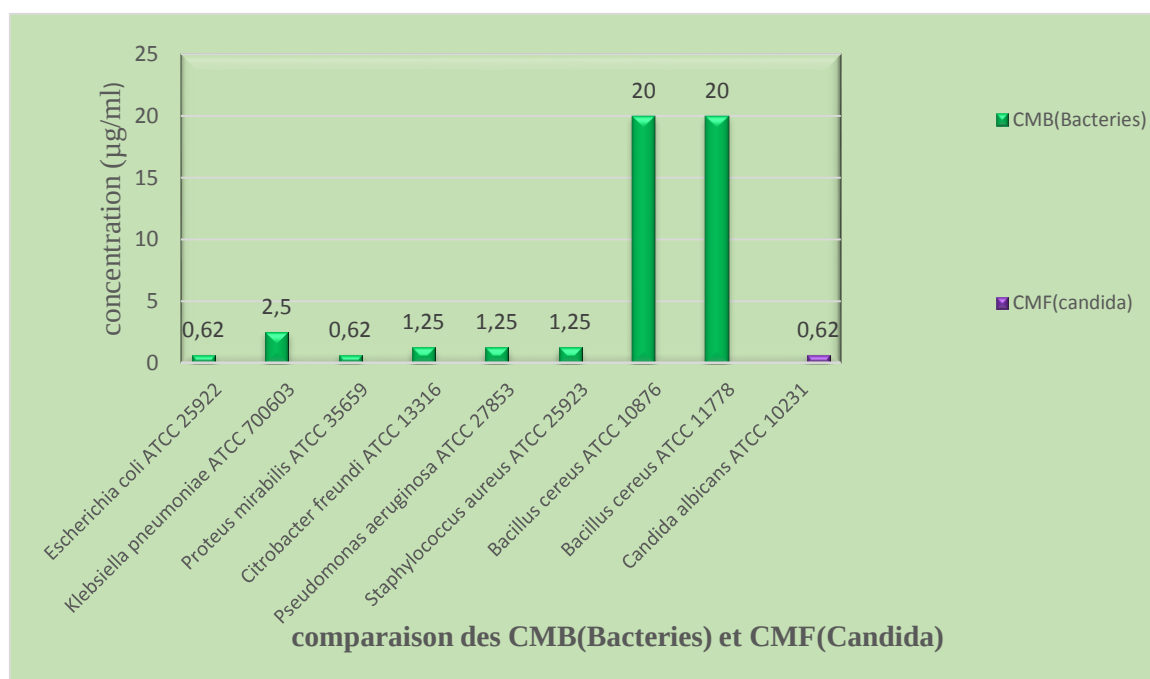


Figure 45. Représentation graphique de Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) des HEs *Cinnamomum cassia* L.

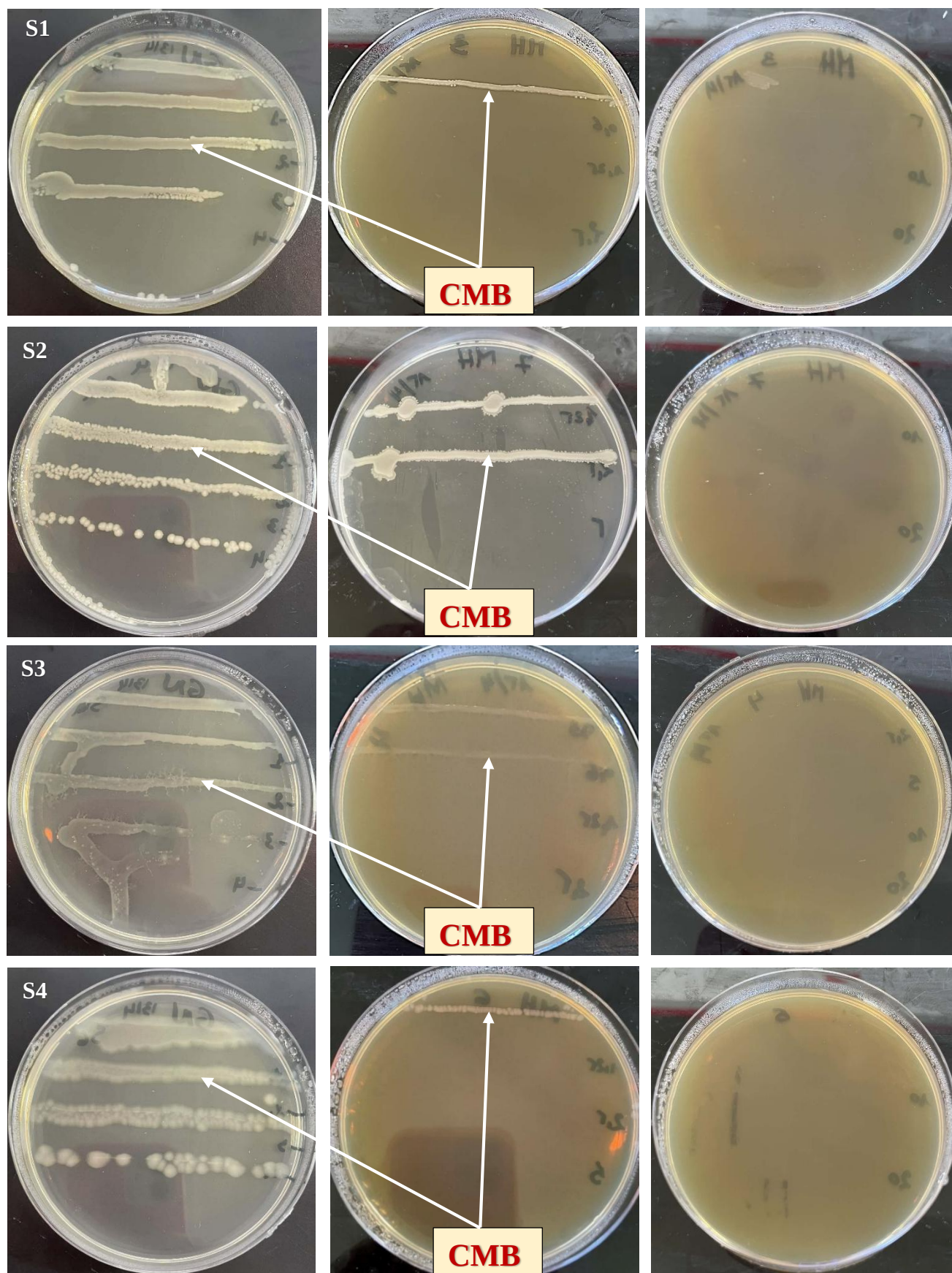


Figure 44. Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) des HEs de *Cinnamomum cassia* L. vis-a-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9).

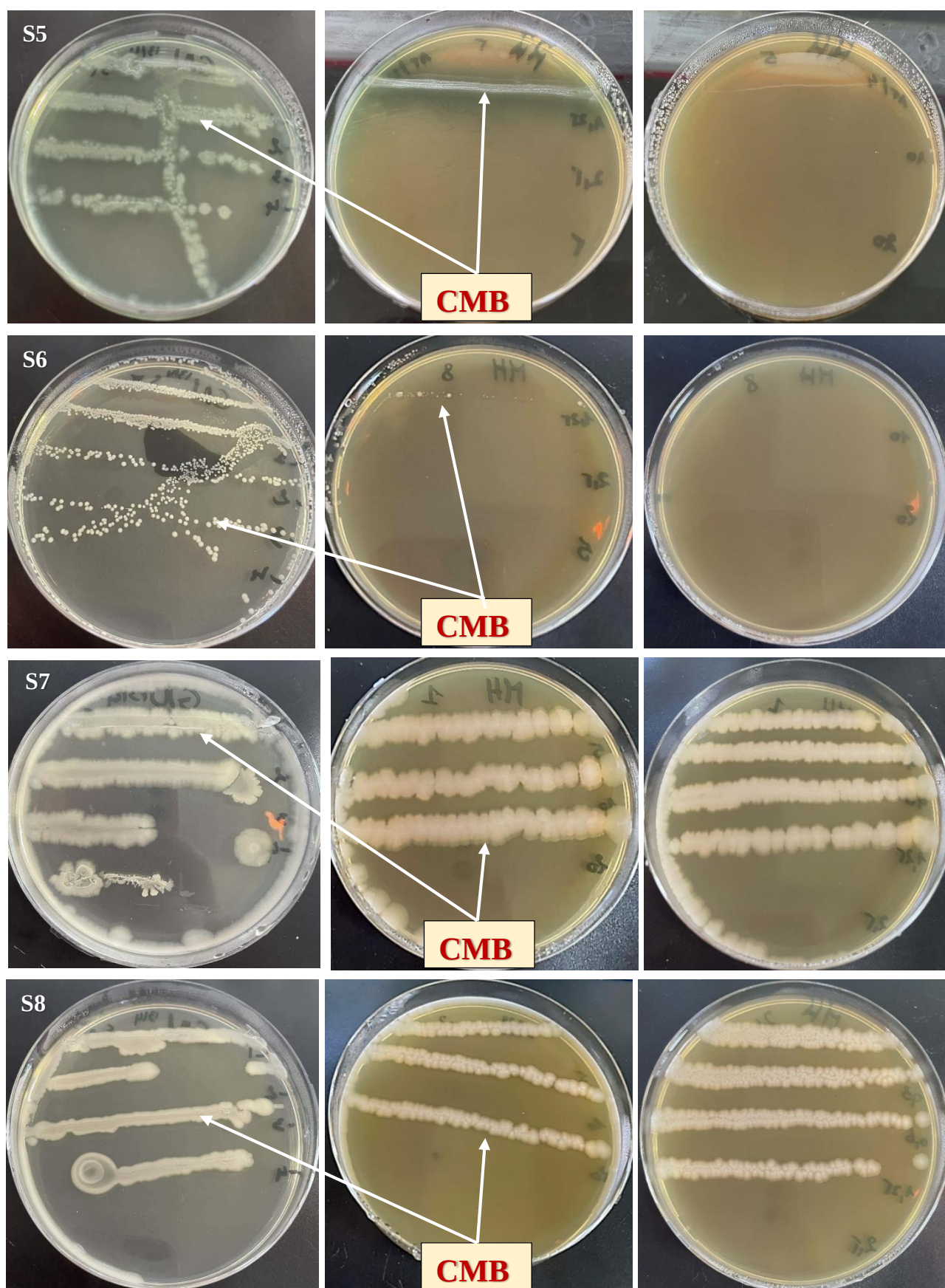


Figure 44 (suite). Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) des HEs de *Cinnamomum cassia* L. vis-a-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9).

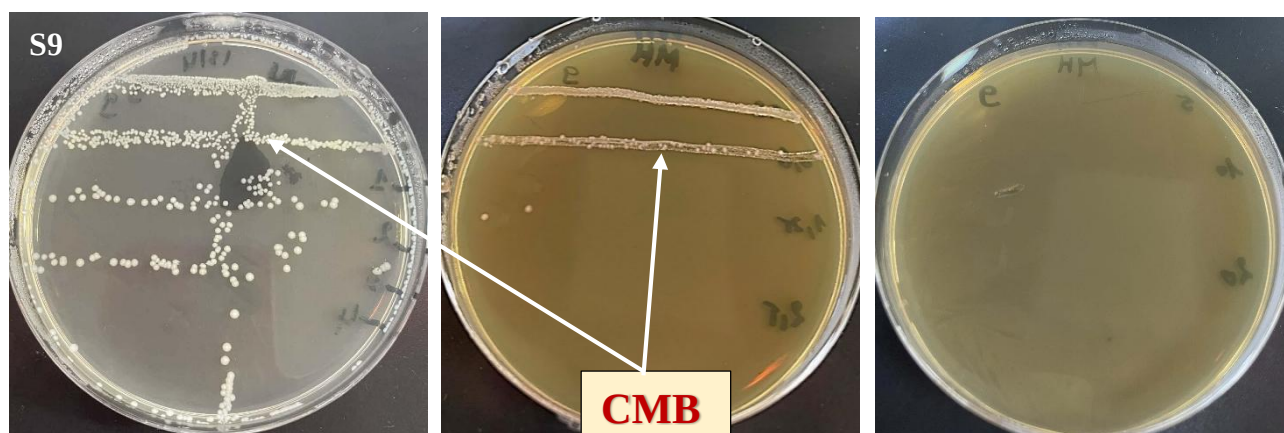


Figure 44 (suite). Concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF) des HEs de *Cinnamomum cassia* L. vis-a-vis des souches (S1, S2, S5, S3, S4, S5, S6, S7, S8, S9).

CONCLUSION

Conclusion

Cette étude a porté sur l'extraction, la caractérisation physico-chimique, l'analyse de la composition chimique ainsi que l'évaluation des activités antioxydantes et antimicrobiennes des huiles essentielles de *Cinnamomum cassia* L. et de *Illicium verum*. L'extraction réalisée par entraînement à la vapeur d'eau a permis d'obtenir des huiles essentielles exploitables pour l'ensemble des analyses.

Les résultats de la caractérisation physico-chimique ont montré des densités de 1,094 pour *Cinnamomum cassia* L. et de 0,970 pour *Illicium verum*, traduisant des différences de nature entre les deux huiles. Les deux extraits ont présenté une excellente miscibilité dans l'éthanol à 96°. L'indice d'acidité a été estimé à 1,122 mg KOH/g pour les deux huiles. Le pH des huiles étudiées est resté proche de la neutralité, compris entre 6 et 7.

L'analyse de la composition chimique par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS, Shimadzu GC-2010/MS-QP 2010-SE) a permis d'identifier 50 composés pour *Cinnamomum cassia* L. et 48 composés pour *Illicium verum*. Les monoterpènes hydrocarburés représentaient les fractions majoritaires (34,26 % et 31,28 % respectivement). Les composés dominants étaient le cinnamaldéhyde (19,63 %) pour la cannelle et l'anéthol (49,26 %) pour l'anis étoilé.

Sur le plan biologique, l'activité antioxydante évaluée par le test de piégeage du radical DPPH a révélé une activité plus marquée pour *Cinnamomum cassia* L. avec une IC_{50} de 163,82 $\mu\text{g/ml}$, comparativement à *Illicium verum* (2282,35 $\mu\text{g/ml}$), en référence à l'acide ascorbique (2,95 $\mu\text{g/ml}$). L'activité antimicrobienne vis-à-vis *Escherichia coli* ATCC 25922, *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603, *Proteus mirabilis* ATCC 35659, *Citrobacter freundii* ATCC 13316, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, *Bacillus cereus* ATCC 10876, *Bacillus cereus* ATCC 11778 et *Candida albicans* ATCC 10231 a montré des zones d'inhibition comprises entre 18,1 et 47,1 mm pour la cannelle, contre 7,15 à 10,2 mm pour l'anis. Les valeurs de CMI, CMB et CMF obtenues pour la cannelle (0,31 à 1,25 $\mu\text{g/ml}$ pour la CMI ; 0,62 à 20 $\mu\text{g/ml}$ pour la CMB ; 0,62 $\mu\text{g/ml}$ pour la CMF) confirment une activité biologique significative. Un effet bactériostatique a été observé sur *Bacillus cereus*, un effet fongicide sur *Candida albicans*, et un effet bactéricide sur les autres souches testées.

Globalement, les huiles essentielles étudiées présentent des profils physico-chimiques distincts, une composition riche en composés bioactifs, ainsi que des activités antioxydantes et antimicrobiennes variables mais significatives, particulièrement marquées pour *Cinnamomum cassia* L. Ces résultats suggèrent leur potentiel en tant que sources naturelles prometteuses pour

des applications pharmaceutiques et biologiques, tout en soulignant l'intérêt de poursuivre des investigations complémentaires afin de mieux exploiter leurs propriétés et d'en évaluer la sécurité d'utilisation.

Afin de valoriser et de prolonger strictement ces travaux de laboratoire, plusieurs axes de recherche méritent d'être explorés :

- Réaliser des essais in vivo pour évaluer l'efficacité thérapeutique réelle, la pharmacocinétique et la biodisponibilité des principes actifs des huiles essentielles de *C. cassia* L. au sein d'un organisme vivant.
- Mener des études de toxicologie approfondies afin de garantir l'innocuité et la sécurité d'emploi de ces huiles essentielles, compte tenu de la réactivité chimique élevée de leurs constituants majoritaires (notamment le cinnamaldéhyde).
- Approfondir l'étude des mécanismes d'action biologiques en observant les altérations morphologiques des membranes cellulaires bactériennes et fongiques sous l'effet des huiles essentielles de cannelle.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES



Références bibliographiques

- **Abdalla, W. G. (2018).** Antibacterial and antifungal effect of cinnamon. *Microbiology Research Journal International*, 23 (6), 1-8
- **Ainas, A. (2017).** *Étude phytochimique et évaluation des activités biologiques (antioxydante et antibactérienne) des extraits de quelques plantes médicinales de la région de Skikda (Algérie)* [Thèse de doctorat, Université de soutenance].
- **Al-Younis, Z. K. I. (2018).** Extraction of essential oils from Thyme (*Thymus vulgaris*) and Star anise (*Illicium verum*) and measuring their antioxidant activity and Identification of active compounds using GC-MS. *Kufa Journal for Agricultural Science*, 10(1), 108-128.
- **Amazon Espagne. (s.d.).** Portal Cool 20 PC bolsa [Page produit]. Consulté le 18 mai 2026 sur <https://www.amazon.es>
- **Amiri, H. (2010).** Essential oils composition and antioxidant activity of some aromatic plants. *Journal of Medicinal Plants Research*, 4 (11), 1033–1040. <https://doi.org/10.5897/JMPR.09.028>
- **An Overview of Micro- and Nanoemulsions as Vehicles for Essential Oils: Formulation, Preparation and Stability.** *Nanomaterials*, 10(1), 135. <https://doi.org/10.3390/nano10010135>
- **ARABI, A. (2018).** *Effet antimicrobien des huiles essentielles de Pistacia lentiscus L. sur quelques espèces bactériennes multirésistantes de la microflore digestive humaine* [These de doctorat, Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem]. Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem.
- **ASCP. (s.d.).** *Staphylococcus aureus - Colony Morphology.* Dans *Microbiology - MLS*. Consulté le 9 juin 2026 sur <https://mlsascp.com>
- **Ashour, M. L., El-Readi, M., Youns, M., Mulyaningsih, S., Sporer, F., Efferth, T., & Wink, M. (2009).** Chemical composition and biological activity of the essential oil obtained from Bupleurum marginatum. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 61(8), 1079–1087. <https://doi.org/10.1211/jpp.61.08.0012>
- **Astani, A., Reichling, J., & Schnitzler, P. (2011).** Screening for antiviral activities of isolated compounds from essential oils. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2011, Article 253643. <https://doi.org/10.1093/ecam/nep187>
- **Babushok, V. I., Linstrom, P. J., & Zenkevich, I. G. (2011).** Retention indices for frequently reported compounds of plant essential oils. *Journal of Physical and Chemical Reference Data*, 40(4), 043101. <https://doi.org/10.1063/1.3653552>
- **Bakhach, H., Nuffer, M., Tall Bull, S., & Nuffer, W. (2024).** A systematic review evaluating cinnamon's effects on glucose utilizing a ranking system to assess bias and study quality. *Journal of Medicinal Food*, 27 (9), 814-823. <https://doi.org/10.1089/jmf.2023.0277>
- **Balkan, Ç. E., Karamese, M., Celebi, D., Aydogdu, S., Dicle, Y., & Calik, Z. (2016).** The determination of the antibacterial activities of rose, thyme, centaury and ozone oils against some pathogenic microorganisms. *Kafkas Journal of Medical Sciences*, 6 (1), 18–22. <https://doi.org/10.5505/kjms.2016.87587>
- **Bamba, S., Jamsari, J., & Ifadotun, O. A. (2023).** Evaluation of the antimicrobial and antioxidant activities of essential oils from medicinal plants: A systematic review. *Journal of Applied Biology & Biotechnology*, 11 (2), 14-25.
- **Barros, M. (2019).** *Les huiles essentielles en pratique à l'officine et fiches-conseils* [Thèse de doctorat, Université de Bordeaux]. dumas. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-02414142v1>
- **Basechem. (s.d.).** 八角茴香淨油 Star anise absolute. Consulté le 8 juin 2026, sur <http://basechem.org/chemical/49449>
- **Başer, K. H. C., & Buchbauer, G. (2010).** Handbook of essential oils: Science, technology, and applications. CRC Press.
- **Berchtold, F. von, & Presl, J. S. (1825).** *Cinnamomum cassia* (L.) J.Presl. Dans *Přirozenost Rostlin aneb Rostlinář*, 2, 44.
- **Boubrik, F., Boubellouta, T., Benyoucef, N., Bellik, Y., Gali, L., Akdoğan, A., Kucher, D. E., Utkina, A. O., Kucher, O. D., & Rebough, N. Y. (2025).** Investigating the chemical composition and antifungal effect of *Cinnamomum cassia* essential oil against *Saccharomyces cerevisiae* and *Acremonium* sp. *Scientific Reports*. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-92230-y>
- **Boucherit, Z., Boucherit, K., & Belhachemi, A. (2015).** Activité antibactérienne des huiles essentielles de deux plantes de la famille des Lamiacées : *Thymus vulgaris* et *Mentha pulegium*. *Phytothérapie*, 13(3), 164-169.
- **Bouhdid, S., Abrini, J., Baudoux, D., Manresa, A., & Zhiri, A. (2012).** Les huiles essentielles de l'origan compact et de la cannelle de Ceylan : pouvoir antibactérien et mécanisme d'action. *Phytothérapie*, 10 (3), 141-148.
- **Boukhatem, M. N., Ferhat, M. A., & Kameli, A. (2019).** Méthodes d'extraction et de distillation des huiles essentielles : Revue de littérature. *Revue Agrobiologia*, 9 (2), 1653-1659.

- **Boussaid, M. (2017).** *Caractérisation des huiles essentielles de Tetraclinis articulata (Vahl) Masters (Thuya de Barbarie) de la région de Tlemcen et étude de leurs activités biologiques* [Thèse de doctorat, Université Abou Bekr Belkaïd – Tlemcen]. HAL. <https://hal.science/tel-02522997>
- **Braun, W. (1956).** Morphological and physiological considerations of colonial variants of *Pseudomonas aeruginosa*. *Journal of Bacteriology*, 71 (5), 617-622.
- **Breed, R. S., Murray, E. G. D., & Smith, N. R. (Eds.). (1930).** *Bergey's manual of determinative bacteriology: A key for the identification of organisms of the class Schizomycetes* (3rd ed.). Williams & Wilkins.
- **Bruneton, J. (1999).** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (3e éd.). Tec & Doc Lavoisier.
- **Bruneton, J. (2009).** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (4e éd.). Tec & Doc / Lavoisier.
- **Bruneton, J. (2016).** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (5e éd.). Tec & Doc Lavoisier.
- **Bui, T. B. H., Le, T. T. T., & Nguyen, T. H. (2020).** Physicochemical characterizations, antimicrobial activity and non-isothermal decomposition kinetics of *Cinnamomum cassia* essential oils. *Journal of Essential Oil Research*, 32 (2), 158–168.
- **Bunse, M., Daniels, R., Gründemann, C., Heilmann, J., Kammerer, D. R., Keusgen, M., Lindequist, U., Melzig, M. F., Morlock, G. E., Schulz, H., Schweiggert, R., Simon, M., Stintzing, F. C., & Wink, M. (2022).** Essential oils as multicomponent mixtures and their potential for human health and well-being. *Frontiers in Pharmacology*, 13, Article 956541. <https://doi.org/10.3389/fphar.2022.956541>
- **Bureau de Taichung de l'Administration de la conservation des forêts et de la nature. (s.d.).** 山胡椒花朵 (Fleurs de *Litsea cubeba*) [Photographie]. Réseau d'archivage des connaissances agricoles traditionnelles et de la culture alimentaire des tribus autochtones, Académie centrale (Academia Sinica). https://encrypted-tbn2.gstatic.com/images?q=tbn:ANd9GcSsvbu_e6_yeMXWZx29SAu_jmi74ELP457-W_8711rWQUs-ZwBy
- **Carriere, P. P., Mir, H., Kapur, N., Clark, C. E., & Singh, S. (2017).** Anti-proliferative effects of cinnamon extract in colon cancer [Abstract]. In *Proceedings of the American Association for Cancer Research Annual Meeting 2017* (p. 312). *American Association for Cancer Research*. <https://doi.org/10.1158/1538-7445.AM2017-312>
- **Chahbi, A. (2020).** *Etude des propriétés biologiques et thérapeutiques des huiles essentielles de trois plantes aromatiques (Thymus vulgaris, Cinnamomum cassia et Origanum compactum) cultivées au Maroc : Applications pratiques en pathologie aviaire* [Thèse de doctorat, Université Sidi Mohamed Ben Abdellah, Fès, Maroc].
- **Chebaibi, A., Marouf, Z., Rhazi-Filali, F., Fahim, M., et Ed-Dra, A. (2015).** Évaluation du pouvoir antimicrobien des huiles essentielles de sept plantes médicinales récoltées au Maroc. *Phytothérapie*, 402–409. <https://doi.org/10.1007/s10298-015-0996-1>
- **Chen, F. J. (2023).** *Antioxidant activity and cytotoxic effect of Cassia essential oil* [Bachelor's thesis, Universiti Tunku Abdul Rahman, Malaysia].
- **Chen, J., Yang, J., Ma, L., Li, J., Shahzad, N., & Kim, C. K. (2020).** Structure-antioxidant activity relationship of methoxy, phenolic hydroxyl, and carboxylic acid groups of phenolic acids. *Scientific Reports*, 10, Article 2611. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-59451-z>
- **Chen, S., Li, Z., Luo, Y., He, F., Chen, C., Ma, N., & Wang, Y. (2024).** Minimum inhibitory concentration (MIC) of essential oils against microorganisms: Methods, function, accuracy factors and application. *Food Reviews International*, 40 (10), 3445–3470. <https://doi.org/10.1080/87559129.2024.2357612>
- **Cheung, L. (2021).** Douleurs relevant du conseil officinal : efficacité des huiles essentielles et rôle du pharmacien [Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Bordeaux].
- **Chevalier, A. (1943).** Notes sur l'Anis vert et sur l'Anis étoilé ou Badiane. *Revue de botanique appliquée et d'agriculture coloniale*, 23(266-268), 317-326. <https://doi.org/10.3406/jatba.1943.1782>
- **Coulibaly, A., Hema, D. M., Sawadogo, I., Toe, M., Kiendrebeogo, M., & Nèbie, R. C. H. (2023).** Physico-chemical properties of *Ocimum americanum* L. essential oil from Burkina Faso. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17 (2), 613-621. <https://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v17i2.33>
- **Cox, S. D., Mann, C. M., & Markham, J. L. (2001).** Interactions between components of the essential oil of *Melaleuca alternifolia*. *Journal of Applied Microbiology*, 91 (3), 492- 497. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2672.2001.01406.x>
- **Cuignet, M. (2026).** Évaluation de la mobilité active et de la structure native des bactéries viables en milieu liquide par la méthode de l'état frais. *Revue Marocaine de Microbiologie Clinique*, 15(2), 45-52.
- **Deng's Spices. (2025).** Top 4 cinnamon producing areas in the world and their characteristics. Consulté le 8 juin 2026, sur <https://www.dengsspace.com/post/top-4-cinnamon-producing-areas-in-the-world-and-their-characteristics>
- **Deradj, A. (2020).** *Évaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits de certaines plantes médicinales de la région de Skikda* [Thèse de doctorat, Université de soutenance].
- **Devi, S., Chauhan, S., Mannan, A., & Singh, T. G. (2024).** Targeting cardiovascular risk factors with eugenol: An anti-inflammatory perspective. *Inflammopharmacology*, 32 (1), 307–317. <https://doi.org/10.1007/s10787-023-01392-w>

- **Djahra, A. B., Benmakhlouf, Z., Benkherara, S., Benkaddour, M., & Bordjiba, O. (2015).** Effet du stress salin sur la teneur en eau et certains osmolytes chez le blé dur (*Triticum durum* var. Kebir) pulvérisé par une phytohormone synthétisée : benzyl-amino-purine (BAP). *Algerian Journal of Arid Environment*, 5(2), 71–81. <https://search.emarefa.net/detail/BIM-679141>
- **Dolatowski, Z. J., Stadnik, J., & Stasiak, D. M. (2007).** Applications of ultrasound in food technology. *Acta Scientiarum Polonorum : Technologia Alimentaria*, 6 (3), 89–99.
- **Dreamstime. (s.d.).** Images de *Illicium verum* (anis étoilé) [Photographies]. Consulté le 18 mai 2026 sur <https://www.dreamstime.com>
- **Edet, F. (2004).** *La cannelle de Ceylan et ses activités biologiques* [Thèse de doctorat inédite]. Université.
- **eFloras. (2025).** *Cinnamomum cassia* (L.) D. Don. Dans Flora of China. Missouri Botanical Garden & Harvard University Herbaria. Consulté le 8 juin 2026, sur <http://www.efloras.org>
- **El Atki, Y. (2020).** *Étude des activités biologiques de Teucrium polium et Cinnamomum cassia et évaluation du potentiel synergique antibactérien de leurs huiles essentielles combinées avec certains antibiotiques ou molécules volatiles* [Thèse de doctorat, Université Sidi Mohamed Ben Abdellah, Fès, Maroc]. TOUBKAL (Université Sidi Mohamed Ben Abdellah). <http://toubkal.imist.ma/handle/123456789/14715>
- **El Atki, Y., Aouam, I., El Kamari, F., Tarq, A., Nayme, K., Timinou, M., Lyoussi, B., & Abdellaoui, A. (2019).** Antibacterial activity of cinnamon essential oils and their synergistic potential with antibiotics. *Journal of Advanced Pharmaceutical Technology & Research*, 10(2), 63-67. https://doi.org/10.4103/japtr.JAPTR_366_18
- **El Haib, A. (2011).** *Valorisation de terpènes naturels issus de plantes marocaines par transformations catalytiques* [Thèse de doctorat, Université Toulouse III - Paul Sabatier].
- **El Ouali, M., & Benkhaira, A. (2024).** Effet des extraits phénoliques des feuilles de *Fraxinus angustifolia* Vahl. sur le stress oxydatif et le vieillissement cellulaire. *Journal Algérien des Régions Arides (JARA)*, 18(1), 45-58.
- **El-Tarabily, K. A., El-Saadony, M. T., Abd El-Hack, M. E., Taha, A. E., Alagawany, M., Swelum, A. A., & Saad, A. M. (2023).** Impacts of plant essential oils and bioactive compounds on microbial pathogens and their applications in food and health: A review. *Frontiers in Nutrition*, 9, Article 1040259. <https://doi.org/10.3389/fnut.2023.1040259>
- **Embuscado, M. (Ed.). (2019).** *Spice science and technology*. CRC Press.
- **Farid, N., Waheed, A., & Motwani, S. (2023).** Synthetic and natural antimicrobials as a control against food borne pathogens: A review. *Heliyon*, 9(6), e17021. [10.1016/j.heliyon.2023.e17021](https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e17021)
- **Fastmarkets. (2024).** Cinnamon market outlook and price trends 2024. Fastmarkets Research. Londres, Royaume-Uni.
- **Ferhat, M. A., Meklati, B. Y., & Chemat, F. (2007).** Comparison of different isolation methods of essential oil from Citrus fruits: Cold pressing, hydrodistillation and microwave 'dry' distillation. *Flavour and Fragrance Journal*, 22 (6), 494–504. <https://doi.org/10.1002/ffj.1829>
- **Fillatre, Y. (2011).** *Produits phytosanitaires : Développement d'une méthode d'analyse multi-résidus dans les huiles essentielles par couplage de la chromatographie liquide avec la spectrométrie de masse en mode tandem* [Thèse de doctorat, Université d'Angers].
- **Fokas, R., Giormezis, N., & Vantarakis, A. (2025).** Synergistic Approaches to Foodborne Pathogen Control: A Narrative Review of Essential Oils and Bacteriophages. *Foods*, 14 (9), 1508. <https://doi.org/10.3390/foods14091508>
- **François, L. (1943).** La Badiane et son huile essentielle. *Revue de botanique appliquée et d'agriculture coloniale*, 23 (266-268), 332-333. https://www.persee.fr/doc/jatba_0370-3681_1943_num_23_266_1782
- **Garnero, J. (1991).** Les huiles essentielles, leur obtention, leur composition, leur analyse et leur normalisation. Dans *Encyclopédie des médecines naturelles* (pp. 2-20). Techniques & Documentation.
- **Gbénou, J. D. (1999).** *Huiles essentielles de quelques plantes aromatiques des genres Eucalyptus et Melaleuca (Myrtacées) et Chenopodium (Chénopodiacées) du Bénin : Variations inter et intraspécifiques du rendement et de la composition chimique et propriétés pharmacodynamiques* [Thèse de doctorat, Université Nationale du Bénin]. <https://dicames.online/jspui/handle/20.500.12177/3151>
- **Geng, S., Cui, Z., Huang, X., Chen, Y., Xu, D., & Xiong, P. (2011).** Variations in essential oil yield and composition during *Cinnamomum cassia* bark growth. *Industrial Crops and Products*, 33 (1), 248–252. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2010.10.018>
- **GlobinMed, 2021.** *Illicium verum* Hook.f. Global Information Hub on Integrated Medicine (GLOBinMED).
- **Goudjil, M. B. (2015).** *Étude phytochimique et évaluation des activités biologiques des huiles essentielles de trois plantes médicinales de la flore Algérienne : Artemisia herba alba, Laurus nobilis et Mentha piperita* [Thèse de doctorat, Université Kasdi Merbah Ouargla].
- **Green Agro. (s.d.).** *Illicium verum* [Photographie]. https://greenagri.ru/image/cache/catalog/import_files/b9/28ea1fde348ee14a390058c9c328baf9-500x500.jpg
- **Gu, K., Feng, S., Zhang, X., Peng, Y., Sun, P., Liu, W., Wu, Y., Yu, Y., Liu, X., Liu, X., Deng, G., Zheng, J., Li, B., & Zhao, L. (2024).** Deciphering the antifungal mechanism and functional components of *Cinnamomum cassia* essential oil against *Candida albicans* through integration of network-based metabolomics and

pharmacology, the greedy algorithm, and molecular docking. *Journal of Ethnopharmacology*, 319 (Pt 2), Article 117156. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2023.117156>

- **Guiraud, J.-P. (2003).** Microbiologie alimentaire. Dunod.
- **Gunawardena, D., Karunaweera, N., Lee, S., van Der Kooy, F., Harman, D. G., Raju, R., Bennett, L., Gyengesi, E., Sucher, N. J., & Münch, G. (2015).** Anti-inflammatory activity of cinnamon (*C. zeylanicum* and *C. cassia*) extracts: Identification of *E*-cinnamaldehyde and *o*-methoxy cinnamaldehyde as the most potent bioactive compounds. *Food & Function*, 6 (3), 910-919. <https://doi.org/10.1039/c4fo00680a>
- **Haddi, K., Faroni, L. R. A., & Oliveira, E. E. (2017).** Cinnamon oil. In L. M. L. Nollet & H. S. Rathore (Eds.), *Green pesticides handbook: Essential oils for pest control* (pp. 117-150). CRC Press.
- **HAVIGO Vietnam. (2025).** Cassia cinnamon – Overview. Consulté le 8 juin 2026, sur <https://havigo.vn/our-products/cassia-cinnamon-hoang-do-ads/>
- **Hirunsuk, A., & Sukcharoen, O. (2025).** Chemical Composition and Antibacterial Activity of Plant Essential Oils against Human Pathogenic Bacteria. *PBRU Science Journal*, 22(1), 67-82.
- **Holt, J. G. (Ed.). (1994).** Bergey's manual of determinative bacteriology (9th ed.). Williams & Wilkins.
- **Hong Kong Baptist University. (2024).** *Cinnamomum cassia* (L.) J. Presl. Dans *Medicinal Plant Images Database*. Consulté le 8 juin 2026, <https://sys01.lib.hkbu.edu.hk/cmed/mpid/>
- **Hooker, J.D. (1888).** *Illicium verum*. Botanical Magazine, 114: table 7005.
- **Hoque, M. M., Bari, M. L., Juneja, V. K., & Kawamoto, S. (2019).** シナモンとクローブ抽出物の食中毒菌・腐敗菌に対する抗菌活性およびこれらハーブ由来の製油を用いた鶏挽肉中の接種 *Listeria monocytogenes* の不活化 [Antimicrobial activity of cloves and cinnamon extracts against food borne pathogens and spoilage bacteria, and inactivation of *Listeria monocytogenes* in ground chicken meat with their essential oils]. 農業・食品産業技術総合研究機構, 72, 9–21. <https://doi.org/10.24514/00002822>
- **Huang, Y., Wang, W., Xin, X., Yang, S., Bai, W., Zhao, W., Ren, W., Zhang, M., & Hao, L. (2025).** Compounds of Essential Oils from Different Parts of *Cinnamomum cassia* and the Perception Mechanism of Their Characteristic Flavors. *Foods*, 14 (20), 3570. <https://doi.org/10.3390/foods14203570>
- **Ikram, R., & Low, K. H. (2015).** Advanced analytical techniques for the extraction and characterization of plant-derived essential oils by gas chromatography with mass spectrometry. *Journal of Separation Science*, 38 (3), 483–501. <https://doi.org/10.1002/jssc.201400724>
- **iPlant. (2026).** *Cinnamomum cassia* (L.) D. Don - 肉桂. Dans 植物智 (iPlant). Consulté le 8 juin 2026, sur <http://www.iplant.cn>
- **Ismaili, R., Houbairi, S., Lanouari, S., Moustaid, K., & Lamiri, A. (2017).** Étude de l'activité antioxydante des huiles essentielles de plantes aromatiques et médicinales marocaines. *European Scientific Journal*, 13 (12), 323–339. <https://doi.org/10.19044/esj.2017.v13n12p323>
- **Jdpeople. (s.d.).** Huile essentielle d'anis étoilé de Badiana [Photographie]. <https://encrypted-tbn0.gstatic.com/images?q=tbn:ANd9GcRSn5z9fdoJfxigMylClwuSdqCADvuLKhNpM30w3N8Oi-jNDEZ0>
- **Jiang, Y., Ma, Y., Li, J., Zhang, L., Liu, G., Zhao, Y., & Cen, J. (2025).** Comparison of composition and bioactivity between DES and steam distillation extraction of four traditional Chinese spice plants. *Natural Product Communications*, 20 (3). <https://doi.org/10.1177/1934578X251330769>
- **Kačániová, M., Qiao, M., Zhang, G., Bianchi, A., Elizondo-Luevano, J. H., Ben Hsouna, A., Ben Saad, R., Ban, Z., Li, L., Lou, J., Kluz, M. I., & Garzoli, S. (2026).** *Illicium verum* essential oil versus (R)-(+)-Limonene: A comparative study of antimicrobial and insecticidal properties. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 74, 104052. [10.1016/j.bcab.2026.104052](https://doi.org/10.1016/j.bcab.2026.104052)
- **Kacaniová, M., Vukovic, N. L., Cmikova, N., Bianchi, A., Garzoli, S., Ben Saad, R., Ben Hosuna, A., Elizondo-Luevano, J. H., Said-Al Ahl, H. A. H., Hikal, W. M., & Vukic, M. D. (2024).** Biological Activity and Phytochemical Characteristics of Star Anise (*Illicium verum*) Essential Oil and Its Anti-Salmonella Activity on Sous Vide Pumpkin Model. *Foods*, 13(10), 1505. <https://doi.org/10.3390/foods13101505>
- **Kanko, C., Sawaliho, B., Koné, S., Koné, S., Koukoua, G., & N'Guessan, Y. T. (2004).** Étude des propriétés physico-chimiques des huiles essentielles de *Lippia multiflora*, *Cymbopogon citratus*, *Cymbopogon nardus*, *Cymbopogon giganteus*. *Comptes Rendus Chimie*, 7 (10-11), 1039–1042. <https://doi.org/10.1016/j.crci.2003.12.028>
- **Karadağ, A. E., Demirci, B., Çaskurlu, A., Demirci, F., Uçtaş, E. H., & Kılıç, E. (2024).** Enzyme-based antiviral potential of *Cinnamomum verum* J. Presl. essential oil and its major component (E)-cinnamaldehyde. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*.
- **Kaur, R., Gupta, T. B., Bronlund, J., Singh, J., & Kaur, L. (2024).** Synthesis and characterization of Mānuka and rosemary oil-based nanoentities and their application in meat. *Food Chemistry*, 436, 137600. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.137600>
- **Kubeczka, K. H. (2020).** History and sources of essential oil research. In K. H. C. Baser & G. Buchbauer (Eds.), *Handbook of essential oils: Science, technology, and applications* (3rd ed., pp. 3–39). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781351246460-2>

- **Laboratoire Lescuyer. (2024).** Anis étoilé : Bienfaits et Propriétés. Consulté le 10 avril 2026, sur laboratoire-lescuyer.com
- **Lahlou, M. (2004).** Methods to study the phytochemistry and bioactivity of essential oils. *Phytotherapy Research*, 18 (6), 435-448. <https://doi.org/10.1002/ptr.1465>
- **Lallemant, H., Pirot, N., Dornier, M., & Reynes, M. (2000).** La cannelle : Historique, production et principales caractéristiques. *Fruits*, 55 (6), 421- 432. <https://agritrop.cirad.fr/476846/>
- **Laurent, J. (2017).** *Conseils et utilisation des huiles essentielles les plus courantes en officine* [Thèse de doctorat inédite]. Université de Toulouse.
- **Lawless, J. (2014).** The encyclopedia of essential oils: The complete guide to the use of aromatic oils in aromatherapy, herbalism, health, and well-being (Rev. ed.). Harper Thorsons.
- **Leboffe, M. J., & Pierce, B. E. (2011).** A photographic atlas for the microbiology laboratory (4th ed.). Morton Publishing Company.
- **Lee, J.-E., Jung, M., Lee, S.-C., Huh, M.-J., Seo, S.-M., & Park, I.-K. (2020).** Antibacterial mode of action of trans-cinnamaldehyde derived from cinnamon bark (*Cinnamomum verum*) essential oil against *Agrobacterium tumefaciens*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 165, Article 104546. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2020.02.012>
- **Li, J., Sun, F., Wang, W., & Gao, F. (2018).** Optimization of steam distillation for extracting *Cinnamomum cassia* oil from *Cinnamomum cassia* bark. In *Proceedings of the 2018 3rd International Conference on Advances in Materials, Mechatronics and Civil Engineering (ICAMMCE 2018)* (pp. 26-30). Atlantis Press. <https://doi.org/10.2991/icammce-18.2018.6>
- **Li, N., Gao, Y., Liu, L., Hu, Q., Xiao, L., & Guan, T. (2024).** Exploring the pharmacological mechanisms of star anise against COVID- 19 using network pharmacology and molecular docking. *Food Safety and Health*, 2 (1), 145-157. <https://doi.org/10.1002/fsh3.12029>
- **Liu, S., Yang, L., Zheng, S., Hou, A., Man, W., Zhang, J., Wang, S., Wang, X., Yu, H., & Jiang, H. (2021).** A review: the botany, ethnopharmacology, phytochemistry, pharmacology of *Cinnamomi cortex*. *RSC Advances*, 11 (44), 27461–27497. <https://doi.org/10.1039/d1ra4965h>
- **Market Publishers. (2024).** Cinnamon extracts market size, trends, analysis, and outlook by type (liquid, powder), by application (food processing, commercial, residential), by country, segment, and companies, 2024-2032. VPAResearch. Consulté le 8 juin 2026, sur <https://marketpublishers.com/report/food-beverage/cinnamon-extracts-market-size-trends-analysis-n-outlook-by-type-liquid-powder-by-application-food-processing-commercial-residential-by-country.html>
- **Masri, O., Alqub, M., Abukhalil, A., Najjar, B., Arafat, M., Jamous, A., Hawash, M., Al-Maharik, N., & Ghanim, M. (2024).** Exploring the Essential Oil of *Illicium verum* from Palestine: An Investigation into Composition, Antimicrobial Properties, and Anticancer Potential. *Palestinian Medical and Pharmaceutical Journal (PMJ)*, 9(3), 401-409. <https://doi.org/10.59049/2790-0231.1288>
- **Matera, R., Lucchi, E., & Valgimigli, L. (2023).** Plant essential oils as healthy functional ingredients of nutraceuticals and diet supplements: A review. *Molecules*, 28 (2), 901. <https://doi.org/10.3390/molecules28020901>
- **Mehani, M. (2015).** *Activité antimicrobienne des huiles essentielles d'Eucalyptus camendulensis dans la région de Ouargla* [Thèse de doctorat, Université Kasdi Merbah – Ouargla]
- **Mercari. (s.d.).** [Image de produit en ligne] [Photographie]. Consulté le 17 mai 2026 sur <https://jp.mercari.com>
- **Mirusiru. (s.d.).** Shikimi (*Illicium*). Consulté le 18 mai 2026 sur <https://mirusiru.jp>
- **Molyneux, P. (2004).** The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, 26 (2), 211–219.
- **Morales, J. C., & Lucas, R. (2010).** Structure-activity relationship of phenolic antioxidants and olive components. In V. R. Preedy & R. R. Watson (Eds.), *Olives and olive oil in health and disease prevention* (1st ed., pp. 905-914). Academic Press.
- **Nebie, B. (2023).** *Composition chimique et activités biologiques d'huiles essentielles obtenues par codistillation de quelques plantes aromatiques du Burkina Faso* [Thèse de doctorat, Université Nazi Boni].
- **Neri, C. (2021).** *Interactions pharmacocinétiques entre anticancéreux oraux et épices alimentaires* [Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Bordeaux]. HAL. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03545169v1>
- **Ngoc, B. T. B. (2006).** Research on technology of obtaining, refining star anise essential oil and converted it into anisaldehyde to enhance the economic value of Vietnamese star anise plant (B. Eng. thesis). Hanoi University of Technology.
- **Outemsaa, B., Oubih, A., Jaber, H., Haida, S., Kenfaoui, I., Ihamdan, R., El Azhari, H., & Ouhssine, M. (2021).** Chemical composition, antioxidant and antimicrobial activities of the essential oil of *Illicium verum*. *E3S Web of Conferences*, 319, Article 01052. <https://doi.org/10.1051/e3sconf/202131901052>

- **PagesJaunes.** (s.d.). Cannelle : planter et cultiver [Photographie]. Consulté le 7 juin 2026 sur <https://jardinage.pagesjaunes.fr>
- **Paul, I.** (2001). Encyclopédie des plantes médicinales, Ed. Larousse-Bordas Paris, 14.
- **Pavoni, L., Perinelli, D. R., Bonacucina, G., Cespi, M., & Palmieri, G. F.** (2020).
- **Perry, N. B., Anderson, R. E., Brennan, N. J., Douglas, M. H., Heaney, A. J., McGimpsey, J. A., & Smallfield, B. M.** (1999). Essential oils from Dalmatian sage (*Salvia officinalis* L.): Variations among individuals, plant parts, seasons, and sites. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47 (5), 2048–2054. <https://doi.org/10.1021/jf981170m>
- **Pezantes-Orellana, C., German Bermúdez, F., Matías De la Cruz, C., Montalvo, J. L., & Orellana-Manzano, A.** (2024). Essential oils: a systematic review on revolutionizing health, nutrition, and omics for optimal well-being. *Frontiers in Medicine*, 11, Article 1337785.
- **Pham, T. Q., & Le, P. T. Q.** (2021). Chemical profile and biological activities of the essential oil of cinnamon (*Cinnamomum cassia* (L.) J. Presl) twigs and leaves. *Current Nutrition & Food Science*, 17 (8), 850-860. <https://doi.org/10.2174/1573401317999210112205519>
- **Pibiri MC.** 2005. *Assainissement microbiologique de l'air et des systèmes de ventilation au moyen des huiles d'huile essentielle*. Thèse de Doctorat. Ecole Polytechnique Fédérale de Lausanne, EPFL.
- **Pinterest.** (s.d.). Image de *Illicium verum* [Image]. Consulté le 18 mai 2026 sur <https://www.pinterest.com>
- **Piochon, M.** (2008). Étude des huiles essentielles d'espèces végétales de la flore laurentienne : Composition chimique, activités pharmacologiques et héli-synthèse [Mémoire de maîtrise, Université du Québec à Chicoutimi]. <http://constellation.uqac.ca/331/1/030075390.pdf>
- **Plainfossé, H.** (2019). *Recherche et développement d'ingrédients cosmétiques innovants favorisant la réparation cutanée à partir de matières premières naturelles d'origine méditerranéenne* [Thèse de doctorat, Université Côte d'Azur]. <https://doi.org/10.70675/152cd31fzd5e3z4159zb48fz314815cf158f>
- **Pomeranz, Y., & Meloan, C. E.** (2003). Food analysis: Theory and practice (3rd ed.). Springer.
- **Pomper, K. W., Azarenko, A. N., Bassil, N., Davis, J. W., & Mehlenbacher, S. A.** (1998). Identification of random amplified polymorphic DNA (RAPD) markers for self-incompatibility alleles in *Corylus avellana* L. *Theoretical and Applied Genetics*, 97 (3), 479–487.
- **Ponce A.G., Fritz R., Del valle C.E., Roura S.I.** (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora organic Swiss chard. *J leban mittel-wissenchafti and technologie*. N36, p : 679-684. Ø Products. *Foods* 2022, 11, 752. <https://doi.org/10.3390/foods11050752>
- **Radhakrishnan, V. V., Madhusoodhan, K. J., & Kuruvilla, K. M.** (1992). Cinnamon – the spicy bark. *Spice India*, 5 (4), 12- 13.
- **Ragupathy, S., Thirugnanasambandam, A., Vinayagam, V., & Newmaster, S. G.** (2024). Nuclear magnetic resonance fingerprints and mini DNA markers for the authentication of cinnamon species ingredients used in food and natural health products. *Plants*, 13 (6), Article 841. <https://doi.org/10.3390/plants13060841>
- **Ranasinghe, P., Pigera, S., Premakumara, G. S., Galappaththy, P., Constantine, G. R., & Katulanda, P.** (2013). Medicinal properties of ‘true’ cinnamon (*Cinnamomum zeylanicum*): a systematic review. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 13(1), 1-10 <https://doi.org/10.1186/1472-6882-13->
- **Rao, M. V., Sengar, A. S., Sunil, C. K., & Rawson, A.** (2021). Ultrasonication - A green technology extraction technique for spices: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 116, 975–991. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.09.006>
- **Rao, P. V., & Gan, S. H.** (2014). Cinnamon: A multifaceted medicinal plant. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2014, Article ID 642942, 1-12. <https://doi.org/10.1155/2014/642942>
- **Raven, P. H., Evert, R. F., & Eichhorn, S. E.** (2007). Biologie végétale (7e éd.). De Boeck Supérieur.
- **Ravindran, P. N., Nirmal-Babu, K., & Shylaja, M.** (2003). Cinnamon and cassia: The genus *Cinnamomum*. CRC Press.
- **Reiner, Ž., Catapano, A. L., De Backer, G., Graham, I., Taskinen, M.-R., Wiklund, O., Agewall, S., Alegria, E., Chapman, M. J., Durrington, P., Erdine, S., Halcox, J., Hobbs, R., Kjekshus, J., Filardi, P. P., Riccardi, G., Storey, R. F., & Wood, D.** (2011). ESC/EAS Guidelines for the management of dyslipidaemias: The Task Force for the management of dyslipidaemias of the European Society of Cardiology (ESC) and the European Atherosclerosis Society (EAS). *European Heart Journal*, 32 (14), 1769–1818. <https://doi.org/10.1093/eurheartj/ehr158>
- **Rémy, L.** (1991). *Les huiles essentielles et la peau* [Thèse de doctorat, Université Joseph Fourier (Grenoble I)]. dumas. <https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03651526v1>
- **Research and Markets.** (2025). Star anise extract global market insights 2025, analysis and forecast to 2030. Prof Research. <https://www.researchandmarkets.com/report/star-anise-extract>
- **Roux, D.** (2008). Conseil en aromathérapie (2e éd.). Pro Officina.
- **Royal Botanic Gardens, Kew.** (2023). State of the world's plants and fungi 2023: Tackling the nature emergency – Evidence, gaps and priorities. Royal Botanic Gardens, Kew. <https://doi.org/10.34885/wnwn-6s63>

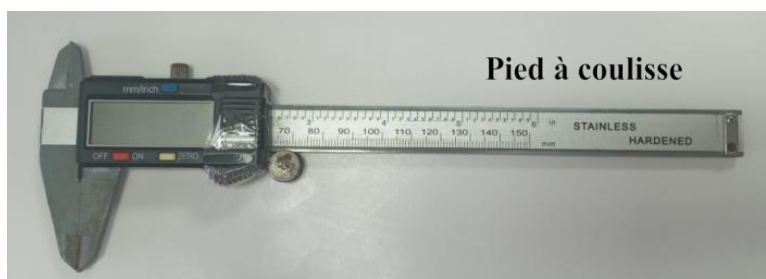
- Santos, P. H., Marciano, J. S., da Silva, D. J., Camani, P. H., Ferreira, G., Duran, A. F. A., Camillo, L. M. B., Bueno, R. F., & Rosa, D. S. (2026). Exploring the chemical composition and functional properties of essential oils: Insights into antioxidant, antibacterial, and anti-SARS-CoV-2 activities. *South African Journal of Botany*, 189, 478–488. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2025.12.011>
- Sapkota, A. (2021). Enterobacteriaceae cultural characteristics. *Microbe Notes*. Consulté le 8 juin 2026, sur <https://microbenotes.com/enterobacteriaceae-cultural-characteristics/>
- Sharafan, M., et al. (2022). *Illicium verum* (Star Anise) and Trans-Anethole as Valuable Raw Materials for Medicinal and Cosmetic Applications. *Molecules*, 27(3), 650. <https://www.mdpi.com/1420-3049/27/3/650>
- Sharma, U. K., Sharma, A. K., & Pandey, A. K. (2016). Medicinal attributes of major phenylpropanoids present in cinnamon. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 16, Article 156. <https://doi.org/10.1186/s12906-016-1142-6>
- Shields, P., & Cathcart, L. (2010). Oxidase test protocol. American Society for Microbiology. <https://asm.org/getattachment/00ce8639-8e76-4acb-8591-0f7b22a347c6/oxidase-test-protocol-3229.pdf>
- Silva, A. R. M., Mendes, L. S. L., Souza, E. F. S., Pereira, M. L., Alves, M. S., Alves, E. V. P., Torres, E. L., & Novais, T. M. G. (2023). Avaliação da atividade antimicrobiana do óleo essencial de *Cinnamomum cassia*. *Revista Foco*, 16 (11), Article e3640, 1-18. <https://doi.org/10.54751/revistafoco.v16n11-118>
- SpectraLab Scientific Inc. (s.d.). Shimadzu GCMS-QP2010 SE and GC-2010 Plus GC-MS system. Consulté le 8 juin 2026, sur <https://spectralabs-ci.com/equipment/shimadzu-gcms-qp2010-se-and-gc-2010-plus-gc-ms-system/>
- Stevens, N., & Allred, K. (2022). Antidiabetic potential of volatile cinnamon oil: A review and exploration of mechanisms using in silico molecular docking simulations. *Molecules*, 27 (3), 853. <https://doi.org/10.3390/molecules27030853>
- Swedish University of Agricultural Sciences. (2022). *Candida albicans*. Dans AgriMyc - Database of microfungi of veterinary importance. Consulté le 8 juin 2026, sur <https://agrimyc.slu.se/>
- Tan, H., Diddens, C., Lv, P., Kuerten, J. G. M., Zhang, X., & Lohse, D. (2017). Evaporation-triggered microdroplet nucleation and the four life phases of an evaporating Ouzo drop. arXiv. <https://arxiv.org/abs/1706.01395>
- Tan, H., Diddens, C., Mohammed, A. A., Li, J., Versluis, M., Zhang, X., & Lohse, D. (2018). Microdroplet nucleation by dissolution of a multicomponent drop in a host liquid. arXiv. <https://arxiv.org/abs/1811.03517>
- Tarog, A. (2020). *Étude du potentiel antibactérien et antioxydant in vitro et exploration des effets pharmacologiques in vivo du Laurus nobilis L. et Syzygium aromaticum L.* [Thèse de doctorat, Université Sidi Mohamed Ben Abdellah, Faculté des Sciences Dhar El Mahraz – Fès].
- Teuscher, E., Anton, R., & Lobstein, A. (2005). Plantes aromatiques : épices, aromates, condiments et huiles essentielles. Tec & Doc.
- TopTropicals. (s.d.). Dawul Kurundu | Wild Cinnamon Tree | *Cinnamomum cassia* [Photographie]. Dilmah Conservation. https://dmc.dilmahtea.com/web-space/dmc/plants-and-trees/3c331613a26f366446dd2bb9297a8b4104e340d5/500_500.154156554938818.jpg
- Tridge. (2024). Cinnamon and Star Anise Global Market Report: Suppliers, Export Data & Price Trends. Récupéré sur <https://www.tridge.com>
- Udourioh, G. A., Bazza, B. M., Pilani, M. P., & Solomon, M. M. (2025). Therapeutic characteristics of essential oils: historical and scientific considerations. *Journal of Applied Science and Environmental Management*, 29(2), 569–579. <https://doi.org/10.4314/jasem.v29i2.28>
- Wallach, O (2023). Essential oil: Uses, Types & Extraction. Britannica [Internet]. [accessed 2023 Jul 3]. <https://www.britannica.com/topic/essentialoil>
- Wang, G.-W., Hu, W.-T., Huang, B.-K., & Qin, L.-P. (2011). *Illicium verum*: A review on its botany, traditional use, chemistry and pharmacology. *Journal of Ethnopharmacology*, 136 (1), 10–20. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2011.04.051>
- Wang, H. F., Yih, K. H., Yang, C. H., & Huang, K. F. (2017). Antioxidant activity and major chemical component analyses of twenty-six commercially available essential oils. *Journal of Food and Drug Analysis*, 25 (4), 881–889. <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2017.03.006>
- Wang, J., Su, B., Jiang, H., Cui, N., Yu, Z., Yang, Y., & Sun, Y. (2020). Traditional uses, phytochemistry and pharmacological activities of the genus *Cinnamomum* (Lauraceae): A review. *Fitoterapia*, 146, 104675. <https://doi.org/10.1016/j.fitote.2020.104675>
- Wang, Q., Jiang, L., & Wen, Q. (2007). Effect of three extraction methods on the volatile component of *Illicium verum* Hook. f. analyzed by GC-MS. *Wuhan University Journal of Natural Sciences*, 12 (3), 529-534. <https://doi.org/10.1007/s11859-006-0080-7>
- Wichtl, M., & Anton, R. (1999). *Plantes thérapeutiques : Tradition, pratique officinale, science et thérapeutique*. Tec & Doc / Éditions médicales internationales.
- Willem, J.-P. (2004). *Les huiles essentielles : Médecine d'avenir*. Éditions du Dauphin.

- **Wińska, K., Mączka, W., Łyczko, J., Grabarczyk, M., Czubaszek, A., & Szumny, A. (2019).** Essential oils as antimicrobial agents—Myth or real alternative ? *Molecules*, 24 (11), Article 2130. <https://doi.org/10.3390/molecules24112130>
- **Wong, Y. C., Lee, P. P., & Wan Nurdiyana, W. A. (2014).** Extraction and antioxidative activity of essential oil from star anise (*Illicium verum*). *Oriental Journal of Chemistry*, 30 (3), 1159–1171. <https://doi.org/10.13005/ojc/300329>
- **Xie, G.-Y., Ma, J., Guan, L., Liu, X.-M., Wang, A., & Hu, C.-H. (2018).** Proliferation effects of cinnamon extract on human HeLa and HL-60 tumor cell lines. *European Review for Medical and Pharmacological Sciences*, 22 (16), 5347-5354.
- **Yang, J., Qu, Z., Xiao, Y. L., Qiu, G. F., Zhang, T., Wu, Z. Y., He, X. R., & Hu, X. M. (2011).** Chemical composition and antioxidant activity of the essential oil of endemic *Viola tianshanica*. *Natural Product Research*, 25 (18), 1635–1640. <https://doi.org/10.1080/14786419.2010.490778>
- **Yi, D., Xu, W., Qin, L., Xiang, Y., Mo, Y., Liu, X., Liu, Y., Peng, J., Liang, Z., & He, J. (2024).** Characterization and pharmacokinetics of cinnamon and star anise compound essential oil pellets prepared via centrifugal granulation technology. *BMC Veterinary Research*, 20 (1), Article 184. <https://doi.org/10.1186/s12917-024-04026-7>
- **Zaidi, S. F., Aziz, M., Muhammad, J. S., & Kadowaki, M. (2015).** Diverse pharmacological properties of *Cinnamomum cassia* : A review. *Pakistan Journal of Pharmaceutical Sciences*, 28 (4), 1435-1441. <https://www.academia.edu/77105082/>
- **Zhang, X., Meng, X., Wu, J., Huang, L., & Chen, S. (2018).** Global ecological regionalization of 15 *Illicium* species: Nature sources of shikimic acid. *Chinese Medicine*, 13, Article 31. <https://doi.org/10.1186/s13020-018-0194-0>
- **Zhu, L., Luo, Y., Xiao, J., Hao, E., Wei, J., Zhao, J., Yao, C., Wang, Y., & Luo, H. (2024).** Star anise (*Illicium verum* Hook. f.) : dual therapeutic and nutritional potential in food and medicine. *Acupuncture and Herbal Medicine*, 4(4), 563-587 [10.1097/HM9.0000000000000134](https://doi.org/10.1097/HM9.0000000000000134)
- **Zielinski, E. (2018).** The healing power of essential oils: Soothe inflammation, boost mood, prevent autoimmunity, and feel great in every way (First edition.). Harmony Books.
- **Zou, Q., Huang, Y., Zhang, W., Lu, C., & Yuan, J. (2023).** A Comprehensive Review of the Pharmacology, Chemistry, Traditional Uses and Quality Control of Star Anise (*Illicium verum* Hook. F.): An Aromatic Medicinal Plant. *Molecules*, 28 (21), 7378. <https://doi.org/10.3390/molecules28217378>
- **Żukowska, G., & Durczyńska, Z. (2024).** Properties and Applications of Essential Oils: A Review. *Journal of Ecological Engineering*, 25 (2), 333-340. <https://doi.org/10.12911/22998993/177404>

ANNEXES

Équipements	• Autoclave. • Balance analytique, précise à 0,0001 g près. • Bec bunsen. • Bain-marie. • Étuve. • Microscope optique. • Spectrophotomètre. • Vortex. • Chouf ballon • Pied à coulisse
--------------------	---

Verreries/Matériels	Produits
▪ Anse de platine ▪ Bécher. ▪ Boîtes pétris. ▪ Burette graduée. ▪ Cuve en Quartz pour spectrophotomètre UV-VS. ▪ Des disques de papier Whatman TM n°1. ▪ Écouvillons de coton stériles. ▪ Embouts ▪ Eppendorf. ▪ Flacons. ▪ Micropipettes (1000 ml, 100m, 20ml). ▪ Microplaques. ▪ Papier pH. ▪ Pince. ▪ Pipettes pasteurs. ▪ Seringue de 10 ml. ▪ Tubes à essais. ▪ Ballon	▪ Acide ascorbique ▪ Chlorure de Sodium « NaCl ». ▪ Disque oxydase. ▪ Disque antibiotique. ▪ Disque vierge stérile. ▪ DPPH. ▪ Eau distillée. ▪ Eau physiologie stérile. ▪ Ethanol. ▪ Hydroxyde de potassium « KOH ». ▪ Peroxyde d'hydrogène (H₂O₂). ▪ TTC. ▪ Tween 80.



Pied à coulisse

Cours Hygiène- Stérilisation	Fiche Méthode La coloration de Gram
--	--

Les bactéries peuvent être groupées en 2 catégories selon la méthode de coloration de Gram. Cette technique a été mise au point en 1884 par Hans Christian Gram, un bactériologiste danois. Après coloration, les bactéries Gram+ deviennent violettes alors que les bactéries Gram- apparaissent en rose. La répartition des bactéries en Gram+ ou Gram- est un critère systématique important pour la classification des bactéries.

1. Principe de la coloration

Le violet de gentiane est un colorant qui colore l'intérieur des bactéries. Celles-ci sont ensuite décolorées à l'alcool-acétone. Certaines bactéries gardent leur couleur violette : ce sont les bactéries Gram + grâce à la composition chimique de leur paroi et de sa structure plus épaisse. D'autres perdent cette couleur violette à cause de leur paroi fine et davantage perméable : ce sont les bactéries dites de Gram-.

Fiche méthode			
Matériel		Produits	
- Pissette d'eau - Lames - Ecouvillons	- Boîtes de Pétri - Cuve à coloration Microscopes, lames, lamelles, bec benzène, ôses	- Violet de Gentiane - Décolorant - Safranine	- Lugol - Culture bactérienne - Eau de javel (pour désinfecter les lames à la fin)
Mode opératoire A partir de cultures bactériennes sur surface gélosées (lames de contact):			
1. Faire un frottis	2. Coloration au violet de gentiane	3. Décolorer	
✓ Nettoyer une lame à l'alcool. ✓ Déposer une goutte d'H₂O sur la lame. ✓ Toucher une colonie à l'aide d'une pointe jaune ou d'un cure-dent stérile pour prélever des bactéries. Il n'est pas nécessaire de prendre beaucoup de bactéries ✓ Frotter la pointe dans la goutte d'eau. Laisser sécher à l'air. ✓ Passer 3 fois la lame dans la petite flamme (veilleuse) du bec Bunsen pour fixer l'échantillon à la chaleur.	1) Déposer quelques gouttes de solution de violet de gentiane sur le frottis fixé. 2) Laisser agir 1 minute. Le violet de gentiane colore le cytoplasme des bactéries. 3) Eliminer l'excès de colorant dans un bécher. Rincer très brièvement en faisant couler l'eau sur la lame au-dessus du frottis (pas directement sur le frottis). 5) Déposer quelques gouttes de lugol sur le frottis. Le Lugol (composé iodé) est un mordant qui permet de fixer le violet dans les bactéries. Laisser agir 1 minute. Jeter la solution de Lugol dans un bécher et rincer brièvement à l'eau comme précédemment.	■ Faire couler la solution de décoloration (mélange d'alcool et d'acétone) sur la lame jusqu'à ce que le violet ne s'écoule plus du frottis (5 à 10 secondes). ■ Rincer à l'eau ■ Les pores de la paroi des Gram+ sont fermés par la déshydratation à l'alcool. La paroi est alors imperméable et le colorant violet reste dans les bactéries. La membrane des Gram- est dissoute par le mélange alcool-acétone. La paroi plus mince et de composition différente laisse alors sortir la coloration violette Contre-colorer en déposant la solution de safranine (rose) pendant 1 minute. Ce colorant permet de visualiser les bactéries Gram- décolorées à l'étape précédente. Cette coloration moins forte que le violet n'affecte pas la couleur des Gram+. ■ Rincer à l'H₂O. ■ Laisser sécher à l'air. ■ Observer au microscope (grossissement 400x ou, avec une goutte d'huile à immersion, au grossissement 1000x).	

NUTRITIVE AGAR 2.8% + NaCl

54478

64484

GELOSE / MILIEU D'ENRICHISSEMENT**IVD****1- APPLICATION**

Cette gélose est un milieu solide qui convient à la subculture des bactéries ne présentant pas d'exigences particulières.

2- PRINCIPE

La culture des bactéries non exigeantes est favorisée par les substances nutritives apportées par la peptone, l'extrait de viande et de levure.

Elle peut être additionnée de différents ingrédients : sucres, colorants, sérum, sang, extrait globulaire, etc...

La présence de chlorure de sodium permet d'éviter l'hémolyse, lorsqu'on y ajoute du sang.

3- PRESENTATION

- Milieu prêt à l'emploi
 - 25 tubes de 8 ml (gélose inclinée) code 54478
- Milieu déshydraté
 - flacon de 500 g code 64484

4- COMPOSITION (en g/l d'eau distillée)

Peptone	4,4
Extrait de viande	1,85
Extrait de levure	4,4
Chlorure de sodium	6,35
Agar	

Préparation du milieu :

Homogénéiser la poudre contenue dans le flacon.

Mettre **28 grammes** de milieu déshydraté dans 1 litre d'eau distillée stérile. Porter à ébullition jusqu'à dissolution complète. Si nécessaire, ajuster le pH à 7,4. Stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 15 minutes. Répartir en boîtes de Petri ou en flacons.

5- CONSERVATION

- Milieu prêt à l'emploi : à + 2-8°C
- Milieu déshydraté : flacon soigneusement fermé dans un endroit sec à +15-25°C.
La date de péremption et le numéro de lot sont indiqués sur le conditionnement.

6- UTILISATION**Matériel :**

- Matériel fourni : milieu Nutritive agar 2,8% + NaCl.

Ensemencement :

Ensemencer à partir d'une culture pure et fraîche prélevée sur milieu gélosé.

Incubation :

Incuber pendant 24 heures à 37°C.

B.C.P.

REF 54376

REF 63854

REF 64444

MILIEU D'ISOLEMENT DES ENTÉROBACTÉRIES ET DE DIFFÉRENCIATION
DES ESPÈCES LACTOSE (+) ET LACTOSE (-)



2014/04

1- APPLICATION

La gélose lactosée au bromocrésol-pourpre (B.C.P.) est un milieu non sélectif pour l'isolement et la numération des Entérobactéries. Il permet (également) de différencier les espèces fermentant le lactose de celles qui ne le fermentent pas. Ce milieu est utilisé couramment au cours de l'examen bactériologique des urines et des selles.

2- PRINCIPE

La différenciation des Entérobactéries est basée sur leur capacité à fermenter ou non le lactose. S'il y a fermentation du lactose, cela induit une acidification qui entraîne une coloration jaune des colonies en présence de pourpre de bromocrésol (indicateur de pH).

3- PRÉSENTATION

- Milieu prêt à l'emploi
 - coffret de 20 boîtes de Petri (90 mm) (**BCP**) code 63854
- Milieu prêt à l'emploi (à répartir)
 - 6 flacons de 200 ml (**BCP**) code 54376
- Milieu déshydraté 500 g code 64444

4- COMPOSITION THÉORIQUE (en g/l d'eau distillée)

Le milieu est préparé selon la formule décrite par HAJNA et DAMON (1).

Casitone	7,5
Extrait de levure	2
Lactose	10
Agar	25
Pourpre de Bromocrésol	0,02
pH final :	6,8 ± 0,2

Préparation du milieu :

Homogénéiser la poudre contenue dans le flacon.

Mettre 29 grammes de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée stérile. Mélanger jusqu'à l'obtention d'une suspension homogène. Chauffer lentement, en agitant fréquemment, puis porter à ébullition jusqu'à dissolution complète. Stériliser à 121°C pendant 15 minutes puis répartir en boîtes de Petri ou en flacons.

5- CONSERVATION

- Milieu prêt à l'emploi : +2-8°C.
 - Milieu prêt à l'emploi (à répartir) : +2-25°C.
 - Milieu déshydraté : flacon soigneusement fermé dans un endroit sec et frais.
- La date de péremption et le numéro de lot sont indiqués sur le conditionnement.

6- UTILISATION

Matériel :

- Matériel fourni : milieu B.C.P.

Ensemencement :

Ensemencer en stries directement à partir de l'échantillon à étudier (suspension de selles, urines). Pour la conservation des échantillons biologiques, se référer aux recommandations en vigueur (2).

BIO-RAD

CHAPMAN - MANNITOL SALT AGAR

REF 53647 - 63844 - 64134

Milieu d'isolement et de Différenciation des Staphylocoques



1. APPLICATION

La gélose Chapman - Mannitol Salt Agar est un milieu sélectif pour l'isolement et la numération des staphylocoques. Il permet également de différencier les espèces fermentant le mannitol de celles qui ne le fermentent pas.

2. PRINCIPE

La sélectivité de ce milieu est basée sur la présence de chlorure de sodium qui inhibe la plupart des bactéries à Gram (+) et à Gram (-). La différenciation des Staphylocoques est basée sur leur capacité à fermenter ou non le mannitol. S'il y a fermentation, cela induit une acidification qui entraîne une coloration jaune du milieu en présence de rouge de phénol (indicateur de pH).

3. PRESENTATION

- Milieu prêt à l'emploi
 - coffret de 20 boîtes de Petri (90 mm) (**MSA**) code 63844
- Milieu prêt à l'emploi (à répartir)
 - 6 flacons de 200 ml (**MSA**) code 53647
- Milieu déshydraté
 - flacon de 500 g code 64134

4. COMPOSITION THEORIQUE (en g/l d'eau distillée)

Le milieu Chapman - Mannitol Salt Agar est préparé selon la formule décrite par Chapman (1).

- Peptone 10
- Extrait de viande de bœuf 1
- Chlorure de sodium 75
- Mannitol 10
- Rouge de phénol 0.025
- Agar 15
- pH final : 7.4 ± 0.2

Préparation du milieu :

Homogénéiser la poudre contenue dans le flacon.

Mettre **111 grammes** de milieu déshydraté dans un litre d'eau distillée stérile. Mélanger jusqu'à obtention d'une suspension homogène. Chauffer lentement en agitant fréquemment, puis porter à ébullition jusqu'à dissolution complète. Stériliser à l'autoclave à 121° C pendant 15 minutes. Répartir en boîtes de Petri ou en flacons.

5. CONSERVATION

- Milieu prêt à l'emploi (Petri) : à + 2 - 20°C.
- Milieu prêt à l'emploi (tubes et flacon) : à + 2 - 8°C.
- Milieu déshydraté : flacon soigneusement fermé dans un endroit sec à +15-25°C.

La date de péremption et le numéro de lot sont indiqués sur le conditionnement.

6. UTILISATION

Matériel :

- Matériel fourni : milieu Chapman – Mannitol Salt Agar

Ensemencement :

Ensemencer directement en stries à partir de l'échantillon à étudier. Pour la conservation des échantillons biologiques, se référer aux recommandations en vigueur (2).



Hektoen Agar

Catalog #	Description
3563894	Hektoen Agar , ready-to-use, 90 mm x 20 dishes
3564284	Hektoen Agar , dehydrated, 500 g

For laboratory use only.

Intended Use

Medium used for the detection and isolation of *Enterobacteria*, especially *Salmonella* and *Shigella*, in food products.

Principle

The medium is based on several reactions. *Enterobacteriaceae* that utilize lactose, saccharose and/or salicin for growth, acidifying the medium, which combined with bromothymol blue turns the agar yellow. *Salmonella* and *Shigella* utilize peptone for growth, alkalizing the medium, which combined with fuchsin turns the agar blue. Further differentiation occurs through the production of H₂S. Thiosulfate serves as a reaction component and ferric salts as indicators through the formation of iron sulfides, which turn colonies black indicating the presence of *Salmonella*. Due to the presence of bile salts, the medium inhibits the growth of Gram positive bacteria.

Theoretical Composition

Base Medium

Enzymatic digest of meat	12 g
Yeast extract	3 g
Sodium chloride	5 g
Sodium thiosulfate	5 g
Bile salts	9 g
Ferric ammonium citrate	1.5 g
Salicin	2 g
Lactose	12 g
Saccharose	12 g
Fuchsin acid	100 mg
Bromothymol blue	65 mg
Agar	13 g
Distilled water	1,000 ml

Final pH at 25°C = 7.5 ± 0.2

Shelf Life and Storage

Store ready-to-use medium at 2–8°C. Store dehydrated medium at 15–25°C in carefully sealed bottles in a cool, dry place. Expiration date is on package.

Required Materials Not Supplied

This list is not exhaustive.

Equipment

- All usual laboratory equipment
- Incubators or incubation room
- Scales
- Stirrer/homogenizer
- Vortexer

Milieu gélosé C

(gélose Sabouraud avec glucose)
Sabouraud gélose (XIX)

355-6524

355-6519

356-4494

DOMAINE D'APPLICATION

La gélose de Sabouraud est utilisée pour l'isolement, l'identification et la culture des levures et moisissures à partir de prélèvements peu souillés par les bactéries. Ce milieu est recommandé par le Codex de la Pharmacopée Française pour les contrôles de stérilité des produits pharmaceutiques.

Equivalent USP 30/NF 25 : Milieu XIX

REFERENCE(S)

• **USP 30/NF 25 US Pharmacopeia and National Formulary (2007)** : Microbial Limit Tests (61) - Microbiological Tests

• **Pharmacopée Européenne 6.0** - Méthodes Biologiques - 2.6.13. : Contrôle Microbiologique des produits non stériles (Recherche de micro-organismes spécifiés)

PRINCIPE

La croissance rapide des levures et des moisissures est favorisée par la présence des substances nutritives apportées par la peptone et par celle du glucose utilisé comme source énergétique. L'ajout de différents antibiotiques peut être réalisé afin de rendre le milieu inhibiteur vis-à-vis des bactéries.

PRESENTATION

- **Prêt à l'emploi**
 - 8 ml x 25 tubes (incl.) **code 355-6524**
 - 100 ml x 6 flacons **code 355-6519**
- **Déshydraté** **code 356-4494**
 - 500 g

CONSERVATION/VALIDITE/LOT

- Prêt à l'emploi : à +2-8°C
- Déshydraté : +15-25°C, flacon soigneusement fermé dans un endroit frais et sec
- La date de péremption et le numéro de lot sont indiqués sur le conditionnement.

FORMULE THEORIQUE

Peptone	10 g
Glucose	40 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 ml
pH (25°C) final = 5,6 – 6,0	

NB : Des adaptations de la formule ont pu être réalisées afin d'atteindre les critères de performance requis.

AUTRE(S) PRODUIT(S) NECESSAIRE(S) (NON FOURNI(S))

- Diluant(s)
- Eau distillée

MATERIEL NECESSAIRE NON FOURNI

(liste non exhaustive)

- Balance
- Sacs de pesée stériles
- Broyeur
- Plaque chauffante
- Agitateur-homogénéisateur
- Tubes à essais (16 x 160 mm) avecouchons autoclavables
- Flacons de 125 ml en Pyrex avec bouchons autoclavables
- Boîtes de pétri stériles (Ø = 90 mm)
- Pipettes stériles (1 ml,...)
- Etaleurs stériles
- Bain-marie avec une précision de ±1°C
- Etuve ou enceinte thermostatée avec une précision de ±1°C
- Autoclave
- Tout matériel courant d'un laboratoire

PREPARATION DU MILIEU DESHYDRATE

Toujours agiter avant chaque utilisation.

Dissoudre 42 grammes de poudre dans 1 litre d'eau distillée.

Chauffer lentement en agitant fréquemment, puis porter à ébullition jusqu'à dissolution complète.

Répartir à raison de 8 ml par tubes ou de 100 ml par flacon, et stériliser à l'autoclave à 121°C pendant 20 minutes.

Taux de reconstitution : 42 g/l

500 grammes de poudre permettent de réaliser 11,9 litres de milieu.

PROTOCOLE

Ensemencement et incubation

Ajouter éventuellement de la Gentamicine ou du Chloramphénicol.

Homogénéiser et couler en boîtes de Petri stériles.

Transférer l'échantillon à analyser et étaler à l'aide d'un étaleur stérile.

Incuber à 32°C ± 1°C pendant 3 à 7 jours.