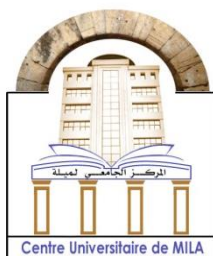


الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de L'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



N° Ref :.....

Centre Universitaire Abdelhafid BOUSSOUF- Mila

Institut des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biotechnologie Végétale

**Mémoire préparé en vue de l'obtention du diplôme de
Master**

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Biotechnologie

Spécialité : Biotechnologie Végétale

Thème :

**Etude ethnobotanique et pharmacologique des plantes
médicinales et aromatiques utilisées dans la wilaya de Mila**

Présenté par :

- BOULBAIR Khawla
- REMITTA Ikram

Devant le jury :

Présidente	BENKARA MOSTEFA S.	MAB	C-U-Mila
Examinatrice	BELDI H.	MCB	C-U-Mila
Co-promotrice	MANALLAH H.	MAA	C-U-Mila
Co-promoteur	DAOUDI Hamza	MCA	C-U-Mila
Promotrice	BOUCHETAT F.	MCA	C- U-Mila

Année Universitaire 2024/2025

Remerciements

Avant toute chose, je rends grâce à Allah, Le Très-Haut, pour m'avoir accordé la force, la patience et la sérénité nécessaires pour mener à bien ce travail. C'est grâce à Sa miséricorde que nous avons pu franchir chaque étape avec confiance.

*Nous tenons à exprimer nos reconnaissances profondes à Madame **BOUCHETAT Fawzia**, notre encadrante principale, pour son soutien constant, sa disponibilité précieuse, et ses conseils éclairés tout au long de ce mémoire. Sa bienveillance et sa rigueur ont été pour nous une véritable source de motivation.*

*Nos remerciements les plus sincères vont également à Madame **MANALLAH Ahlam**, co-encadrante, pour son accompagnement attentionné, son appui généreux, et ses observations constructives qui ont largement contribué à la qualité de ce travail. Nous sommes profondément reconnaissantes à Madame **BENKARA MOSTEFA Sabrina**, présidente du jury, pour sa rigueur, sa disponibilité, et l'intérêt qu'elle a porté à notre travail.*

*Nous remercions chaleureusement Madame **BELDI Hakima**, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de faire partie du jury, et pour la richesse de ses remarques et ses encouragements bienveillants.*

*Nous tenons également à remercier chaleureusement Madame **NEUICHI Siham**, qui a grandement contribué à l'élaboration de la partie activité antibactérienne grâce à son aide précieuse et son soutien sans faille. Enfin, nous adressons nos remerciements les plus respectueux à l'ensemble des ingénieurs des laboratoires et aux enseignants du département*

KHAWLA & IKRAM

Dédicace

Louange à Allah, Seigneur des mondes. Louange à Celui par la grâce duquel les œuvres s'accomplissent, par Sa faveur les difficultés s'aplanissent, et par Son secours les objectifs sont atteints.

*À mon père bien-aimé, **Boulbair El Haddi**, En reconnaissance de ton soutien constant, de ta patience inlassable et de ton dévouement sans faille tout au long de ma vie. Je t'adresse toute ma gratitude et mon profond respect, toi qui as toujours été mon exemple et mon appui.*

*À ma chère mère, **Boulbair Daloula**, À toi, qui as été mon refuge, ma force silencieuse, et dont les prières m'ont portée Tu es la lumière de mon chemin, et à toi revient une grande part de ce que j'ai accompli. Merci du fond du cœur.*

*À mes frères : **Fouad, Mohamed, Nadir**, Merci pour votre présence fidèle, votre soutien sincère, et votre affection tout au long de ce parcours.*

À mes grands-parents, En témoignage de reconnaissance pour vos prières sincères et votre amour inconditionnel. Votre bénédiction a toujours été une source de paix et de force pour moi.

*À mes amies estimées : **Hasna, Feryal, Asma et Manel**, Merci pour votre sincérité, votre bienveillance, et votre précieuse présence durant cette aventure académique.*

*À ma collègue dans l'élaboration de ce mémoire, **ikram**, Merci pour ton esprit de collaboration, ta patience et ton engagement constant. Notre travail commun fut une expérience enrichissante, empreinte de sérieux et de respect mutuel.*

À tous ceux qui m'ont soutenue de près ou de loin, Je dédie ce modeste travail en signe de reconnaissance et de profonde gratitude. Recevez-en toute ma considération.

KHAWLA

Dédicace

Au nom d'Allah, le Tout Miséricordieux, le Très Miséricordieux

Louange à Allah qui m'a soutenue et guidée jusqu'à cette étape importante de mon parcours. Après 17 années de labeur, de rêves, de patience et d'efforts, voici le fruit de ce chemin, que je dédie avec amour et gratitude à ceux qui ont été à mes côtés à chaque instant.

Je dédie ce travail humblement à :

*Mon père **Omar Remita**, mon pilier, mon exemple de force et de sagesse. Celui qui m'a appris que la patience est la clé de toute réussite. Que Dieu te protège et te donne longue vie.*

*Ma mère **Saïda Amira**, source d'amour infini, au cœur immense. Tes prières et ta tendresse m'ont toujours portée. Que Dieu te garde précieusement.*

Mes frères et sœurs bien-aimés, qui ont toujours été là pour moi, par leur présence, leurs mots ou simplement leur affection.

*Mon oncle **Elyes Remita** et son épouse, pour leur soutien constant et leur générosité. Merci de m'avoir tendu la main quand j'en avais besoin.*

Ma tante chère à mon cœur, pour son attention et ses mots doux, toujours présents au bon moment. Ma jeune tante maternelle, au sourire sincère et au cœur pur, dont l'affection m'a toujours réchauffée.

*Ma précieuse amie **Chafia Benmebark**, confidente fidèle qui a partagé avec moi les moments de doute comme les instants de joie. Que Dieu te bénisse pour ta présence.*

À toutes mes amies, chères à mon cœur, avec qui j'ai partagé tant de souvenirs et de rêves pendant toutes ces années.

*Et enfin, à **Khawla**, ma partenaire de mémoire, avec qui j'ai cheminé main dans la main dans ce projet, malgré les défis, jusqu'au bout.*

Puisse Allah récompenser chacun de vous de la meilleure des façons ici-bas et dans l'au-delà. Que ce travail soit accepté et placé dans la balance de nos bonnes actions.

IKRAM

Résumé

Dans le cadre de la valorisation des plantes médicinales spontanées, cette étude a porté sur (*Inula viscosa*), une espèce largement répandue dans la région de Mila et traditionnellement utilisée en médecine populaire. L'objectif principal était d'évaluer sa composition phytochimique ainsi que ses principales activités biologiques : activité antioxydante, activité anti-inflammatoire, activité antibactérienne et activité antifongique, tout en utilisant l'extraction aqueuse (macération, décoction) et organiques (éthanol, chloroforme, éther de pétrole). L'analyse quantitative a révélé que l'extrait au chloroforme contenait les concentrations les plus élevées en polyphénols (65.96 ± 0.61 mg EAG/g) et en flavonoïdes (106.53 ± 0.55 mg EQ/g), suivi par l'extrait étheré. Les extraits aqueux, bien que produisant un rendement supérieur jusqu'à (38 %), présentaient des teneurs moins importantes en composés bioactifs. L'essai sur l'activité antioxydante a révélé pour l'extrait macéré un IC_{50} égal à (1.675 mg/ml), proche de de l'acide ascorbique avec un IC_{50} de (1.557 mg/ml). L'extraction par la décoction a présenté la meilleure activité anti-inflammatoire IC_{50} a été de (1.111 mg/ml), comparable au diclofénac avec un IC_{50} de (2.35 mg/ml). L'activité antibactérienne a été absente dans les extraits aqueux pour une concentration maximale de (100 mg/ml), mais bien marquée avec les extraits organiques, notamment contre (*Staphylococcus aureus*) jusqu'à (26.14 mm) et (*Escherichia coli*) jusqu'à (19.24 mm). Concernant l'activité antifongique, les extraits aqueux ont montré une inhibition totale de Mildiou (100 %) et une forte action contre Oïdium. Une activité modérée a été observée contre le Charbon et la Rouille jaune. En effet, ces résultats confirment le potentiel pharmacologique d'(*Inula viscosa*) et valident scientifiquement ses usages traditionnels.

Mots clés : (*Inula viscosa*), biomolécules, activités biologiques, plantes médicinales et aromatiques

Abstract

As part of the valorization of spontaneous medicinal plants, this study focused on *Inula viscosa*, a species widely distributed in the Mila region and traditionally used in folk medicine. The main objective was to evaluate its phytochemical composition and major biological activities—antioxidant, anti-inflammatory, antibacterial, and antifungal—using aqueous (maceration, decoction) and organic (ethanol, chloroform, petroleum ether) extractions. Quantitative analysis showed that the chloroform extract contained the highest concentrations of polyphenols (65.96 ± 0.61 mg GAE/g) and flavonoids (106.53 ± 0.55 mg QE/g), followed by the petroleum ether extract. In contrast, aqueous extracts, though yielding more material (up to 38%), contained lower levels of bioactive compounds. The DPPH assay revealed strong antioxidant activity in the macerated extract ($IC_{50} = 1.675$ mg/ml), nearly matching ascorbic acid ($IC_{50} = 1.557$ mg/ml). The decoction exhibited the highest anti-inflammatory activity ($IC_{50} = 1.111$ mg/ml), comparable to diclofenac ($IC_{50} = 2.35$ mg/ml), while chloroform and petroleum ether extracts were less effective. Antibacterial evaluation showed no inhibition for aqueous extracts. In contrast, chloroform and petroleum ether extracts exhibited strong activity, particularly against *Staphylococcus aureus* (up to 26.14 mm) and *Escherichia coli* (up to 19.24 mm). Regarding antifungal activity, the aqueous extracts showed complete inhibition of Mildiou (100%) and strong effects against Oidium. Moderate activity was observed against Charbon and Rouille jaune. Indeed, *Inula viscosa* exhibits a rich phytochemical profile and promising bioactivities, supporting its traditional use and suggesting potential pharmacological applications.

Key words: *Inula viscosa*, biomolecules, biological activities, medicinal and aromatic plants.

المستخلص

في إطار تثمين النباتات الطبية العفوية، ركزت هذه الدراسة على نبات *Inula viscosa*، وهو نوع واسع الانتشار في ولاية ميلة ويُستخدم تقليدياً في الطب الشعبي. الهدف الأساسي كان تقييم تركيبه الكيميائي النباتي وأنشطته البيولوجية الرئيسية: المضادة للأكسدة، والمضادة للالتهاب، والمضادة للبكتيريا، والمضادة للفطريات، باستخدام مستخلصات مائية (نقع، غلي) وعضوية (إيثانول، كلوروفورم، إيثر بترولي).

أظهرت التحاليل الكمية أن مستخلص الكلوروفورم يحتوي على أعلى تركيز من البوليفينولات (0.61 ± 65.96 ملغ مكافئ حمض الغاليك/غ) والفلافونويدات (0.55 ± 106.53 ملغ مكافئ كيرسيتين/غ)، يليه مستخلص الإيثر البترولي. بينما كانت المستخلصات المائية أغزر إنتاجاً (حتى 38%)، إلا أنها احتوت على نسب أقل من المركبات النشطة.

أظهر اختبار DPPH نشاطاً مضاداً للأكسدة قوياً لمستخلص النقع ($IC_{50} = 1.675$) ملغ/مل، قريباً من حمض الأسكوربيك (1.557 ملغ/مل). أما مستخلص الغلي، فقد أبدى أعلى نشاط مضاد للالتهاب ($IC_{50} = 1.111$) ملغ/مل مشابهاً للدكلوفيناك (2.35 ملغ/مل).

في اختبار النشاط المضاد للبكتيريا، لم تُظهر المستخلصات المائية أي تأثير، بينما أظهرت المستخلصات العضوية فعالية قوية خصوصاً ضد *Staphylococcus aureus* (حتى 26.14 ملغ) و *Escherichia coli* (حتى 19.24 ملغ). أما النشاط المضاد للفطريات، فقد أظهر المستخلص المائي تثبيطاً كاملاً لفطر *Mildiou* (100%) وفعالية قوية ضد *Oidium*، ونشاطاً متوسطاً ضد *Rouille jaune* و *Charbon*.

تؤكد هذه النتائج على الفعالية الدوائية المحتملة لنبات *Inula viscosa* وتدعم استعماله التقليدي.

الكلمات المفتاحية: الإنولا اللزجة، الجزيئات الحيوية، الأنشطة البيولوجية، النباتات الطبية والعطرية.

Table des matières

Introduction	1
Synthèse bibliographique	3
Chapitre I	4
Les Plantes Médicinales et Aromatiques	4
1. Introduction aux plantes médicinales et aromatiques	5
1.1 Les plantes médicinales	5
1.1.1 Histoire de l'utilisation des plantes médicinales	5
1.2 Les plantes aromatiques.....	6
2. Classification des plantes médicinales et aromatiques.....	6
Chapitre II Quelques familles botaniques identifiées dans la wilaya de Mila	7
1. La famille des Astéracées	8
2. La famille Asphodelaceae	11
2.1 <i>Asphodelus ramosus L</i>	11
3. La famille des Lamiaceae.....	13
3.1. <i>Menthe à feuilles rondes (Mentha suaveolens / Mentha rotundifolia)</i>	13
3.2 <i>Marrubium vulgare</i>	15
4. La famille Apiaceae	17
4.1. <i>Thapsia garganica L</i>	18
4.2. <i>Bunium mauritanicum (Talghouda)</i>	20
5. Famille des Cucurbitaceae	22
5.1. <i>Ecballium elaterium</i>	22
5 La famille Asparagaceae	25
5.1 <i>Drimia maritima</i>	25
6. La famille des Urticacées	28
6.1. <i>Urtica dioica L</i>	28
7 Les métabolites secondaires	31
7.1. Flavonoïde.....	31
7.2. Les phénols totaux.....	32
Chapitre III	33
Activités biologiques	33
1. Activité antibactérienne	34
1.1 Définition des bactéries	34
1.2.Antibiotiques.....	34
2. Activité Anti- inflammatoire.....	35

2.1. Les anti-inflammatoires stéroïdiens (AIS)	35
2.2 Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS)	35
3. Activité antioxydantes	36
3.1. Les radicaux libres	36
3.2. Stress oxydatif	37
3.3. Conséquence du stress oxydatif	37
4. Activité anti fongique	37
4.1. Les champignons	37
4.2. Présentation des maladies fongiques	38
<i>Partie expérimentale</i>	41
<i>Chapitre IV</i>	42
<i>Matériel et méthodes</i>	42
<i>Objectif</i>	43
1. Matériel végétal	43
2. Présentation de la zone d'étude	43
2.1 Localisation géographique de la wilaya de Mila	43
3. Récolte de la matière végétale	43
3.1 Préparation du matériel végétal	44
4. Préparation d'extrait	44
5 Extraction des huiles essentielle	47
6 Analyse quantitative	48
6.1 Dosage des polyphénols totaux	48
6.2. Dosage des flavonoïdes totaux	49
7. Activités biologiques	50
7.1 Activité antioxydant	50
7.2. Activité antibactérienne	51
8. Activités anti- inflammatoire	56
8.1. Principe de la méthode	56
8.2. Préparation du tampon PBS	56
8.3. Préparation des concentrations testées	56
9. Activité antifongique	58
9.1. Évaluation de l'activité antifongique de l'extrait végétal	58
<i>Chapitre V</i>	61
<i>Résultats et discussions</i>	61
1. Rendement des extraits	62
2. Résultat de l'extraction des huiles essentielles d' <i>Inula viscosa</i>	63

3. Analyse quantitative.....	63
3.1 Dosage des polyphénols totaux	63
3.2 Dosage des flavonoïdes totaux	65
4. Activités biologiques.....	67
4.1. Activité antibactérienne	67
4.2. Activité anti-inflammatoire.....	74
4.3. Activité Antioxydant	77
4.4. Activité antifongique	80
Conclusion.....	88
Références bibliographiques	91
Les annexes	97

Liste des figures

Figures	Page
Figure 01 : Espèce de (<i>Inula viscosa</i> L.)	9
Figure 02 : La tige	10
Figure 03 : Les feuilles	10
Figure 04 : Les fleurs	10
Figure 05 : les fruits (<i>Inula viscosa</i> .)	10
Figure 06 : Les racines	12
Figure 07 : La tige	12
Figure 08 : Les feuilles (<i>Mentha rotundifolia</i>)	12
Figure 09 : La tige	14
Figure 10 : Les feuilles	14
Figure 11 : Les fleurs	14
Figure 12 : (<i>Marrubium vulgare</i>)	15
Figure 13 : La tige	16
Figure 14 : Les feuilles	16
Figure 15 : les fleurs	16
Figure 16 : <i>Thapsia garganica</i>	18
Figure 17 : Les racines	18
Figure 18 : La tige	18
Figure 19 : Les fruits	18
Figure 20 : Les fleurs	18
Figure 21 : <i>Bunium mauritanicum</i> L	20
Figure 22 : Les racine	21
Figure 23 : La tige	21
Figure 24 : Les fleurs	21

Figure 25 : <i>Ecballium elaterium</i>	22
Figure 26 : La tige	23
Figure 27 : Les feuilles	23
Figure 28 : Les fleurs	23
Figure 29 : Les fruit	23
Figure 30 : <i>Drimai maritima</i>	25
Figure 31 : Les racines	26
Figure 32 : La tige	26
Figure 33 : Les feuilles	26
Figure 34 : Les fleurs	26
Figure 35 : <i>Urtica dioica</i>	28
Figure 36 : Les racines	29
Figure 37 : La tige	29
Figure 38 : Les feuilles	29
Figure 39 : Les fruits	29
Figure 40 : Structure des Flavonoïdes	32
Figure 41 : Structure de base des Phénols totaux.	32
Figure 42 : Origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène impliqué en biologie	37
Figure 43 : Observation au microscope optique de la rouille	38
Figure 44 : Observation au microscope optique des oïdium	39
Figure 45 : Observation au microscope de mildiou	40
Figure 46 : Observation au microscope charbon nu	40
Figure 47 : Localisation géographique de la wilaya de Mila	43
Figure 48 : Le séchage et le broyage du matériel végétal	44
Figure 49 : Protocole de l'extrait aqueux	45

Figure 50 : Protocole de l'extrait organique	46
Figure 51 : Protocole de Dosage des polyphénols totaux	48
Figure 52 : Protocole de dosage des flavonoïdes totaux	49
Figure 53 : préparation le DPPH	51
Figure 54 : Milieu Mueller-Hinton (MH)	53
Figure 55 : Gélose nutritive (GN)	53
Figure 56 : Gélose nutritive (GN)	53
Figure 57 : Repiquage des souches bactériennes	54
Figure 58 : Préparation des disques d'aromatogramme	54
Figure 59 : Préparation du milieu de culture	54
Figure 60 : dépose des disques	55
Figure 61 : Incubation et lecture	56
Figure 62 : Préparation du tampon PBS	56
Figure 63 : Contrôle positive	57
Figure 64 : Incubation à 37°C	57
Figure 65 : Incubation à 70°C	57
Figure 66 : La lecture	57
Figure 67 : Isolement des champignons	58
Figure 68 : Préparation des milieux	59
Figure 69 : Inoculation du champignon	59
Figure 70 : Incubation	60
Figure 71 : Rendement d'extraction	62
Figure 72 : Dosage et Teneur des polyphénols totaux	63
Figure 73 : Dosage et Teneur des flavonoïdes totaux	65

Figure 74 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait macéré	68
Figure 75 : Aspect des zones d'inhibition des extraites de <i>Inula véscosa</i> (Décoction).	69
Figure 76 : diamètres d'inhibition: A) de l'extrait macéré; B) de l'extrait décocté	69
Figure 76 : Aspect des zones d'inhibition des extraites de <i>Inula véscosa</i> (Cloroforme).	71
Figure 77 : Aspect des zones d'inhibition des extraites de <i>Inula véscosa</i> (Ethanol).	72
Figure 78 : Aspect des zones d'inhibition des extraites de <i>Inula véscosa</i> (Etre Ethanol).	73
Figure 79 : Diamètres d'inhibition de : A) l'extrait chloroformique ; B) l'extrait éthanolique ; C) l'extrait éthéré.	74
Figure 80 : Activité anti-inflammatoire des extraits aqueux d' <i>Inula viscosa</i> (Décoction et Macération)	74
Figure 81 : Activité anti-inflammatoire des extraits organiques d' <i>Inula viscosa</i> (éthanolique, chloroformique, éther de pétrole)	76
Figure 82 : présentation graphique de DPPH+ d' <i>Inula véscosa</i> (extrait aqueux)	77
Figure 83 : présentation graphique de DPPH+ d' <i>Inula véscosa</i> (extrait orqanique)	78
Figure 84 : Etude de comportement des champignons	80
Figure 85 : Effet de la concentration sur le développement des champignons	82
Figure 86 : Pourcentage d'inhibition de l'extrait décocté	84
Figure 87 : Effet de l'extrait à différentes concentrations sur le Mildiou	85
Figure 88 : Effet de l'extrait à différentes concentrations sur le Charbon	85
Figure 89 : Effet de l'extrait à différentes concentrations sur l'Oïdium	86
Figure 90 : Effet de l'extrait à différentes concentrations sur la rouille jaune	86

Liste des tableaux

Tableau	Page
Tableau 01 : Classification botanique de <i>Inula viscosa</i>	10
Tableau 02 : Classification botanique de (<i>Mentha rotundifolia</i>)	14
Tableau 03 : Classification botanique de (<i>Marrubium vulgare</i>)	16
Tableau 04 : Classification botanique de (<i>Thapsia garganica</i>)	19
Tableau 05 : Classification botanique de (<i>Bunium incrassatum</i>)	21
Tableau 06 : Classification botanique de (<i>Ecballium elaterium</i>)	24
Tableau 07 : Classification botanique de (<i>Drimia maritima</i>)	26
Tableau 08 : Classification botanique de (<i>Urtica dioica L</i>)	29
Tableau 09 : Les déférentes souches bactériennes	52
Tableau 10 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait macéré	67
Tableau 11 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait macéré	68
Tableau 12 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait chloroformique	70
Tableau 13 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait éthanolique	71
Tableau 14 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait Eter de pétrole	72

Abréviation

Abs : Absorbance

AINS : Anti-inflammatoires non stéroïdiens

AIS : Anti-inflammatoires stéroïdiens

BN : Bouillon Nutritif

COX : Cyclo-oxygénase

DPPH : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl.

E.coli : Escherichia coli

E-OH : éthanol

ERO : Espèces réactives de l'oxygène

GRE : Glucocorticoid Response Elements (éléments de réponse aux glucocorticoïdes)

MAC : Macération

Mg : Milli gramme

MH : Mueller Hinton

M-OH : Methanol

NaOH : Hydroxyde de sodium

R : Rendement

RL : Radicaux libres

ROS : Reactive Oxygen Species (Espèces réactives de l'oxygène)

T : Témoin négative

Te : Témoin positive

µl : Microlitre

Introduction

Introduction

Depuis l'Antiquité, les civilisations humaines ont utilisé les plantes médicinales pour prévenir et guérir diverses maladies. Des écrits anciens provenant de l'Égypte, de la Chine, de l'Inde et du monde Arabo-Islamique témoignent de l'usage de nombreuses espèces végétales à des fins curatives (**Fabricant et Farnsworth, 2001 ; Heinrich et al., 2004**). Ce patrimoine phytothérapeutique, transmis de génération en génération, constitue aujourd'hui une base précieuse pour la recherche scientifique moderne. Actuellement, près de 80 % de la population mondiale dépend de la médecine traditionnelle à base de plantes pour le traitement des maladies courantes (**Organisation Mondiale de la Santé WHO, 2019**). Les plantes médicinales sont riches en composés bioactifs naturels tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les alcaloïdes et les saponines qui leur confèrent des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires, antibactériennes et antifongiques (**Rates, 2001 ; Newman et Cragg, 2020**). En plus de leur intérêt thérapeutique, les plantes médicinales représentent une ressource économique stratégique pour de nombreux pays, notamment ceux à forte diversité floristique comme l'Algérie. Les plantes médicinales et aromatiques constituent la base de plusieurs industries, notamment la phytopharmacie, la cosmétique, l'agroalimentaire et l'aromathérapie. Le marché mondial des plantes médicinales est en constante croissance, avec une valeur estimée à plus de 100 milliards de dollars par an (**Ekor, 2014**). Cette dynamique offre des opportunités de développement local, de création d'emplois et de valorisation durable de la biodiversité (**Canter et al., 2005**). Parallèlement, l'intérêt scientifique pour les produits naturels d'origine végétale s'intensifie. De nombreuses recherches portent sur l'évaluation des propriétés pharmacologiques des extraits de plantes, avec l'objectif d'identifier de nouveaux agents thérapeutiques moins toxiques et plus respectueux de l'environnement (**Atanasov et al., 2015 ; Seca et Pinto, 2018**). Ce renouveau scientifique s'inscrit dans une démarche de médecine intégrative qui valorise les ressources naturelles tout en respectant les standards de rigueur expérimentale.

En Algérie, la richesse de la flore spontanée reste encore peu valorisée malgré son grand potentiel. Les savoirs traditionnels, bien que menacés par l'oubli, offrent une base de données empirique considérable. Cette situation soulève la problématique suivante : dans quelle mesure les plantes médicinales spontanées locales possèdent-elles des activités biologiques (antioxydantes, antibactériennes, antifongiques, anti-inflammatoires) susceptibles de les valoriser dans les domaines pharmaceutique, agronomique, alimentaire et cosmétique ?

En effet, certaines plantes spontanées contiennent des espèces chimiques ou font appel à des métabolites secondaires induisant la synthèse des molécules bioactifs susceptibles d'exercer des effets antioxydants, antibactériens et antifongiques. Les extraits et les huiles essentielles de ces plantes permettraient ainsi de démontrer leur potentiel sur différents plans : industriel, agronomique et socioéconomique tels que la production de bio-médicaments, des engrais, des pesticides et des produits cosmétiques ce qui nécessite une mise en valeur de ces plantes par des études scientifiques précises et détaillées.

Dans ce contexte s'inscrit la présente recherche et qui a pour objectifs : **i)** la mise en valeur de la faune spontanée par l'étude de la composition chimique et des activités biologiques des espèces les plus répandues dans la wilaya de Mila, **ii)** la valorisation de la biodiversité algérienne, tout en appuyant sur les connaissances traditionnelles par des preuves scientifiques rigoureuses.

Synthèse bibliographique

Chapitre I
Les Plantes Médicinales et
Aromatiques

1. Introduction aux plantes médicinales et aromatiques

1.1 Les plantes médicinales

Dieu, exalté soit-Il, a créé les plantes sur Terre avant de créer l'être humain. Il a ainsi commencé à préparer les moyens de subsistance de l'homme et des autres êtres vivants, en les reliant aux bienfaits que produisent les plantes. L'homme s'est servi des plantes comme nourriture, et avec le temps, il a commencé à les cultiver. Il les a aussi utilisées comme remèdes pour se soigner. Depuis le début de sa création, l'homme est en lutte constante contre la maladie. Sa nature instinctive et l'intelligence dont Dieu l'a doté — et qui le distingue des autres créatures — l'ont conduit à utiliser les herbes médicinales pour se soigner, celles-ci représentant son seul refuge.

1.1.1 Histoire de l'utilisation des plantes médicinales

L'utilisation des plantes médicinales remonte à plus de 60 000 ans, comme en témoignent des vestiges archéologiques et des documents anciens, notamment en Mésopotamie vers 2600 av. J.-C. (**Darwish, 2014**). Leur usage s'est généralisé dans les grandes civilisations anciennes (Égypte, Chine, Inde, Grèce) où elles étaient utilisées pour traiter divers troubles comme la fièvre, la toux ou les inflammations. Au Moyen Âge, les connaissances ont été conservées et enrichies par les moines et herboristes. Bien que la médecine moderne ait progressivement pris le dessus, les plantes médicinales demeurent essentielles, notamment dans les pays en développement, où environ 80 % de la population y recourt encore (**Boubakhti, 2012**). De nombreuses substances actives issues de ces plantes sont aujourd'hui scientifiquement étudiées pour leurs effets thérapeutiques, en particulier contre les maladies inflammatoires.

1.1.2 Définition des plantes médicinales

Les plantes médicinales sont définies comme des plantes renfermant des substances actives utilisées à des fins thérapeutiques ou comme base dans la synthèse de médicaments (**Sofowora, 2010**). Cette définition distingue les plantes dont les propriétés curatives ont été scientifiquement validées de celles simplement réputées médicinales. Une plante médicinale peut ne pas avoir d'usage alimentaire ou général, mais elle possède au moins un organe (feuille, écorce, etc.) ayant des effets pharmacologiques lorsqu'il est utilisé de manière appropriée. Elles constituent une ressource thérapeutique majeure, notamment dans les pays en développement dépourvus d'un accès suffisant à la médecine moderne (**Salhi et al., 2010**). D'un point de vue médical, toute plante contenant une substance chimique active ou utilisée dans un but curatif est considérée comme médicinale (**Khireddine, 2014**).

1.2 Les plantes aromatiques

Les plantes médicinales et aromatiques contiennent dans leurs feuilles, fleurs, racines ou graines des huiles essentielles volatiles responsables de leur odeur et goût caractéristiques. Ces plantes renferment principalement des alcaloïdes, huiles volatiles, tanins et résines. Elles sont utilisées pour améliorer la saveur des aliments et comme composants de médicaments antiseptiques **(Rubin, 2004)**.

1.2.1 Historique de l'aromathérapie

L'utilisation des plantes aromatiques remonte à la préhistoire, il y a environ 3 500 à 4 000 ans. Des traces de méthodes de distillation ou d'extraction des huiles essentielles ont été retrouvées en Chine et en Inde depuis plusieurs millénaires. En Égypte ancienne, ces plantes servaient à désinfecter les habitations, embaumer les momies et fabriquer des cosmétiques. Chez les Romains, les herbes étaient employées à des fins thérapeutiques, notamment sous forme de pommades grasses. Au cours du Moyen Âge, les substances aromatiques étaient principalement utilisées pour neutraliser les mauvaises odeurs, constituant alors un moyen essentiel de lutte contre les épidémies **(University of Pittsburgh, s.d.)**.

2. Classification des plantes médicinales et aromatiques

Les plantes médicinales et aromatiques sont classées en plusieurs groupes qui ont des propriétés ou des caractéristiques communes. Des spécifications similaires afin d'identifier ces groupes et d'étudier toutes les caractéristiques qui les unissent. Les plantes peuvent être résumées de trois manières : Classification morphologique ; Classification physiologique ou thérapeutique ; Classification commerciale **(Anonyme, 2020)**.

Chapitre II
Quelques familles botaniques identifiées
dans la wilaya de Mila

La flore Algérienne est caractérisée par sa diversité florale, estimée à plus de 3000 espèces appartenant à plusieurs familles botaniques (FAO, 2024).

1. La famille des Astéracées

La famille des Astéracées (ou Composées) est l'une des plus importantes du règne végétal, avec environ 23 000 espèces réparties dans plus de 1000 genres (Guignard, 1994). Elle est très bien représentée en Algérie avec 109 genres et 408 espèces par contre, en France, elle est représentée par 111 genres et 638 espèces (Quézel et Santa, 1963 in Chaou, 2017). Ce sont majoritairement des plantes herbacées ou vivaces, parfois des arbustes ou des arbres. Leurs feuilles sont généralement alternes ou en rosette, sans stipules. Les fleurs sont regroupées en capitules, formant une inflorescence qui ressemble à une fleur unique. On distingue les fleurs tubulées (au centre) et ligulées (en périphérie), souvent accompagnées de bractées. Le fruit est un akène surmonté d'un Pappus (poils ou écailles) facilitant la dispersion par le vent (Ozenda, 1991 ; Vitek et al., 2017). Cette famille renferme une espèce très répandue dans la wilaya de Mila qui est (*Inula viscosa* L.)

1.1 *Inula viscosa* L.

1.1.1 Présentation de (*Inula viscosa* L.)

(*Inula viscosa* L.) est une plante herbacée annuelle, elle est riche en glandes visqueuses (Bakkara et al., 2008). Elle présente une base ligneuse avec une racine pivotante lignifiée atteignant jusqu'à 30 cm de profondeur (Quézel et Santa, 1963 in Chaou, 2017). Sa hauteur varie entre 50 cm et 1 m, elle porte de nombreux capitules floraux jaunes à l'extrémité des tiges (Benhammou et Atik, 2005). Ses feuilles sessiles sont dentées, ondulées, aiguës, crénelées et rugueuses, recouvertes de glandes visqueuses sur les deux faces, dégageant une forte odeur âcre pendant la phase végétative, perçue de manière variable selon les individus (Bensegueni, 2001 ; Bssaibis et al., 2009 ; Haoui et al., 2015). La floraison commence en septembre. Les inflorescences sont en grappes pyramidales (Bssaibis et al., 2009), composées de fleurs périphériques ligulées et centrales tubulées, toutes jaunes et très odorantes. Le fruit est un akène velu muni d'une aigrette grisâtre (Bensegueni, 2001).



Figure 01 : (*Inula viscosa* L.) (Giornale, 2023)

1.1.2. Description botanique d'*Inula viscosa*

- **Tige :** *Inula viscosa* est une plante collante et fortement odorante. Ses tiges sont relativement ramifiées et couvertes d'un feuillage dense. En vieillissant, la base de la plante devient ligneuse et sombre
- **Feuille :** Les feuilles sessiles sont directement insérées sur la tige, sans pétiole. Elles sont de forme ondulée, alternées, et généralement allongées, de forme lancéolée. La base du limbe semble partiellement entourer la tige, et leurs marges sont lisses ou dentées, avec un sommet aigu
- **Fleur :** Comme chez toutes les Astéracées, les fleurs d' (*Inula viscosa*) sont réunies en capitules de 10 à 20 mm de diamètre, entourés d'un involucre de bractées partiellement membraneuses et ciliées. La floraison commence en septembre, avec des inflorescences en grappes longues et ramifiées, formant des panicules pyramidales. Chaque capitule porte de nombreuses fleurs jaunes ligulées dépassant l'involucre (**Baydar, 1998 in Chaou, 2017 ; Garbari, 2007**).

$$\text{Formule florale : } 10S + 10P + (5 \times 4) E + 2C.$$

- **Fruit** Les fruits de *Inula viscosa* sont des akènes velus, légèrement ovoïdes, surmontés d'une petite aigrette jaunâtre composée de soies denticulées (**Baydar, 1998 in Chaou, 2017 ; Garbari, 2007**).



Figure 02 : La tige (Nature & Jardin. *Inula viscosa*.)



Figure 03 : Les feuilles (Nature & Jardin. *Inula viscosa*.)



Figure 04 : Les fleurs (photo personnel)



Figure 05 : les fruits (Nature & Jardin. *Inula viscosa*.)

1.1.3. Classification botanique

La position systématique de l'inule visqueuse est comme suit :

➤ **Tableau 01 :** classification botanique d' *Inula viscosa* (Garbari, 2007).

Règne	Végétal
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Eudicots
Sous-classe	Astéridées
Ordre	Astérales
Famille	Astéracées
Genre	<i>Inula</i>
Espèce	<i>Inula viscosa</i>

❑ Noms communs

- **Français :** Inule, aunée visqueuse
- **Anglais :** Sticky fleabane (Halimi, 1997).
- **Maroc :** Terhalâ (Zeggwagh et al., 2006).
- **Kabylie :** Amagrammane (Baba Aissa, 1999).

- **Vernaculaires :** Magrammane, Mersit. *Inula viscosa* est connue en Algérie sous les noms vernaculaires de magramen ou mersit.

1.1.4. Compositions chimiques d' (*Inula viscosa* L.)

La partie aérienne de (***Inula viscosa* L.**) contient des flavonoïdes, des acides sesquiterpéniques, des triterpènes et des esters (**Benayache et al., 1991**). Selon Remli (2013), *Inula viscosa* est riche en huiles essentielles, avec des composants majeurs tels que : γ -terpène (36,9 %) ; α -pinène (18,9 %) ; p-cymène (7,5 %) ; Limonène (18,9 %) ; β -maaliène (7,4 %) ; β -phellandène (7,3 %) ; Isocomène (6,2 %) ; 2,5-diméthoxy-p-cymène (21,2 %) ; β -caryophyllène (16,58 %) ; δ -caniène (5,9 %) ; Cadinol (4,2 %) ; β -pinène (8,9 %).

1.1.5. Aspect phytothérapeutique

(*Inula viscosa*) est utilisée pour ses propriétés thérapeutiques suivantes : **Anti-inflammatoire, Antidiabétique, Antipyrétique, Antiseptique.**

Elle est également employée pour traiter les troubles gastroduodénaux.

Concernant l'appareil respiratoire, elle agit comme sédatif de la toux et des spasmes bronchiques, étant un antiseptique efficace pour l'arbre respiratoire (**Benayache et al., 1991**).

2. La famille Asphodelaceae

La famille des Asphodélacées regroupe des plantes monocotylédones comprenant environ 800 espèces réparties entre 11 et 17 genres, tels que : *Aloe*, *Asphodeline*, *Asphodelus*, *Astroloba*, *Bulbine*, *Chamaealoë*, *Gasteria*, *Haworthia*, et *Kniphofia* (**Baker, 1874**). Ces plantes sont généralement herbacées, parfois arbustives ou arborescentes, souvent succulentes et vivaces. Elles sont largement répandues, notamment en Afrique australe. Le genre le plus représentatif de cette famille est *Aloe* (aloès) (**Schneider, 2002**).

2.1 *Asphodelus ramosus* L

2.1.1. Présentation de (*Asphodelus ramosus* L)

Asphodelus microcarpus est une plante vivace de la famille des Asphodelaceae, reconnaissable à ses rosettes compactes de feuilles basales, linéaires, épaisses et pouvant atteindre un mètre de long. Elle fleurit au printemps, produisant des fleurs étoilées blanches ou rosées, de 10 à 14 mm de diamètre, à six tépales marqués par une nervure centrale verte ou pourpre. Les fleurs sont disposées sur une hampe florale ramifiée.

Après la floraison, elle forme des capsules sphériques ou subsphériques vertes, de 6 à 14 mm de long. Ces fruits se caractérisent par des valves à plis transversaux bien marqués à la dessiccation, un critère distinctif de l'espèce (***Royal Horticultural Society, RHS***).



Figure 06 : Les racines (photo personnelle).



Figure 07 : La tige (photo personnelle).



Figure 08 : Les feuilles (photo personnelle).

2.1.2. Classification

Le terme "Asphodelus" provient du mot grec *Asphodelos* signifiant le fer de lance ou une pique. Le nom *Microcarpus* fait référence aux fruits de petite taille.

- **Nom commun :** Asphodèle, désigné par les anglophones comme 'Branched Asphodel'.
- **Nom latin :** *Asphodelus microcarpus*
- **Famille :** Asphodelaceae (**Alain et al., 2010**)
- **Synonyme :** *Asphodelus ramosus* L.
- **Nom vernaculaire :** berwag, îgri, îmegri, blîluz, âbliluz

2.1.3. Composition chimique

Le tubercule de la racine de l'Asphodèle contient des alcaloïdes (choline, Stachydrin) et des anthraquinones (principalement de l'Asphodeline). La graine est riche en stérols. En analysant les sucres libres, on y retrouve la présence de raffinose, saccharose, glucose, et fructose. Les éléments présents dans le mucilage incluent le glucose, le galactose, et l'arabinose. Des acides gras tels que oléique, linoléique, linolénique, myristique, palmitique, stéarique, arachidique, béhénique, et lignocérique ont été identifiés par des analyses chromatographiques en couche mince et gaz-liquide (**Salzm et Viv, 2000**)

2.1.4. Aspect phytothérapique

(*Asphodelus microcarpus*) est utilisée en médecine traditionnelle dans plusieurs pays. En Algérie, ses parties aériennes en poudre sont appliquées contre les affections cutanées, et la décoction des fruits traite les maladies rénales, le rhumatisme, les douleurs buccales et respiratoires (Bouzidi et al., 2015). En Jordanie, les rhizomes sont utilisés comme carminatifs et contre la jaunisse, ainsi qu'en cataplasme pour la cicatrisation (Al-Qura'n, 2009). En Syrie, malgré sa toxicité, le jus est employé contre le lichen cutané. Des études ont révélé ses propriétés pharmacologiques : anticancéreuses, antioxydantes, anti-inflammatoires, antivirales, antifongiques et antibactériennes (Khatib et al., 2013 ; Saad et al., 2016).

3. La famille des Lamiaceae

La famille des Lamiacées est l'une des plus vastes familles de dicotylédones, regroupant plus de 3000 espèces. Beaucoup d'entre elles sont très aromatiques en raison de la présence de glandes externes produisant des huiles volatiles. Ces huiles sont largement exploitées dans les secteurs des parfums, des cosmétiques, des médicaments, des arômes et des pesticides. Parmi les genres les plus connus de cette famille figure le genre *Mentha*, comprenant des plantes herbacées vivaces de 40 à 60 cm, vigoureuses, dotées de racines envahissantes.

Les espèces de menthe s'hybrident facilement, ce qui entraîne une grande diversité de variétés existantes (Lawrence, 2007).

3.1. Menthe à feuilles rondes (*Mentha suaveolens* / *Mentha rotundifolia*)

3.1.1. Présentation de (*Mentha rotundifolia*)

Mentha rotundifolia est une plante herbacée vivace de la famille des Lamiacées, couramment observée dans les zones humides telles que les fossés et les bords de chemins, principalement en région méditerranéenne, à l'exception de Chypre et de certaines zones d'Europe. Ses feuilles arrondies, à l'arôme prononcé, sont utilisées en phytothérapie, en cuisine et comme plante ornementale (Garden Seeds Market, s.d.).



Figure 08 : (*Mentha rotundifolia*), (photo personnelle)

3.1.2. Description botanique

Cette espèce est une plante vivace vigoureuse, atteignant une hauteur de 25 à 80 cm. Elle est facilement identifiable grâce à la forme ronde, épaisse et ridée de ses feuilles. L'ensemble de la plante est couvert de poils denses et blanchâtres qui lui confèrent une texture douce au toucher. Comme toutes les menthes, elle dégage une forte odeur caractéristique, qui, dans ce cas, rappelle celle de la pomme (**Garden Seeds Market, s.d.**).

- **La tige** : typique des plantes de la famille des Lamiacées, est dressée et recouverte d'un duvet épais. Le rhizome, ramifié, présente une section carrée.
- **Les feuilles** : sont sessiles, ovales à presque rondes, mesurant jusqu'à 4,5 cm de longueur et 3 cm d'épaisseur, de couleur vert vif et légèrement duveteuses.
- **Les fleurs** : de couleur blanche ou mauve clair et mesurant environ 5 mm de long, sont réunies en épis qui terminent les rameaux (**Garden Seeds Market, s.d.**).



Figure 09 : La tige
(Syngenta France, s.d.).



Figure 10 : Les feuilles
(Cattlin, 2008).



Figure 11 : Les fleurs
(Alamy, s.d.).

3.1.3. Classification botanique

Tableau 02 : Classification botanique de (*Mentha rotundifolia*) (**Garden Seeds Market, s.d.**)

Règne	Végétal
Embranchement	Phanérogames
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous-classe	Gamopétales
Famille	Lamiacées
Genre	Mentha
Espèce	<i>Mentha rotundifolia</i>

3.1.4. Composition chimique de l'huile essentielle de *Mentha rotundifolia*

L'huile essentielle de (*Mentha rotundifolia*) contient plusieurs composés chimiques actifs, responsables de ses propriétés médicinales et aromatiques. Les principaux composés chimiques sont :

<i>Composé</i>	<i>Pourcentage (%)</i>
Menthone	3,34
Pulégone	17.61
Pipéritone	9.18
Pipéritène	33.03

Ces composés sont responsables des effets thérapeutiques de l'huile essentielle, notamment ses propriétés analgésiques, antispasmodiques et anti-inflammatoires (**Garden Seeds Mar .s.d**)

3.1.5. Aspect phytothérapique

- Son usage thérapeutique traditionnel reconnu, notamment dans la préparation de tisanes et remèdes utilisés contre diverses maladies et infections microbiennes.
- Sa large répartition géographique en Algérie, particulièrement dans le Nord-Est, où elle représente un élément important du patrimoine botanique local.
- Le manque de données dans la littérature scientifique concernant ses propriétés biopesticides, en particulier son potentiel antifongique lié aux huiles essentielles qu'elle renferme.

3.2 *Marrubium vulgare*

3.2.1. Présentation de (*Marrubium vulgare*)

Le marrube blanc (*Marrubium vulgare*) est une plante herbacée vivace appartenant à la famille des Lamiacées. Elle peut atteindre jusqu'à 80 cm de hauteur.



Figure 12 : (*Marrubium vulgare*) (photo personnelle)

3.2.2. Description botanique

- **La tige** : est quadrangulaire et recouverte d'un duvet cotonneux. Les feuilles, pétiolées, présentent une forme ovale à arrondie avec un limbe crénelé, blanchâtre et duveteux sur la face inférieure.
- **Les feuilles** : Pétiolées, présentent une forme ovale à arrondie avec un limbe crénelé, blanchâtre et duveteux sur la face inférieure.
- **Les fleurs** : De petite taille et blanches, sont disposées en verticilles globuleux insérés à l'aisselle des feuilles. Le calice est muni de dents crochues, et le fruit est un tétra-akène. La plante dégage une odeur forte et possède une saveur âcre et amère (**Aouadhi, 2010**).



Figure 13 : La tige
(botanikfoto, 2012)



Figure 14 : Les feuilles
(Freepik. ,s.d.)



Figure 15 : les fleurs
(L'Herberie Libramont., s.d.)

3.2.3. Classification botanique

Sa classification systématique, selon **Judd et al., (2002)**, est la suivante :

Tableau 03 : Classification botanique de (*Marrubium vulgare*)

Règne	Plantea
Clade	Angiospermes
Clade	Eudicotylédones
Ordre	Lamiales
Famille	Lamiaceae
Genre	Marrubium
Espèce	<i>Marrubium vulgare</i> L.

3.2.4. Composition chimique

Marrubium vulgare contient principalement des diterpènes amers de la série des furanolabdanes, avec comme composé majeur la marrubiine, une lactone, ainsi que son précurseur préfuranique, la prémarrubiine. D'autres composés présents incluent le pérégrinol, le vulgarol, le marrubénol et le marrubiol. La plante renferme également des hétérosides flavoniques dérivés du quercétol, de la lutéoline et de l'apigénine, ainsi que des lactoylflavones et quelques dérivés de l'acide ursolique. S'ajoutent à cela des tanins caractéristiques des Lamiacées et des dérivés de l'acide hydroxycinnamique, notamment l'acide chlorogénique, caféique, et caféylquinique, tandis que l'acide rosmarinique est absent. Enfin, on y trouve une faible quantité d'huiles essentielles (moins de 1 %), contenant des composés monoterpéniques tels que l' α -pinène, le camphène et le limonène (**Wichtl et Anton, 2003**).

3.2.5. Aspect phytothérapique

(*Marrubium vulgare*) est une plante médicinale utilisée principalement pour les affections respiratoires telles que la toux, la bronchite et l'asthme, grâce à ses propriétés expectorantes et mucolytiques (**Bellakhdar, 1997**). Elle présente aussi des effets antispasmodiques, diurétiques et antidiabétiques, et intervient dans le traitement de l'obésité, des troubles digestifs et de la dyspepsie (**Dellile, 2007 ; Djahra et al., 2013**). Historiquement, elle a été employée contre des affections cardiaques et digestives, ainsi que comme substitut à la quinine contre la malaria. Son usage se fait surtout sous forme d'infusion ou de sirop, mais il est déconseillé durant la grossesse (**Dib et al., 2016**). En Algérie, elle est utilisée contre le rhume, le diabète, la diarrhée et les douleurs rhumatismales (**Belhattab et Larous, 2006**).

4. La famille Apiaceae

La famille des Apiacées regroupe environ 466 genres et 3 800 espèces, principalement herbacées et répandues dans les régions tempérées (**Garden Seeds Market, s.d.**). Elle comprend des plantes connues comme le céleri, la carotte et le persil. Ses membres se caractérisent par des inflorescences en ombelles composées, des feuilles alternes très divisées, et des tiges souvent creuses et cannelées. Riches en huiles essentielles, elles sont utilisées en cuisine et en médecine traditionnelle. Malgré leur homogénéité morphologique, l'identification des espèces peut être difficile (**Dupont, s.d.**).

4.1. *Thapsia garganica* L

4.1.1. Présentation de *Thapsia garganica* L

C'est une Plante vivace puissante, à tige florifère dressée, peu ramifiée, atteignant environ 1,50 m de haut (Meftah *et al.*, 2001).



Figure 16 : *Thapsia garganica* (photo personnelle)

4.1.2. Description botanique

- **Les racines** : sont des rhizomes cylindriques épais, noirâtres à l'extérieur et blanchâtres à l'intérieur (Lauzer, 1868).
- **La tige** : Est robuste, dressée, légèrement striée et creuse (fistuleuse). Elle est ramifiée dans sa partie supérieure, atteint une hauteur de 0,90 à 1,40 m, et se divise en rameaux lâches, étalés et feuillés (Roques, 1835).
- **Les fruits** : Sont ovales, mesurant plus de 2 cm de long, largement ailés avec des échancrures variables au sommet et à la base. Les ailes latérales sont très développées, brillantes, de couleur jaune paille et finement striées (Pottier-Alapetite, 1979).
- **Les fleurs** : Sont petites, jaunes, disposées en grandes ombelles presque sphériques, avec un calice glabre. L'involucre et l'involucelle sont absents. Les ombellules sont globuleuses. La floraison a lieu entre avril et juillet (Meftah *et al.*, 2001).



Figure 17 : Les racines (Anonyme, 2023)



Figure 18 : La tige (Anonyme, 2023)



Figure 19 : Les fruits (Anonyme, 2023)



Figure 20 : Les fleurs (Anonyme, 2023)

4.1.3. Classification botanique

La systématique botanique permet de classer *Thapsia garganica* parmi les Systèmes du règne végétal en se référant à la classification de **Gómez, (2007)**.

Tableau 04 : Classification botanique de (*Thapsia garganica*)

Division	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous-classe	Archychlamideae
Ordre	Umbeliflorales
Famille	Umbelliferae = Apiaceae
Genre	Thapsia
Espèce	<i>Thapsia garganica</i>

- **Nom Commun :** Tapisia, درياس. بونافع .

4.1.4. Composition chimique

❑ Les huiles essentielles

Ladjel et ses collaborateurs (2011) ont réalisé une analyse chromatographique en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG/MS) des parties aériennes (tiges, feuilles et fleurs) de la plante *Thapsia garganica*. Leur étude a révélé des variations qualitatives et quantitatives marquées entre les différentes parties de la plante. L'huile essentielle extraite est majoritairement constituée de monoterpènes. Le composé principal identifié dans toutes les parties analysées est le p-vinylgâïacol, représentant entre 59 % et 63 % de la composition totale. Il est suivi par le linalol (6 à 8 %) et le 1,4-diméthylazulène (6 à 7 %). D'autres composés ont également été détectés en proportions variables, allant de traces jusqu'à 6 %, notamment le limonène, le géraniol, le p-cymène, le Mycènes, le sabinène, entre autres. Par ailleurs, les analyses des racines ont mis en évidence que les constituants majoritaires de leur huile essentielle sont l'élémicine et la latifolone (**Avato et Rosito, 2002**).

4.1.5. Aspect phytothérapique

Thapsia garganica est une plante médicinale reconnue pour ses propriétés diurétiques, émétiques et purgatives. Sa résine, extraite de l'écorce des racines, est efficace contre la douleur mais toxique pour certains mammifères, avec un fort effet rubéfiant pouvant provoquer cloques et démangeaisons. Utilisée en médecine traditionnelle maghrébine, ses racines traitent la stérilité féminine, les douleurs rhumatismales, les troubles pulmonaires et les inflammations articulaires. La décoction est appliquée localement sur les plaies, morsures de serpent et abcès (**Ladjel et al., 2011**).

4.2. *Bunium mauritanicum* (Talghouda)

4.2.1. Présentation de *Bunium mauritanicum*

Bunium mauritanicum L., connue localement sous le nom de "Talghouda" ou "gland de terre", est une plante traditionnelle des régions rurales du Tell algérien. Autrefois symbole de survie en période de famine, notamment durant la Seconde Guerre mondiale et la guerre de libération (1954-1962), elle suscite aujourd'hui un intérêt pour ses propriétés nutritionnelles et thérapeutiques. Utilisée par les herboristes, elle est notamment reconnue pour ses effets potentiels contre le goitre et les troubles thyroïdiens (**Boumediou et Addoun, 2017**). D'après Trabut et Marès (1907), Talghouda correspondrait à *Bunium incrassatum* ou *B. mauritanicum*, une ombellifère des moissons du Tell dotée d'un gros tubercule riche en amidon, utilisé autrefois comme substitut alimentaire. Cependant, le tubercule frais renferme une substance âcre pouvant causer des troubles intestinaux et nerveux (**Benkhalifa et Toumi, 2019**).



Figure 21: *Bunium mauritanicum* L (Adjel, 2018)

4.2.2. Description botanique

- **Racine :** La racine est épaisse, d'abord globuleuse puis devient irrégulière. Elle constitue l'un des organes les plus utilisés en médecine traditionnelle.
- **Tige :** La tige est dressée, robuste et porte les feuilles ainsi que les structures florales.
- **Les feuilles :** De la plante sont bi- à tripennatiséquées, constituées de lanières linéaires. Les feuilles caulinaires, sessiles, sont réparties le long d'un axe allongé. L'inflorescence se présente sous forme d'ombelles composées, typiques de la famille des Apiacées, avec des rayons d'ombelles et d'ombellules fins et graciles
- **Fruits :** Les fruits sont petits et rétrécis à leur sommet, comme chez la majorité des Apiaceae. (**Quézel et Santa, 1963**).



Figure 22 : Les racine (Chentouh et *al.*, 2018).



Figure 23 : La tige (Chentouh et *al.*, 2018).



Figure 24 : Les fleurs (Chentouh et *al.*, 2018).

4.2.3 Classification de *Bunium incrassatum*

Tableau 05 : Classification botanique de (*Bunium incrassatum*) (Batt et trabl, 1888)

Règne	Planta
Sous règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Apiales
Famille	Apiaceae
Genre	Bunium
Espèce	<i>Bunium incrassatum</i>

1.2.4 La composition chimique et valeur nutritive

Bunium mauritanicum, une plante appartenant à la famille des Apiaceae, présente une composition chimique riche en composés bioactifs. Les analyses phytochimiques ont révélé la présence de plusieurs groupes de métabolites secondaires. Les graines contiennent une proportion importante d'huiles essentielles, dont les principaux constituants sont le γ -terpinène, le p-cymène, le cumin aldéhyde, le β -pinène et le limonène. Ces composés sont responsables des propriétés antimicrobiennes et antioxydantes de la plante. Par ailleurs, les tubercules sont riches en sucres complexes et en protéines, ce qui leur confère également une valeur nutritionnelle intéressante. La plante contient également une quantité notable de composés phénoliques et de flavonoïdes, qui contribuent fortement à son activité antioxydante (Djellouli et al., 2017).

4.2.5 Aspect phytothérapique

Bunium mauritanicum L. est une plante médicinale d'importance économique en Algérie, notamment dans les régions nordiques. Ses racines nutritives sont consommées comme des pommes de terre. Elle est utilisée pour ses propriétés astringentes, antidiarrhéiques, et dans le traitement de la toux, de la bronchite et des hémorroïdes. Son huile soulage les douleurs gastriques et les flatulences. En milieu rural, elle est aussi employée contre l'hypothyroïdie, l'angine, les calculs et certaines tumeurs. Traditionnellement, les tubercules sont séchés, réduits en farine et incorporés à des galettes d'orge. Cependant, le tubercule frais peut provoquer des troubles digestifs et nerveux s'il est mal préparé (**Rajem, 2013**).

5. Famille des Cucurbitaceae

Les Cucurbitacées forment une famille de plantes principalement herbacées, souvent grimpantes, répandues dans les régions tropicales et subtropicales, avec quelques espèces en zones tempérées (**Judd, 2002**). Elle regroupe environ 118 genres et 825 espèces (**Quézel & Santa, 1963**). Certaines, comme *Cucurbita*, *Cucumis* et *Citrullus*, ont une grande valeur alimentaire. D'autres, comme *Lagenaria* et *Luffa*, sont utilisées pour leurs fruits secs, servant de récipients ou d'éponges. Certaines espèces, notamment du genre *Momordica*, sont reconnues pour leurs propriétés médicinales (**Judd, 2002**).

5.1. *Ecballium elaterium*

5.1.1. Présentation *Ecballium elaterium*

Ecballium elaterium (connu sous le nom commun de "concombre d'âne") est une plante médicinale vivace spontanée du bassin méditerranéen. Elle est également cultivée dans certaines régions d'Europe centrale et au Royaume-Uni (**Ben-Yakir et al., 1996 ; Attard et Scicluna-Spiteri, 2001 ; Toker et al., 2003**).



Figure 25 : *Ecballium elaterium* (photo personnel)

4.1.2 Description botanique

- **La tige :** La plante présente des tiges épaisses, couchées sur le sol, sans vrilles, mesurant entre 30 et 100 cm de long. Ces tiges sont recouvertes de poils raides, lui conférant un aspect hérissé
- **Les feuilles :** Les feuilles sont épaisses, de forme triangulaire à base cordée, avec des bords sinueux et dentés. Elles sont également rugueuses au toucher, épineuses, et présentent une face inférieure blanchâtre
- **Les fleurs :** Les fleurs, généralement jaunes avec des nervures verdâtres, mesurent entre 16 et 20 mm de long. La floraison s'étend d'avril à décembre, avec un maximum observé entre mai et août
- **Le fruit :** Le fruit est de type péponide, ovoïde, charnu, hérissé de poils rigides, et de couleur verdâtre. Il mesure environ 4 cm de longueur. Ce fruit est remarquable par sa capacité à expulser ses graines sous pression lorsqu'il atteint la maturité, un mécanisme caractéristique de l'espèce (**Adwan et al., 2011**).



Figure 26 : La tige
(photo personnel)



Figure 27 : Les
feuilles (photo
personnel)



Figure 28 : Les
fleurs
(photo personnel)



Figure 29 : Les fruit
(photo personnel)

4.1.3 Classification

Tableau 06 : Classification botanique de (*Ecballium elaterium*) (Lindley .,1836) ;(Quézel et Santa., 1963).

Règne	Plantae (Plantes)
Sous règne	Tracheobionta (Plantes vasculaires)
Division	Magnoliophyta (Plantes à fleurs)
Classe	Magnoliopsida (Dicotylédones)
Sous-classe	Dilleniidae
Ordre	Cucurbitales
Famille	Cucurbitaceae
Genre	<i>Ecballium</i>
Espèce	<i>Ecballium elaterium</i>

4.1.4 Composition phytochimique d'*Ecballium elaterium*

Ecballium elaterium, plante de la famille des Cucurbitaceae, est connue pour sa production de cucurbitacines, des triterpénoïdes amers dérivés du squelette cucurbitane (Miro, 1995). La cucurbitacine E a été la première à y être isolée (Attard et Cuschieri, 2004). Les cucurbitacines E, B, D et I sont présentes dans tous les organes de la plante, et des formes glycosidiques des cucurbitacines B et D ont été identifiées dans le jus de fruit (Krätzner et al., 2005). La plante produit également, en faibles concentrations, des caroténoïdes comme le carotène et des composés phénoliques.

4.1.5 Aspect phytothérapique

Ecballium elaterium est utilisée depuis l'Antiquité dans la médecine traditionnelle du bassin méditerranéen pour ses propriétés thérapeutiques variées, notamment comme hydragogue dans le traitement de l'hydropisie et de l'œdème pulmonaire, ainsi que comme révulsif dans les affections cérébrales (Agil et al., 1999). En médecine populaire géorgienne, elle est employée contre la fièvre paludéenne, tandis qu'en homéopathie, elle est prescrite pour la diarrhée et le choléra infantile (Fahn et Shimony, 2001). Le jus frais du fruit est reconnu pour ses effets analgésiques, antipyrétiques et anti-inflammatoires, et est couramment utilisé en instillation nasale pour traiter la sinusite et l'ictère (Kloutsos et al., 2001).

5. La famille Asparagaceae

La famille Asparagaceae, appartenant à l'ordre des Asparagales, comprend plus de 2500 espèces réparties dans environ 100 genres, avec une distribution mondiale, notamment dans les régions arides et tropicales. Les plantes de cette famille sont souvent vivaces, possèdent des feuilles étroites à nervures parallèles, et se développent à partir de bulbes ou de tubercules. Les fleurs sont généralement actinomorphes, à six tépales, et produisent des fruits capsulaires ou des baies. Selon la classification APG III, la famille inclut désormais sept sous-familles, telles que Asparagoideae et Agavoideae, après l'intégration d'anciennes familles sur la base d'analyses moléculaires (Chase et al., 2009 ; APG III, 2009).

5.1. *Drimia maritima*

5.1.1. Présentation de (*Drimia maritima*)

Le bulbe *Drimia maritima* est une plante méditerranéenne vivace par un bulbe de très grande taille, dont le diamètre peut atteindre 20 à 30 cm et le poids varie entre 5 et 7 kg en Algérie. Ce bulbe est composé d'écailles imbriquées appelées également tuniques ou squames. Il existe deux variantes : la forme à écailles blanchâtres connue sous le nom de « Scille d'Italie » ou « Scille femelle », et la forme à écailles rougeâtres appelée « Scille d'Espagne » ou « Scille mâle ». Les écailles externes sont fines et membraneuses, tandis que les écailles internes sont épaisses et charnues (Hammiche et al., 2013).



Figure 30 : *Drimia maritima* (photo personnel)

5.1.2. Description botanique

- **La tige** : La plante produit une tige florifère pouvant atteindre environ 1 mètre de hauteur. Cette tige est dressée, robuste, et sans feuilles (**Joly, 2010**).
- **Les feuilles** de *Drimia maritima* sont longues, lancéolées, glabres et disposées en rosette basale en hiver. Elles se dessèchent en été avant l'apparition de la tige florale (**Elachouri et Belkasm, 2024**).
- **Les fleurs** : À l'extrémité de la tige florifère se développent une grappe dense de petites fleurs étoilées. Ces fleurs sont généralement de couleur blanche et leur corolle a une forme d'étoile (**Joly, 2010**).



Figure 31 : Les racines
(photo personnel)



Figure 32 : La tige
(Plantes et Santé., s.d.)



Figure 33 : Les feuilles
(photo personnel)



Figure 34 : Les fleurs
(Plantes et Santé., s.d.)

5.1.3. Classification

La classification systématique de l'espèce (*Drimia maritima* L.) Stearn, selon le système de **Cronquist, (1981)**, est présentée ci-dessous :

Tableau 07 : Classification botanique de (*Drimia maritima*)

Règne	Plantae (Plantes)
Sous règne	Tracheobionta (Plantes vasculaires)
Division	Magnoliophyta (Plantes à fleurs)
Classe	Liliopsida (Monocotylédones)
Sous-classe	Liliidae
Ordre	Asparagales
Famille	Asparagaceae
Sous-famille	Scilloideae
Genre	<i>Drimia</i>
Espèce	<i>Drimia maritima</i> (L.) Stearn

❖ Noms scientifiques anciens :

- (*Scilla maritima* L.)

- (*Urginea maritima* L.) Baker

❖ **Noms vernaculaires :**

- Scille officinale
- Scille marine
- Squille
- Urginée fausse Scille
- Charpentaire
- Oignon marin (**Joly, 2010**)

5.1.4. Composition chimique

Le bulbe de *Drimia maritima* est la principale partie contenant les substances actives. Il renferme des hétérosides cardiotoniques, principalement les scillarènes A et B, ainsi que la scillipicrine, la scilline et la scillitoxine. Les scillarènes A et B sont des hétérosides cardiotoniques stéroïdiques de type bufadiénolide. La variété à bulbe rouge, appelée Scille rouge, contient un hétéroside spécifique : le scilliroside ($C_{32}H_{44}O_{12}$). D'autres composés y sont également présents tels que la proscillaridine A, le scilliglaucoside et le scillicyanoside. El (**fennouni Meryem 2009**).

5.1.5. Aspect phytothérapique

En médecine traditionnelle maghrébine, la scille (*Drimia maritima*) est utilisée principalement pour ses propriétés antiasthmatiques et expectorantes, notamment en cas de bronchite, toux, rhume, coqueluche et asthme, via une décoction du bulbe dans l'huile d'olive (**Hammiche et al., 2013 ; Hammiche, 2014**). Elle est aussi employée en fumigations vaginales contre la stérilité ou comme abortif, comme antiseptique après l'accouchement, contre les hémorroïdes (application locale), pour cicatriser les plaies infectées (avec les squames) et pour traiter verrues et tumeurs cutanées à l'aide du suc de bulbe (**Hammiche et al., 2013**).

6. La famille des Urticacées

La famille des Urticacées regroupe environ 50 genres et près de 1 000 espèces réparties dans le monde. Ce sont des plantes herbacées à feuilles opposées, souvent couvertes de poils, parfois urticants comme chez *Urtica*, ou non, comme chez *Parietaria* et *Boehmeria*. Elles se reproduisent aussi bien de façon sexuée qu'asexuée. Les fleurs mâles possèdent quatre sépales et étamines, et les femelles un carpelle produisant un akène. Ces plantes, nitrophiles, colonisent souvent les zones rudérales proches des habitats humains (**Draghi, 2005**).

6.1. *Urtica dioica* L

6.1.1. Présentation de (*Urtica dioica* L)

L'ortie dioïque, également connue sous les noms de « Grande Ortie », « Ortie commune » ou « Ortie vivace », est une plante herbacée élancée, à feuillage vert foncé, pouvant atteindre 60 à 90 cm de hauteur, et parfois dépasser 1,50 m (**Draghi, 2005**)



Figure 35 : *Urtica dioica* (Plantes et Santé, s.d.)

6.1.2. Description botanique

- **Racine** : Cette espèce développe de longs rhizomes traçants de couleur jaune caractéristique, comportant deux types de racines : des racines pivotantes profondes et des racines secondaires plus fines s'y rattachant (**Bertrand, 2008**). Ces structures jouent un rôle dans la fixation biologique de l'azote atmosphérique grâce à l'activité des microorganismes tels que *Rhizobium frankia* (**Toubal, 2018**).
- **Tige** : La tige d'*Urtica dioica* est érigée, non ramifiée, à section quadrangulaire. Elle est couverte de poils urticants et courts, tout comme les feuilles (**Beloued, 2005**).
- **Fleur** : Les fleurs de la grande ortie sont petites, de teinte verdâtre, et apparaissent à l'aisselle des feuilles, groupées en grappes allongées et ramifiées. Cette espèce étant dioïque, les fleurs mâles et femelles se développent sur des individus séparés. Les fleurs

mâles, de couleur jaunâtre, présentent quatre étamines, tandis que les fleurs femelles, verdâtres, possèdent quatre sépales et un ovaire ovoïde surmonté d'un stigmate en forme de pinceau. La floraison, qui s'étend de juin à septembre, aboutit à la formation d'un fruit sec de type akène (**Draghi, 2005**).

- **Fruit :** Le fruit d'*Urtica dioica* est un akène ovale, renfermé dans un calice persistant. Il provient de panicules arrivées à maturité et se caractérise par une couleur allant du sable au brun jaunâtre. Ce fruit, de forme aplatie, est souvent accompagné de deux petites feuilles extérieures et de deux plus grandes feuilles internes qui l'enveloppent partiellement (**Wichtl et Anton, 2003**).



Figure 36 : Les racines
(**Draghi, 2005**).



Figure 37 : La tige
(**Draghi, 2005**).



Figure 38 : Les feuilles
(**Draghi, 2005**).



Figure 39 : Les fruits
(**Draghi, 2005**).

6.1.3. Classification

La position systématique de cette espèce est la suivante :

Tableau 08 : Classification botanique de (*Urtica dioica* L) (**Draghi, 2005**).

Règne	Plantae (Plantes)
Sous règne	Tracheobionta
Super-division	Spermatophyta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidaeae dialycarpellées
Ordre	Urticales
Famille	Urticaceae
Genre	Urtica
Espèce	(<i>Urtica dioica</i> L.)

6.1.4. Composition chimique

Depuis le XIX^e siècle, (*Urtica dioica*) a suscité un intérêt particulier pour la richesse de sa composition chimique. Ses feuilles contiennent des flavonoïdes (quercétine, kaempférol), des composés phénoliques, des acides organiques (caféique, férulique), des vitamines (A, B, C, K), des minéraux (Ca, Mg, Fe, Zn), ainsi que des huiles essentielles, tanins, chlorophylle et caroténoïdes. Les racines se distinguent par la présence de polysaccharides acides (arabinogalactanes), de lectines (UDA), de phytostérols (sitostérol, campesterol) et de coumarines comme la scopoletine (**Ait Haj Said et al., 2016**).

Les poils urticants contiennent des substances irritantes telles que l'acétylcholine, la sérotonine et l'histamine (**Draghi, 2005 ; Fleurentin, 2008**). Enfin, les fruits et graines renferment une huile fixe riche en acides gras et caroténoïdes (β -carotène, lutéine), leur conférant des propriétés antioxydantes (**Ait Haj Said et al., 2016**).

6.1.5. Aspect phytothérapique

Urtica dioica est une plante médicinale utilisée depuis l'Antiquité, aux propriétés confirmées par des études modernes. Les feuilles, riches en fer et vitamine C, sont diurétiques, anti-inflammatoires et utilisées contre l'anémie, la fatigue et les troubles digestifs ou urinaires. Les racines sont efficaces contre l'hyperplasie bénigne de la prostate et présentent une activité antivirale (notamment contre le SARS-CoV chez la souris). Globalement, la plante possède des effets antioxydants, antimicrobiens, antidiabétiques, hypotensifs et astringents, en faisant un remède polyvalent (**Draghi, 2005**).

7. Les métabolites secondaires

Les composés phénoliques constituent une vaste classe de métabolites secondaires végétaux. Contrairement aux métabolites primaires, indispensables aux fonctions métaboliques de base, les métabolites secondaires ne sont pas directement essentiels à la survie immédiate de la plante, mais jouent un rôle crucial dans ses interactions avec l'environnement. Ces composés se caractérisent par la présence d'un ou plusieurs cycles benzéniques substitués par une ou plusieurs fonctions hydroxyles. À ce jour, plus de 8000 structures phénoliques différentes ont été identifiées (**Urquiaga et Leighton, 2000**). Leur diversité structurale s'étend des molécules simples, telles que les acides phénoliques, jusqu'à des structures hautement polymérisées, comme les tanins condensés (**Macheix et al., 2005**). Les composés phénoliques interviennent dans divers processus physiologiques et écologiques. Ils peuvent agir comme signaux de reconnaissance dans les interactions allélopathiques et symbiotiques, ou jouer un rôle défensif contre les agents pathogènes. Par ailleurs, ils contribuent de manière significative à la tolérance des plantes face à différents stress abiotiques et biotiques. Ainsi, leur présence est essentielle pour assurer l'adaptation, la résilience et l'équilibre des végétaux dans leur milieu naturel (**Macheix et al., 2005**).

Les polyphénols sont répartis en plusieurs classes : Les flavonoïdes ; Les tanins ; Les phénols ; Les stilbènes ; Les lignanes et les coumestanes ; Autres phytoestrogènes ; Les saponines (triterpénoïde). (**Macheix et al., 2005**).

On s'est basé dans notre étude sur les deux principaux métabolites qui sont : **les flavonoïdes, les phénols totaux**.

7.1. Flavonoïde

Les flavonoïdes, au sens strict, sont des pigments jaunes appartenant à la famille des polyphénols. Ils sont largement présents dans le règne végétal, principalement sous forme d'hétérosides appelés flavonosides. Les aglycones (génines) de ces composés sont des dérivés de la phénylchromone, structure basée sur la benzo- γ -pyrone, caractéristique des véritables flavones. Les flavonoïdes sont particulièrement abondants chez les plantes supérieures, notamment dans certaines familles botaniques telles que les Polygonaceae, Rutaceae, Fabaceae, Apiaceae et Asteraceae. Ils sont également présents, bien que moins fréquemment, chez les Bryophytes, Ptéridophytes (fougères) et Gymnospermes. On les retrouve dans tous les organes aériens de la plante, avec des concentrations maximales dans les organes jeunes, notamment les feuilles et boutons floraux. (**Anonyme, s.d.**)

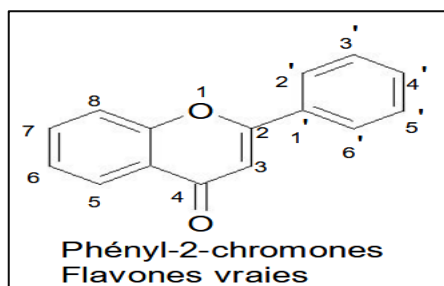


Figure 40 : Structure des Flavonoïdes

(Anonyme, s.d.)

7.2. Les phénols totaux

Les phénols totaux sont des métabolites secondaires synthétisés par les plantes au cours de leur développement, mais également en réponse à divers stress environnementaux tels que les infections, les blessures ou l'exposition aux rayonnements UV. Selon le nombre d'unités phénoliques qu'ils contiennent, ces composés sont classés en deux grandes catégories :

- **Phénols simples** : également appelés *acides phénoliques* ou *phénols à fonction carboxylique masquée*
- **Polyphénols** : formés de plusieurs unités phénoliques

Les composés phénoliques présentent un large éventail d'activités biologiques, notamment des propriétés antioxydantes, antimutagènes, anticancéreuses, ainsi qu'une capacité à moduler l'expression génique (**Atanasova et Ribarova, 2009**).

Les phénols, appelés acides phéniques, ou encore acide scarboliques, ils sont composés d'un noyau phénylène et d'une fonction hydroxyle, cette structure représente la plus simple molécule de la famille des phénols.

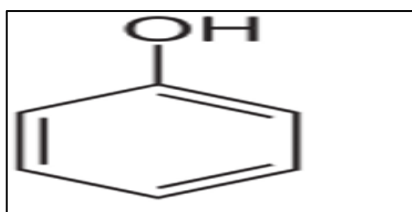


Figure 41 : Structure de base des Phénols totaux

(Atanasova et Ribarova, 2009).

Chapitre III

Activités biologiques

1. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne désigne la capacité d'une molécule, présente dans une plante même à une faible concentration, à inhiber ou éliminer totalement la croissance bactérienne. L'efficacité de cette activité dépend de la nature chimique de l'agent antibactérien ainsi que de la sensibilité spécifique de la bactérie ciblée **(Nicola et Daniel, 1998)**.

1.1 Définition des bactéries

Les bactéries sont des micro-organismes unicellulaires procaryotes, dépourvus de noyau entouré d'une membrane ainsi que d'organites intracellulaires. Elles adoptent des formes variées : sphériques (cocci), allongées (bacilles), ou spiralées (spirilles). Elles mesurent généralement entre 0,5 et 5 μm de diamètre. Leur observation morphologique se fait au microscope optique, tandis que l'analyse des structures fines telles que la paroi ou les flagelles nécessite un microscope électronique **(Open Stax, 2022)**.

1.2. Antibiotiques

Les antibiotiques sont des agents antibactériens pouvant être d'origine naturelle, notamment produits par des micro-organismes comme les champignons microscopiques ou certaines bactéries, ou bien obtenus par synthèse chimique. Leur rôle principal est d'inhiber la croissance ou de détruire d'autres micro-organismes pathogènes. Chaque antibiotique se caractérise par son spectre d'activité (large ou étroit), son mécanisme d'action (ciblant la paroi cellulaire, la synthèse protéique, etc.), ses propriétés pharmacocinétiques (absorption, distribution, métabolisme) et sa sélectivité toxicologique vis-à-vis des cellules humaines **(Yala et al., 2001)**.

2. Activité Anti- inflammatoire

La thérapie anti-inflammatoire vise à contrôler la réponse excessive des tissus et à prévenir le passage de l'inflammation aiguë à une phase chronique (**Muster, 2005**). Elle repose principalement sur l'utilisation de molécules de synthèse, notamment les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) et stéroïdiens (AIS), qui sont efficaces mais parfois responsables d'effets indésirables graves, en particulier au niveau digestif et rénal (**Trabsa, 2015**).

2.1. Les anti-inflammatoires stéroïdiens (AIS)

2.1.1. Définition

Les AIS, ou glucocorticoïdes, sont des dérivés synthétiques de la cortisone sécrétée naturellement par les glandes surrénales. Ils possèdent de puissantes propriétés anti-inflammatoires, immunomodulatrices et antiallergiques (**Heymonet, 2013**). Contrairement aux AINS, ils agissent sur toutes les phases de l'inflammation, aussi bien vasculaires que cellulaires (**Muster, 2005**).

2.1.2. Mécanisme d'action

Les glucocorticoïdes exercent une action principalement génomique via l'activation ou la répression de la transcription de gènes cible (**Mekenza ET Medjmedj, 2018**). Une fois dans la cellule, ils se lient à un récepteur spécifique, forment un complexe qui migre vers le noyau, et régulent l'expression de gènes en se fixant sur les éléments GRE. Cela induit la synthèse de la lipocortine, inhibant la phospholipase A2, et réduisant ainsi la production d'acide arachidonique et de médiateurs pro-inflammatoires comme les prostaglandines et leucotriènes (**Heymonet, 2013 ; Lüllmann et al., 1996**).

2.1.3. Effets secondaires

À court terme, les glucocorticoïdes présentent peu d'effets indésirables. Toutefois, à long terme, ils peuvent entraîner une immunosuppression, une cicatrisation ralentie, une hyperglycémie (diabète stéroïdien), une fonte musculaire, une ostéoporose, une atrophie cutanée, une rétention hydrosodée et une hypokaliémie (**Lüllmann et al., 1996**).

2.2 Les anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS)

2.2.1. Définition

Les AINS regroupent diverses classes chimiques de structure non stéroïdienne. Ils sont utilisés pour leur efficacité contre l'inflammation, la douleur et la fièvre, et représentent une des classes thérapeutiques les plus prescrites dans le monde (**Taïba et al., 2017**). Cependant, ils sont associés à des risques digestifs, cardiovasculaires et rénaux (**Wongrakpanich et al., 2018**).

2.2.2. Mécanisme d'action

Les AINS inhibent l'enzyme cyclo-oxygénase (COX), responsable de la transformation de l'acide arachidonique en prostaglandines, molécules clés dans le processus inflammatoire (Neant, 2017). Cette inhibition permet de réduire l'inflammation, la douleur et la fièvre, mais entraîne également une diminution des prostaglandines protectrices de la muqueuse gastrique, exposant à un risque d'ulcères et de saignements digestifs. Les AINS sélectifs de la COX-2 présentent un risque gastro-intestinal moindre tout en conservant une efficacité similaire (Heymonet, 2013).

3. Activité antioxydantes

Le pouvoir antioxydant des plantes est largement attribué à la présence de **métabolites secondaires**, en particulier les **composés phénoliques et polyphénoliques**, reconnus pour leur capacité à neutraliser les radicaux libres. Ces molécules agissent comme **donneurs d'électrons**, interrompant ainsi les réactions d'oxydation en chaîne, ce qui permet de limiter les dommages cellulaires induits par le stress oxydatif (Balasundram et al., 2006)

3.1. Les radicaux libres

Les radicaux libres (RL) sont des atomes ou des molécules possédant **un électron non apparié** sur leur couche externe, ce qui les rend extrêmement réactifs. Pour atteindre une configuration plus stable, ces espèces cherchent à capter un électron à partir d'autres molécules, provoquant ainsi leur oxydation. La molécule oxydée devient à son tour un radical libre, déclenchant une **réaction en chaîne de type radicalaire** (Valko et al., 2007). Il existe plusieurs types de radicaux libres, incluant des dérivés soufrés, azotés, phosphorés ou carbonés. Cependant, les **espèces réactives de l'oxygène (Reactive Oxygen Species, ROS)** représentent les radicaux libres les plus couramment impliqués dans les processus biologiques. Les principales formes incluent : **L'anion superoxyde ($O_2^{\cdot-}$)** ; **Le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2)** ; **Le radical hydroxyle ($\cdot OH$)** ; **L'oxygène singulet (1O_2)** ; **L'oxyde nitrique (NO)** ; **L'acide hypochloreux (HOCl)**

Ces espèces sont de puissants agents oxydants pouvant, selon le contexte, exercer des **effets bénéfiques** (comme dans la réponse immunitaire) ou **nocifs**, en provoquant un **stress oxydatif** susceptible de léser les lipides, les protéines et l'ADN (Finkel et Holbrook, 2000).

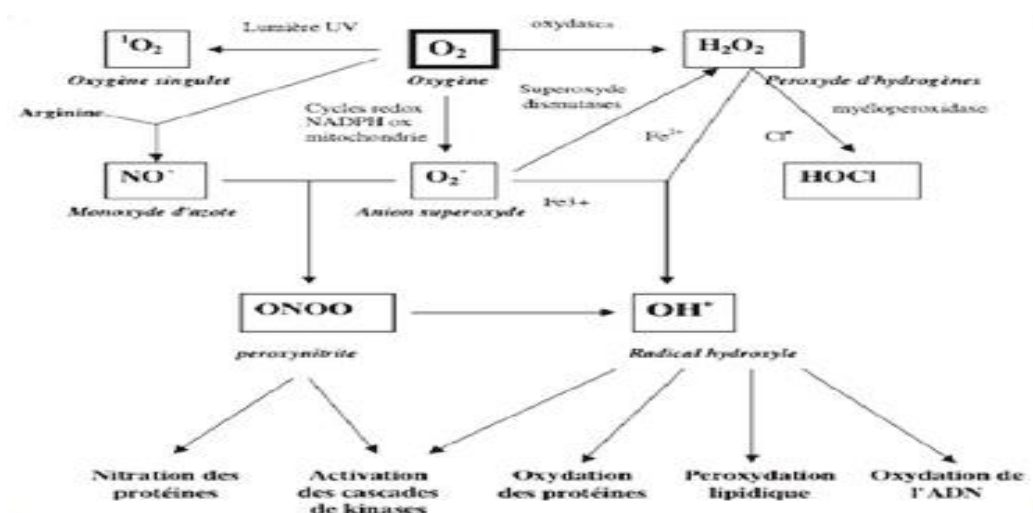


Figure 42 : Origine des différents radicaux libres oxygénés et espèces réactives de l'oxygène impliqué en biologie. (Favier, 2003)

3.2. Stress oxydatif

Le stress oxydatif est un déséquilibre du métabolisme cellulaire résultant d'une production excessive d'espèces réactives de l'oxygène (ERO ou ROS) dépassant la capacité des systèmes antioxydants de l'organisme à les neutraliser. Ce déséquilibre peut provenir soit d'une augmentation des espèces oxydantes, soit d'une diminution de l'efficacité ou de la concentration des mécanismes antioxydants enzymatiques ou non enzymatiques (Gutteridge, 1993 ; Sies, 1997 ; Valko et al., 2004, 2007 ; Favier, 2003).

3.3. Conséquence du stress oxydatif

Ce déséquilibre entraîne des dégâts cellulaires affectant les protéines, les lipides et l'ADN, favorisant ainsi le développement de plusieurs pathologies chroniques telles que le cancer, le diabète, les maladies cardiovasculaires et les troubles neurodégénératifs. La dangerosité des radicaux libres réside dans leur fort pouvoir oxydant et leur aptitude à induire des réactions en chaîne, surtout en l'absence d'une défense antioxydante suffisante, enzymatique ou non enzymatique (Gutteridge, 1993 ; Valko et al., 2004 ; Favier, 2003).

4. Activité anti fongique

4.1. Les champignons

Les champignons, ou mycètes, sont des organismes eucaryotes unicellulaires pluricellulaires, comprenant des formes macroscopiques et microscopiques à morphologie filamenteuse ou levuriforme. Présents dans tous les milieux naturels, ils sont hétérotrophes et jouent un rôle clé dans le recyclage de la matière organique. Ils forment un règne biologique

distinct, séparé des plantes et des animaux, et se caractérisent par un réseau mycélien développé en lien étroit avec leur substrat nutritif (**Dominique et al., 2002**).

4.2. Présentation des maladies fongiques

4.2.1. Les rouilles

Les espèces de rouilles peuvent être différenciées par les caractéristiques des urédospores, la couleur des urédospores, et l'espèce de la plante hôte (**Zillinsky, 1983**).

➤ **La rouille jaune**

La rouille jaune du blé, causée par (*Puccinia striiformis*), est généralement la première des rouilles à se manifester au champ. Elle cible principalement les limbes foliaires, mais peut également atteindre les épis en cas d'infestation sévère. La maladie se manifeste sous forme de foyers jaunâtres de quelques mètres carrés. À l'échelle foliaire, les symptômes se traduisent par des taches allongées contenant de nombreuses pustules globuleuses à rectangulaires, de couleur jaune à orangée, disposées en stries parallèles et bien délimitées par les nervures (**Aouali et Douici-Khalfi, 2009 ; Ezzahiri, 2001 ; Jlibene, 2011**). Cette pathologie affecte fortement la photosynthèse en réduisant la surface foliaire fonctionnelle, ce qui compromet le remplissage des grains et peut entraîner des pertes de rendement importantes.

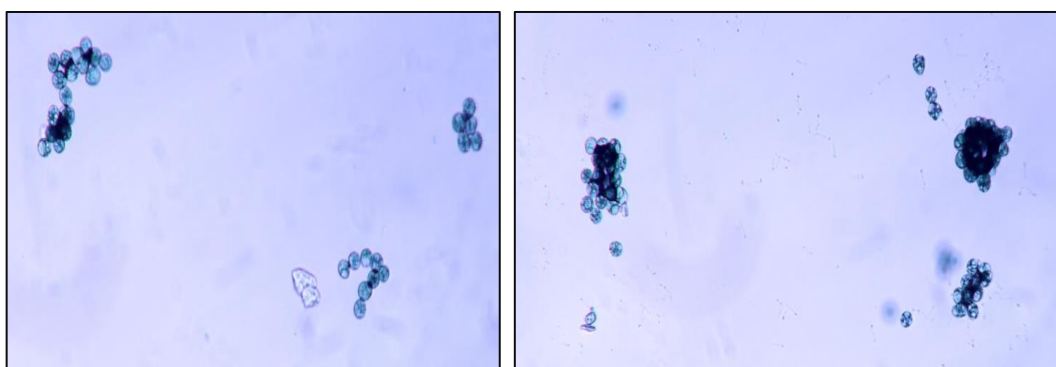


Figure 43 : observation microscopique optique des rouilles (**photo personnel**).

4.2.2. Oïdium

❖ **Description de maladie**

(*Blumeria graminis*), un ascomycète de l'ordre des Erysiphales, est l'agent responsable de l'oïdium du blé, un parasite strictement spécifique à cette culture (**Anonyme, 2018**). La maladie se manifeste par un feutrage blanc à gris sur la face supérieure des feuilles dès le début de la saison. Dans les cas graves, les feuilles jaunissent puis meurent, en particulier chez les variétés sensibles (**Alfredo, 2014**). Le champignon survit sous forme de cleistothèces libérant des ascospores à l'origine des infections primaires. Les conidies germent dans une plage

thermique de 5 à 30 °C, avec un optimum entre 15 et 22 °C (Aouali et Douici-Khalfi, 2009), et nécessitent une humidité relative proche de 95 % (Anonyme, 2018).

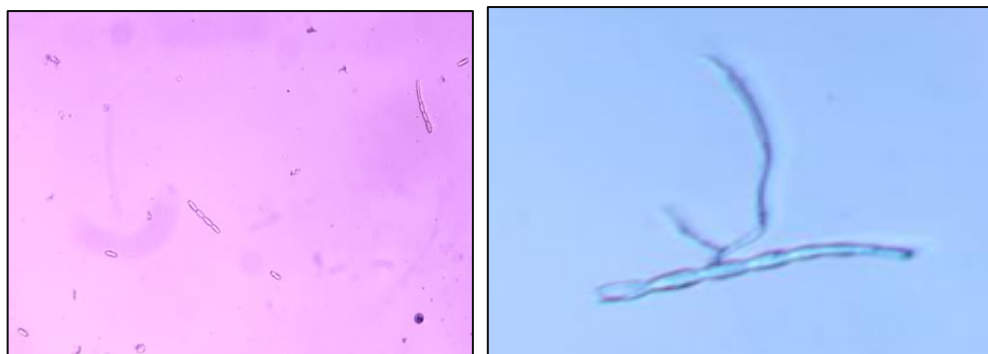


Figure 44 : observation microscopique de l'oïdium

(photo personnelle).

4.2.3. Mildiou

❖ Description de maladie

Premier signalement d'Erysiphe euonymicola, agent du blanc (oïdium), sur Euonymus japonicus en Ouzbékistan Le champignon Erysiphe euonymicola a été signalé pour la première fois en Ouzbékistan lors d'une étude mycologique menée dans la ville de Samarcande. Il a été isolé à partir d'Euonymus japonicus, un arbuste ornemental largement cultivé. Les résultats ont montré que ce pathogène affectait entre 80 % et 90 % des feuilles et des jeunes rameaux de la plante. Les symptômes initiaux apparaissent sous forme de taches circulaires translucides sur la surface des feuilles, qui évoluent ensuite en colonies fongiques blanches denses recouvrant entièrement la face supérieure. Dans les cas graves, les deux faces de la feuille peuvent être couvertes d'un feutrage mycélien caractéristique. (Nuryimova et al., 2024). Le champignon se développe sous forme d'un réseau d'hyphes superficiels formant une couverture blanche d'aspect cotonneux à la surface du tissu végétal. Les conidiophores sont dressés, non ramifiés, et appartiennent au type Pseudoidium, avec une grande variabilité de forme et de taille. Une infection sévère par Erysiphe euonymicola peut provoquer un ralentissement marqué de la croissance de l'hôte, ce qui souligne l'impact économique et horticole potentiel de ce champignon sur les plantes ornementales du genre Euonymus (Nuryimova et al., 2024).

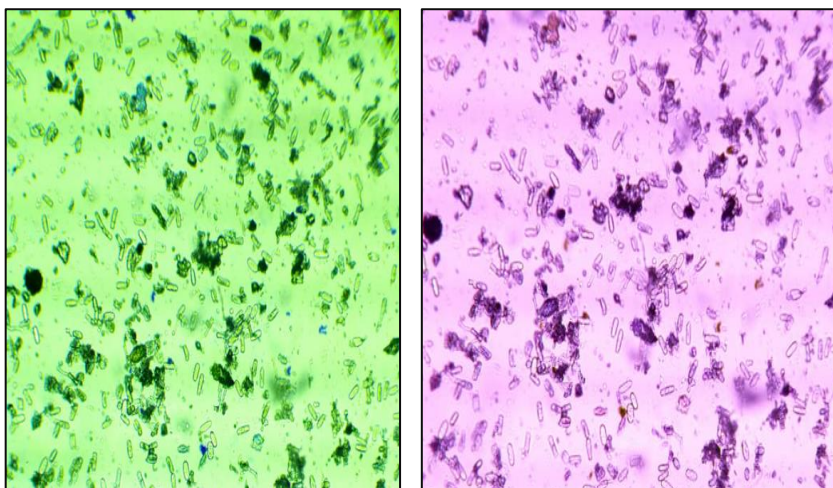


Figure 45 : observation microscopique de mildiou
(photo personnelle).

4.2.4. Charbon nu

❖ Description de maladie

Le charbon est une maladie fongique présente dans les trois zones du Maghreb. Son nom est justifié par l'apparition, au niveau de certains organes de la plante, de masses pulvérulentes noires riches en spores. Ces formations résultent d'une longue phase de développement mycélien à l'intérieur des tissus végétaux (**Rapilly et al., 1971**). Le charbon nu, causé par le champignon basidiomycète **Ustilago nuda**, appartient à la classe des **Ustilaginomycètes**, caractérisée par un cycle de vie incluant un stade de téliospores (**Bouزيد, 2008**). Les symptômes du charbon nu du blé apparaissent au stade de l'épiaison. Les épis infectés sont complètement détruits, les grains et leurs enveloppes étant réduits en une poudre noirâtre. Les épis prennent alors un aspect brûlé ou calciné (**Boulal et al., 2007**).

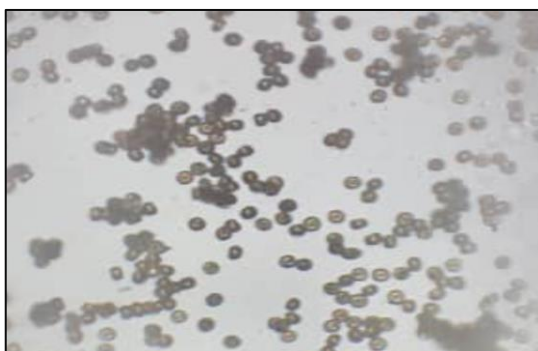


Figure 46 : observation microscopique du charbon nu
(photo personnelle)

Partie expérimentale

Chapitre IV

Matériel et méthodes

Objectif

En Algérie, la richesse de la flore spontanée reste encore peu valorisée malgré son grand potentiel. Les savoirs traditionnels, bien que menacés par l'oubli, offrent une base de données empirique considérable. Cette étude se focalise sur : i) Identification des propriétés chimique de *Inula viscosa* ; ii) l'évaluation de son activité anti-inflammatoire, antifongique et antimicrobienne ;iii) la Comparaison de l'efficacité des extraits aqueux et organiques issus de cette plante.

1. Matériel végétal

Notre étude a porté sur une seule espèce appartenant à une famille spécifique.

L'espèce étudiée est (*Inula Viscosa. L*) de la famille astéracées

2. Présentation de la zone d'étude

2.1 Localisation géographique de la wilaya de Mila

Située dans l'est de l'Algérie, à 464 km d'Alger et à environ 70 km de la mer Méditerranée, la wilaya de Mila s'inscrit dans la région de l'Atlas tellien oriental. Elle est caractérisée par un relief montagneux qui s'étend d'ouest en est au nord du pays (Andi, 2013).

L'échelle : 1cm — 100km

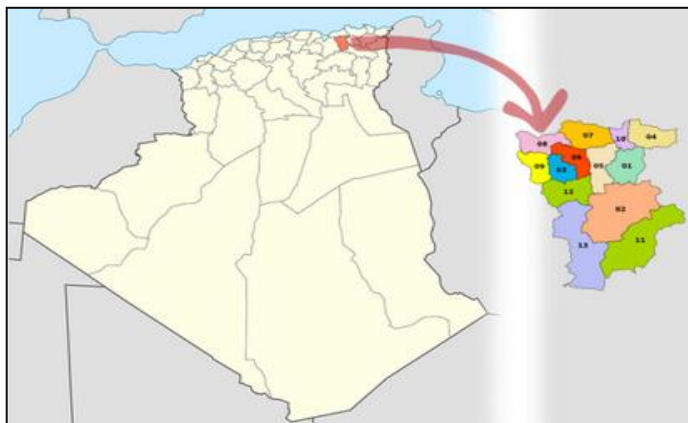


Figure 47 : Localisation géographique de la wilaya de Mila

3. Récolte de la matière végétale

L'espèce a été récoltée directement dans le milieu naturel au niveau de la commune de Chigara (wilaya de Mila), et le matériel végétal utilisé est constitué de feuilles sèches.

3.1 Préparation du matériel végétal

Plusieurs étapes préliminaires ont été réalisées avant l'obtention de l'extrait végétal, notamment le séchage et le broyage du matériel végétal, comme suit :

➤ **Séchage**

Le matériel végétal a été séché naturellement à la lumière directe du soleil pendant une durée de trois mois. Cette étape vise à réduire la teneur en eau des plantes et à les préparer à l'extraction tout en conservant au mieux leurs composés bioactifs.

➤ **Broyage**

Après le séchage, les échantillons ont été broyés à l'aide d'un moulin à café domestique, jusqu'à l'obtention d'une poudre fine et homogène. Cette poudre a ensuite été utilisée directement pour réaliser l'extraction finale de l'extrait végétal.



Figure 48 : Le séchage et le broyage du matériel végétal

4. Préparation d'extrait

Les extraits de la plante ont été préparés à l'aide de solvants aqueux et organiques, en suivant des méthodes classiques d'extraction. Pour les extraits aqueux, deux techniques ont été utilisées : la décoction et la macération. La décoction a été réalisée en chauffant la poudre végétale dans de l'eau distillée jusqu'à ébullition pendant un certain temps, suivie d'une filtration à chaud. L'extrait obtenu a été concentré et conservé au froid. Quant à la macération, la poudre a été immergée dans de l'eau distillée à température ambiante pendant une durée déterminée, sous agitation occasionnelle, puis filtrée et conservée au réfrigérateur. Pour l'obtention des extraits organiques, la poudre de plante a été soumise à une macération avec différents solvants organiques de polarité croissante, notamment le chloroforme, l'éthanol et l'éther de pétrole. Chaque macération a duré plusieurs heures sous agitation douce.

❑ Extrait aqueux

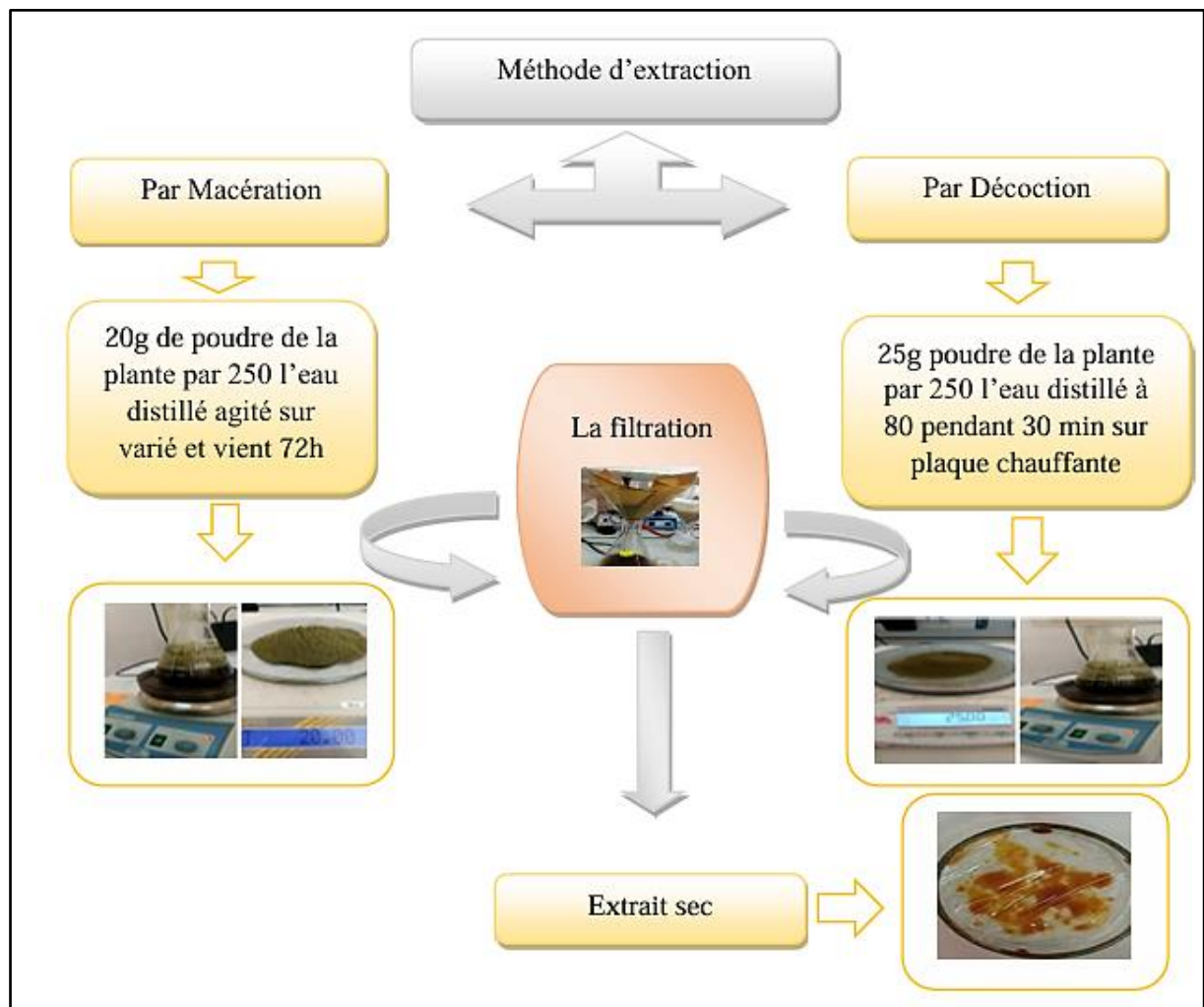


Figure 49 : Protocole de l'extrait aqueux

❑ L'extrait organique

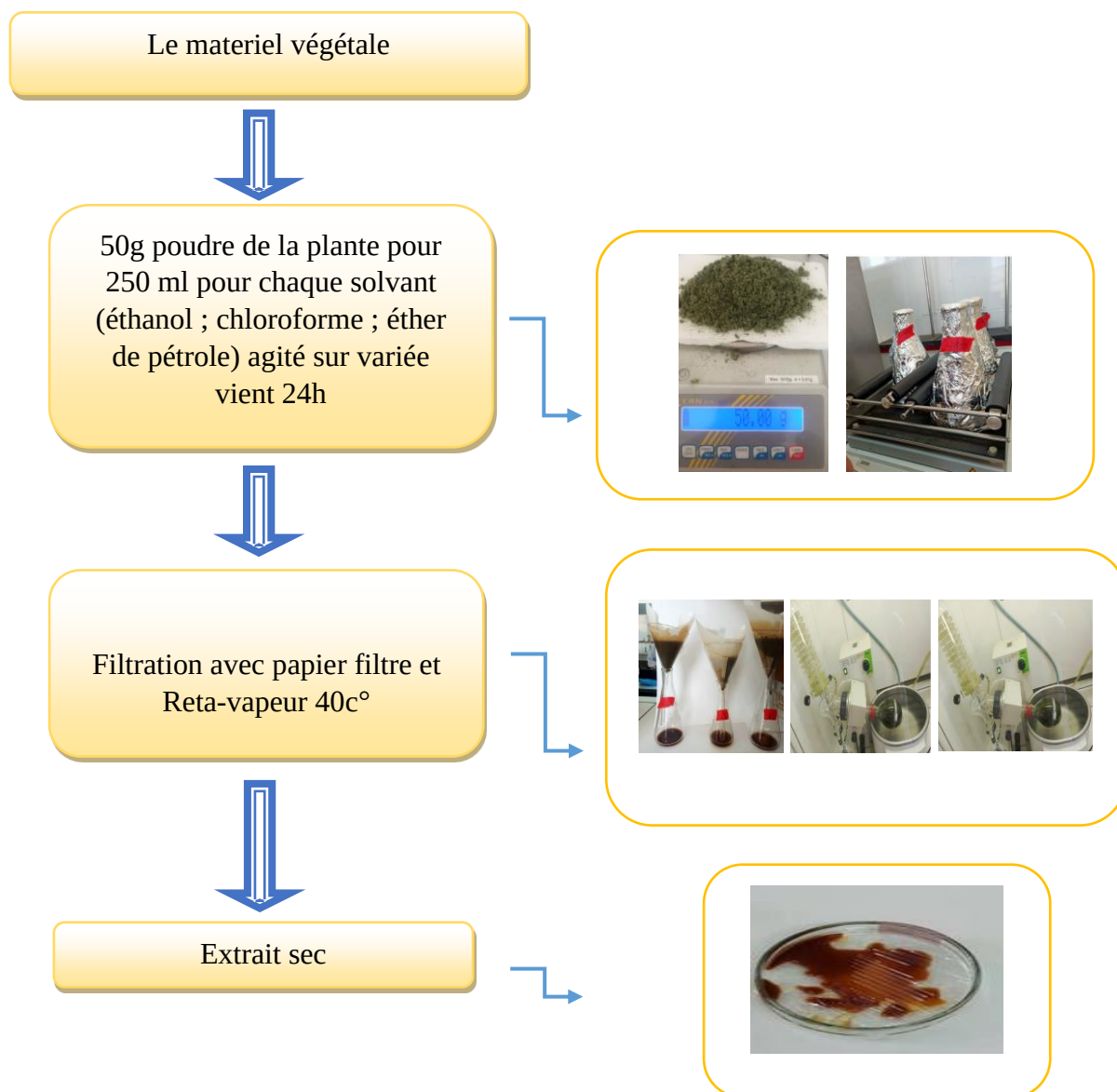


Figure 50 : Protocole de l'extrait organique

Calcul du rendement (R%)

Le rendement d'extraction d'une plante représente le rapport entre la masse de l'extrait obtenu et la masse de matière végétale utilisée pour l'extraction. Selon Carré (1953), ce rendement, exprimé en pourcentage, est calculé selon la formule suivante :

$$R (\%) = (M_{\text{ext}}/M_{\text{éch}}) \cdot 100$$

- **R** : Rendement en pourcentage
- **M_{ext}** : Poids de l'extrait sec (en grammes)
- **M_{éch}** : Poids de la plante utilisée (en grammes)

5 Extraction des huiles essentielle

Les huiles essentielles sont des liquides hydrophobes constitués de composés volatils et odorants, naturellement produits par les plantes. Ces substances représentent des mélanges complexes de molécules organiques aux structures et fonctions chimiques variées (**Garnero, 1996**), présentes en faibles concentrations dans les tissus végétaux. Divers procédés d'extraction ont été développés pour les isoler à partir des matrices végétales. D'après la norme française AFNOR NF T 75-006, les huiles essentielles sont obtenues à partir de matières végétales par distillation à l'eau, à la vapeur d'eau, à sec, ou, dans le cas des Citrus, par des procédés mécaniques appliqués à l'épicarpe (**AFNOR, 1989**).

➤ Protocole expérimental

L'extraction de l'huile essentielle a été réalisée à partir de 700g de plante fraîche d'*Inula viscosa*, récoltée localement. La matière végétale a été introduite telle quelle (sans séchage) dans un ballon contenant 1000 ml d'eau distillée.

Le dispositif utilisé est un système d'hydrodistillation de type Clevenger, permettant la séparation et la récupération des huiles essentielles par entraînement à la vapeur d'eau. La distillation a été conduite pendant environ 3 heures, jusqu'à la fin de l'émission des composés volatils.

6 Analyse quantitative

6.1 Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux effectué selon la réaction colorimétrique au Folin-Ciocalteu mise au point par (**Singleton, 1965**) a été réalisé. Qui en milieu alcalin se réduit en oxyde de tungstène et de molybdène donnant une couleur bleue en présence des phénols.

La réaction FCR, constituée par un mélange d'acide phosphotungstique, est réduite lors de l'oxydation des phénols en mélange d'oxydes de tungstène et de molybdène. La coloration bleue produite est proportionnelle à la teneur en polyphénols totaux et possède une absorption maximum aux environs de 750–765 nm (**Singleton et Rossi, 1965**).

➤ Préparation des solutions

Solution de carbonate de sodium (7,5 %) : Dissoudre 7,5 g de Na_2CO_3 dans une petite quantité d'eau distillée chaude, agiter jusqu'à dissolution complète, puis ajuster le volume total à 100 ml avec de l'eau distillée. Filtrer si nécessaire pour obtenir une solution claire.

- **Réactif de Folin-Ciocalteu dilué** : Préparer une dilution au 1/10e en mélangeant 1 ml du réactif commercial de Folin-Ciocalteu avec 9 ml d'eau distillée juste avant utilisation.
- **Solution standard** : Dissoudre l'acide gallique à raison de 1 mg/ml dans du DMSO à 10 % pour obtenir la solution de référence.

➤ Mode opératoire

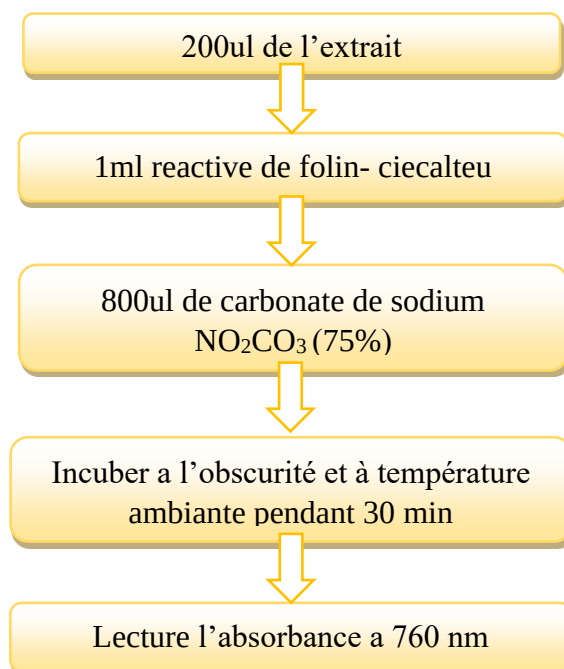


Figure 51 : Protocole de Dosage des polyphénols totaux

6.2. Dosage des flavonoïdes totaux

La teneur en flavonoïdes totaux des extraits a été déterminée à l'aide de la méthode colorimétrique utilisant le trichlorure d'aluminium (AlCl_3), telle que décrite par **Zhishen et al., (1999)**. Un volume de 1 ml d'extrait (après dilution appropriée) est mélangé avec 1 ml d'une solution d' AlCl_3 à 2 % préparée dans le méthanol. Après une incubation de 10 minutes à température ambiante, l'absorbance du mélange est mesurée à 430 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible.

La quantification est réalisée à partir d'une courbe d'étalonnage établie avec la quercétine, dans une gamme de concentrations allant de 0 à 40 $\mu\text{g/ml}$. Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalent quercétine par gramme de matière sèche (mg EQ/g d'extrait).

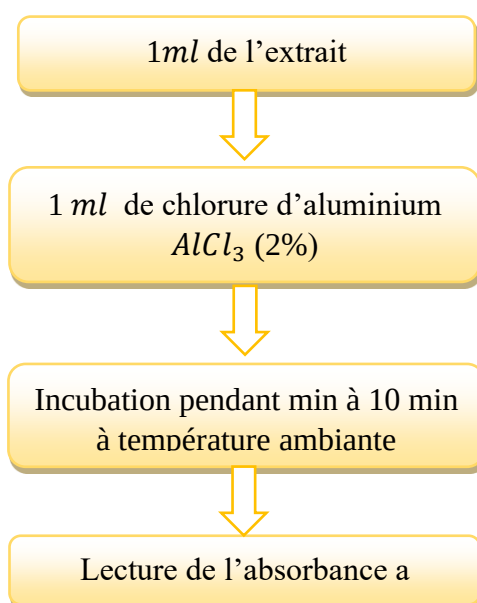


Figure 52 : Protocole de dosage des flavonoïdes totaux

7. Activités biologiques

Les extraits végétaux sont constitués d'un mélange complexe de composés chimiques possédant des groupes fonctionnels, des polarités et des réactivités variées. Cette complexité structurale peut entraîner des résultats variables selon la méthode d'analyse utilisée. Ainsi, une évaluation rigoureuse du potentiel biologique de ces extraits nécessite une approche analytique multiple, intégrant plusieurs essais complémentaires. En particulier, il est essentiel de considérer l'activité antioxydant, l'activité antibactérienne, ainsi que l'activité anti-inflammatoire, afin d'obtenir une vision globale et fiable de leurs propriétés biologiques et de leur éventuel intérêt thérapeutique (**Ozturk et al., 2007**)

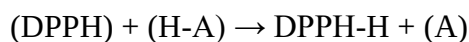
7.1 Activité antioxydant

Essai antioxydant – Méthode DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)

L'activité piégeuse des radicaux libres des différents extraits a été déterminée en utilisant le test DPPH selon la méthode décrite par (**Chang et al., 2001**). La diminution de l'absorbance de la solution de DPPH après l'ajout d'un antioxydant a été mesurée à 517 nm. L'acide ascorbique (10 mg/ml dans le DMSO) a été utilisé comme référence.

□ Principe

Le 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) est un radical libre stable (sous forme de poudre) de couleur violette qui vire au jaune lorsqu'il est réduit par un antioxydant. Ce changement de couleur est à la base du test DPPH qui permet d'évaluer l'activité antioxydant des composés. La réaction entre le radical DPPH et un antioxydant (H-A) peut être représentée comme suit :



Les antioxydants réagissent avec le radical DPPH en lui cédant un atome d'hydrogène, le réduisant ainsi en DPPH-H, ce qui entraîne une dim (**Chang et al., 2001**).

□ Préparation des réactifs

Une solution de DPPH à 0,1 mM a été préparée en dissolvant 4 mg de DPPH dans 100 ml d'éthanol.



Figure 53 : préparation le DPPH (photo personnelle)

❑ Procédure expérimentale

Différents volumes (2 à 20 μ l) d'extraits de plantes ont été ajustés à 40 μ l avec du DMSO. Ensuite, 2960 μ l de la solution de DPPH (0,1 mM) ont été ajoutés. Le mélange réactionnel a été incubé à température ambiante dans l'obscurité pendant 20 minutes. Après incubation, l'absorbance a été mesurée à 517 nm. Une solution de 3 ml de DPPH seule a été utilisée comme témoin.

Pourcentage d'activité piégeuse des radicaux libres (RSA)

L'activité antioxydant a été calculée selon la formule suivante :

$$RSA \% = (Abs\ control - Abs\ sample / Abs\ controle) \times 100$$

- **RSA** : Activité piégeuse des radicaux libres,
- **Abs témoin** : Absorbance du DPPH seul (radical libre + éthanol),
- **Abs échantillon** : Absorbance du mélange DPPH + extrait végétal.

7.2. Activité antibactérienne

Les tests d'évaluation de l'activité antibactérienne ont été réalisés au sein du laboratoire de biologie de la wilaya de Mila, dans des conditions strictement aseptiques afin de garantir la fiabilité des résultats. Pour prévenir toute contamination microbienne, tout le matériel, les solutions et les milieux de culture ont été rigoureusement stérilisés par autoclavage avant le début des expériences.

7.2.1. Souches bactériennes testées

Quatre souches bactériennes de référence (*Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Bacillus cereus*) ont été utilisées pour l'évaluation microbiologique. Ces microorganismes, choisis pour leur diversité morphologique et leur importance pathogène, permettent une analyse représentative de l'activité antimicrobienne potentielle des échantillons testés.

Tableau 09 : Les différentes souches bactériennes.

Famille	Espèce	Gram	Référence
Micrococacées	(<i>Staphylococcus aureus</i>)	Positif	ATCC25923
Pseudomonadacées	(<i>Pseudomonas aeruginosa</i>)	Négatif	ATCC27853
Enterobacteriacées	(<i>Escherichia coli</i>)	Négatif	ATCC11303
Bacillacées	(<i>Bacillus cereus</i>)	Positif	ATCC10987

➤ Préparation des milieux de culture

- **Milieu Mueller-Hinton (MH)**

Le milieu Mueller-Hinton a été utilisé pour l'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits végétaux. Sa préparation consiste à dissoudre 38 g de poudre MH dans un litre d'eau distillée. Le mélange est ensuite chauffé à ébullition sous agitation continue à l'aide d'une plaque chauffante, puis réparti dans des flacons en verre en vue de sa stérilisation (**Bauer et al., 1966**).

- **Gélose nutritive (GN)**

La gélose nutritive a été préparée pour la réactivation et la conservation des souches bactériennes. Pour ce faire, 28 g de GN ont été dilués dans 1 litre d'eau distillée, puis le tout a été agité jusqu'à homogénéisation. Le milieu obtenu a ensuite été distribué dans des tubes à fond plat en verre pour une stérilisation ultérieure (**Bauer et al., 1966**).

- **L'eau physiologique**

L'eau physiologique a été utilisée pour la préparation des suspensions bactériennes. Elle a été obtenue en dissolvant 0,9 g de Na Cl dans 100 ml d'eau distillée. Après une agitation

modérée pour assurer une dissolution complète, la solution a été répartie dans des tubes stériles pour une utilisation immédiate (**Bauer et al., 1966**).

➤ **Préparation des dilutions des extraits**



Figure 54 : Milieu Mueller-Hinton (MH) (photo personnelle).



Figure 55 : Gélose nutritive (GN) (photo personnelle).



Figure 56 : l'eau physiologie (photo personnelle).

7.2 .2. Préparation des disques

Afin de préparer les disques utilisés pour le test, des ronds de papier filtre Whatman de 6 mm de diamètre ont été soumis à une stérilisation préalable. Ces disques ont ensuite été placés dans des tubes en verre stériles, hermétiquement scellés, puis conservés dans des conditions aseptiques jusqu'au moment de leur emploi (**Kissoum et Khalfaoui, 2015**).



Figure 58 : Préparation des disques d'aromatogramme

7.2.3. Préparation du milieu de culture

Le milieu Muller Hinton a été préparé en le soumettant à une stérilisation sous pression dans un autoclave pendant 15 minutes à une température de 121°C. Après stérilisation, le milieu fondu a été versé dans des boîtes de Pétri sur une épaisseur d'environ 4 mm, puis laissé à température ambiante pour permettre la gélification.



Figure 59 : Préparation du milieu de culture

7.2.4. Evaluation de l'activité antibactérienne

Les cinq extraits végétaux (éthanolique, aqueux chaud, aqueux froid, au chloroforme et à l'éther de pétrole) ont été repris à l'aide du diméthyl sulfoxyde (DMSO) afin d'obtenir des solutions homogènes. Une solution mère a été préparée pour chaque extrait en dissolvant 100 mg de matière sèche dans 1 mL de DMSO (soit une concentration de 100 mg/mL). Ensuite, des dilutions successives ont été réalisées à partir de cette solution selon le schéma suivant :

- ❖ **T1 (ou SM) :** 100 mg d'extrait + 1 mL de DMSO → [100%]
- ❖ **T $\frac{1}{2}$:** 0,5 mL de T1 + 0,5 mL de DMSO → [50%]
- ❖ **T $\frac{1}{4}$:** 0,5 mL de T $\frac{1}{2}$ + 0,5 mL de DMSO → [25%]

7.2.5 Repiquage des souches bactériennes

Pour assurer la vitalité et la pureté des souches utilisées, un repiquage a été effectué en conditions stériles. Chaque souche a été ensemencée par striation sur un milieu solide à base de gélose nutritive (38 g/L), puis incubée à 37°C durant 18 à 24 heures. Cette étape visait à générer des colonies fraîches et bien séparées, nécessaires pour la préparation d'inoculum standardisé en vue des essais microbiologiques.



Figure 57 : Repiquage des souches bactériennes

7.2.6. Préparation de l'inoculum bactérien

À partir d'une culture isolée et pure des bactéries ciblées, quelques colonies ayant un aspect uniforme ont été prélevées à l'aide d'un écouvillon stérile. Celui-ci a été ensuite introduit dans 9 ml de solution saline stérile à 0,9 %, et la suspension obtenue a été bien homogénéisée. Il est essentiel de réaliser l'ensemencement dans un délai très court après la préparation de cette suspension.

7.2.7. Ensemencement

Sur les milieux solides déjà prêts, 2 à 4 ml de la suspension bactérienne préparée ont été répartis uniformément à l'aide d'un râteau stérile. Cette opération a été faite de manière à ce que les bactéries recouvrent toute la surface du milieu nutritif, garantissant ainsi une distribution régulière (Zeghad, 2009).

7.2.8. Application des disques

Chaque disque stérile a été imprégné avec 10 µl d'extrait végétal à des concentrations variées, puis délicatement déposé sur le milieu gélosé à l'aide d'une pince stérile. Cette étape suit le protocole indiqué par **Kissoum et Khalfaoui (2015)**. Parallèlement, un contrôle positif a été assuré par l'application de gentamicine (40 mg/ml) sur d'autres disques.



Figure 60 : dépose des disques

7.2.9. Incubation et lecture

Les boîtes ont été incubées à 37°C pendant une période allant de 24 à 48 heures. À la fin de l'incubation, le diamètre des halos d'inhibition autour des disques a été mesuré en millimètres. Ces mesures ont permis d'évaluer l'efficacité de l'extrait selon les critères décrits par Aref et **Heded (2015)**, qui classent les réponses bactériennes comme suit :

- **Souche sensible** : zone d'inhibition ≥ 10 mm
- **Souche intermédiaire** : zone < 10 mm
- **Souche résistante** : aucune inhibition visible (**Kissoum et Khalfaoui, 2015**).



Figure 61 : Incubation et lecture

8 Activités anti- inflammatoire

8.1. Principe de la méthode

La méthode de dénaturation de l'albumine repose sur le principe selon lequel certains agents anti-inflammatoires sont capables d'empêcher la dénaturation thermique des protéines. La stabilisation de l'albumine d'œuf contre la chaleur, en présence d'extraits végétaux, est ainsi considérée comme un indicateur de l'activité anti-inflammatoire in vitro (**Aidoo et al., 2021**)

8.1. Préparation du tampon PBS

Le tampon phosphate salin (PBS) a été préparé en dissolvant un comprimé commercial de PBS dans 200 mL d'eau distillée. La solution obtenue a été bien homogénéisée jusqu'à dissolution complète, puis conservée à température ambiante pour une utilisation immédiate.



Figure 62 : Préparation du tampon PBS

8.2.Préparation des concentrations testées

Une solution mère a été préparée en dissolvant 100 mg de l'extrait sec dans 1 mL de DMSO, ce qui correspond à une concentration de 100%. À partir de cette solution mère, quatre concentrations ont été préparées par dilution avec du DMSO afin d'obtenir les pourcentages suivants : 100%, 50%, 25% et 10%. Pour chaque dilution, le volume final a été ajusté à 1 ml comme suit :

❖ **100%** : 1000 μ L de la solution mère

- ❖ **50%** : 500 μ L de la solution mère + 500 μ L de DMSO.
- ❖ **25%** : 250 μ L de la solution mère + 750 μ L de DMSO.
- ❖ **10%** : 100 μ L de la solution mère + 900 μ L de DMSO.

Chaque solution a été bien homogénéisée avant utilisation. Évaluation de l'activité anti-inflammatoire in vitro par la méthode de dénaturation de l'albumine d'œuf : l'évaluation a été réalisée en préparant un mélange réactionnel de 5 ml, composé de 0,2 ml d'albumine d'œuf fraîche, 2,8 ml de tampon phosphate salin (PBS, pH 6,4) et 2,0 ml de l'extrait végétal testé à différentes concentrations (100 %, 50 %, 25 % et 10 %), préparées à partir d'un extrait mère à 100 mg/ml dissous dans le DMSO. Le blanc contenait uniquement l'extrait végétal à chaque concentration, sans albumine ni tampon. Le contrôle était constitué du solvant (DMSO) combiné avec le PBS, ainsi que du diclofénac sodique aux mêmes concentrations que celles de l'extrait (100, 75, 50, 25 et 10 μ g/ml) utilisé comme témoin positif. Les échantillons ont été incubés à 37 ± 2 °C pendant 15 minutes, puis chauffés à 70 °C pendant 5 minutes afin de provoquer la dénaturation des protéines. Après refroidissement, l'absorbance a été mesurée à 660 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, avec le véhicule utilisé comme blanc de référence. Tous les essais ont été réalisés en triplicat.



Figure 63 :
Contrôle positive



Figure 64 :
Incubation à 37°C



Figure 65 :
Incubation à 70°C



Figure 66 : La
lecture

9. Activité antifongique

9.1.Évaluation de l'activité antifongique de l'extrait végétal

9.1.1. Isolement des champignons

Les champignons ont été isolés à partir de feuilles de plantes infectées, puis ensemencés directement sur un milieu Sabouraud chloramphénicol (SDA) dans des boîtes de Pétri stériles. Toutes les manipulations ont été effectuées dans des conditions aseptiques à l'aide d'un bec Bunsen. Les boîtes ont ensuite été incubées à 27°C pendant 7 jours, permettant ainsi le développement de colonies fongiques bien visibles.



Figure 67 : Isolement des champignons

Préparation de l'inoculum

Un prélève avec un emporte-pièce des disques mycéliens de (6 mm) de diamètre à partir de la périphérie d'un tapis mycélien provenant d'une culture de 7 j.

Préparation des boites de pétri

La méthode utilisée consiste à incorporer les différentes concentrations de l'extrait décocté (15ul/boite) dans les boites de pétri contenant le milieu de culture Sabouraud, puis les disques du champignon (6 mm) ont été déposés dans les boites de pétri préparées. L'incubation se fait à l'obscurité à une température de $28 \pm 2^{\circ}\text{C}$ pendant 7 jours. Pour chaque espèce fongique et chaque concentration, trois répétitions ont été réalisées et trois boîtes sont utilisées par essai. La croissance mycélienne a été suivie en mesurant la moyenne de deux diamètres perpendiculaires passant par le centre de chaque boîte. La fongitoxité, exprimée en termes de pourcentage d'inhibition de la croissance de mycélium (IP %), a été calculée selon la formule de (Rapilly, 1968).

$$IP\% = (1 - (Dc - Dt) \times 100$$

PI : Pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne ;

DC : Diamètre des disques mycéliens pour une concentration donnée ;

DT : Diamètre des disques mycéliens témoins

9.1.2. Préparation des milieux et test antifongique

L'extrait végétal a été préparé à trois concentrations différentes (25, 50 et 100 mg/ml) après dissolution dans un mélange de DMSO (diméthylsulfoxyde) et d'eau distillée. Le milieu Sabouraud stérilisé a été versé dans des boîtes de Pétri, puis chaque boîte a été divisée en trois secteurs. Dans chaque secteur, une concentration spécifique de l'extrait a été répartie comme suit : 25 mg/ml dans le premier secteur ; 50 mg/ml dans le deuxième secteur ; 100 mg/ml dans le troisième secteur. Ainsi, chaque boîte de Pétri contenait simultanément les trois concentrations de l'extrait végétal.



Figure 68 : Préparation des milieux

9.1.3. Inoculation du champignon

Un fragment de mycélium (~5 mm) prélevé à partir d'une colonie active a été placé au centre de la boîte, à égale distance des trois secteurs. L'ensemencement a été réalisé dans des conditions stériles à l'aide d'un bec Bunsen.



Figure 69 : Inoculation du champignon

9.1.4. Incubation

Les boîtes de Pétri ont été incubées à 27°C pendant 15 jours, sans être ouvertes, afin de permettre la croissance fongique sur les milieux contenant les extraits.



Figure 70 : Incubation

➤ Évaluation de l'activité antifongique

À la fin de la période d'incubation, le diamètre de la colonie fongique a été mesuré dans chaque secteur correspondant à une concentration spécifique. Une réduction du diamètre est considérée comme indicatrice d'une activité antifongique plus élevée.

Les résultats ont été comparés à des boîtes témoins ne contenant aucun extrait.

❖ Etude statistique

Des analyses statistiques ont été réalisées avec le programme SPSS (version 2024) Pour chacun des paramètres étudiés, nous avons procédé à une analyse de variance trivariée à la plante (*Inula véscosa*).

Chapitre V

Résultats et discussions

1. Rendement des extraits

L'extraction a été réalisée en utilisant différents solvants tels que l'éthanol, l'éther et l'eau distillée, selon deux méthodes : la macération et la décoction. Après évaporation des solvants, les extraits secs ont été pesés pour calculer le rendement d'extraction, exprimé en pourcentage.

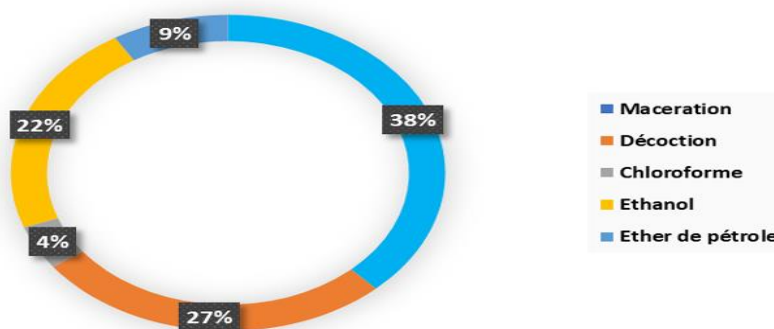


Figure 71 : Rendement d'extraction

Les résultats du rendement d'extraction révèlent une variation marquée de l'efficacité selon les méthodes et les solvants utilisés. La macération a présenté le rendement le plus élevé avec un taux de 38 %, suivie par la décoction avec 27 %. En revanche, les rendements ont été plus faibles avec l'éthanol (22 %), l'éther de pétrole (9 %) et le chloroforme (4 %). Ces valeurs traduisent les différences de capacité d'extraction des composés chimiques à partir de la matière végétale étudiée. Les résultats mettent en évidence la supériorité des méthodes aqueuses (macération et décoction) par rapport aux solvants organiques, en termes de quantité d'extrait obtenu. Cette variation du rendement est étroitement liée à la polarité des solvants employés ainsi qu'à la nature chimique des composés extraits.

- ❑ Les résultats de l'étude montrent que les méthodes d'extraction aqueuses, en particulier la macération, offrent des rendements supérieurs à ceux obtenus avec des solvants organiques. Cette efficacité est liée à la nature polaire des composés majoritaires présents dans *Inula viscosa*, notamment les flavonoïdes, les acides phénoliques et les glycosides, qui sont mieux extraits par des solvants polaires comme l'eau. La supériorité de la macération sur la décoction pourrait s'expliquer par la dégradation thermique de certains composés thermolabiles lors du chauffage, ainsi que par un temps de contact plus long permettant une

extraction plus complète. Les solvants non polaires, quant à eux, se sont révélés moins efficaces, reflétant la faible teneur en composés lipophiles dans la plante. Ces observations sont en accord avec la littérature, notamment les travaux de (**Bouyahya et al. ,2017**), qui ont mis en évidence l'activité biologique marquée des extraits aqueux et éthanoliques d'*Inula viscosa*. Ainsi, la présente étude confirme que la macération est la méthode la plus efficace pour l'extraction des composés bioactifs de cette plante, atteignant pleinement l'objectif fixé.

2. Résultat de l'extraction des huiles essentielles d'*Inula viscosa*

Aucune couche huileuse distincte n'a été observée à l'issue du processus d'extraction. Ce résultat est principalement dû à la quantité insuffisante de matière végétale utilisée en viron 1 kg. En effet, une masse minimale de 5 kg de plante fraîche ou sèche est généralement requise pour obtenir une quantité mesurable d'huile essentielle, compte tenu de la faible teneur en composés volatils dans cette espèce. Ainsi, l'absence d'huile dans cette expérience ne reflète pas nécessairement une absence réelle dans la plante, mais plutôt une limitation des conditions expérimentales. Il est donc recommandé de répéter l'extraction en utilisant une quantité plus importante, conformément aux standards d'extraction des huiles essentielles.

3. Analyse quantitative

3.1 Dosage des polyphénols totaux

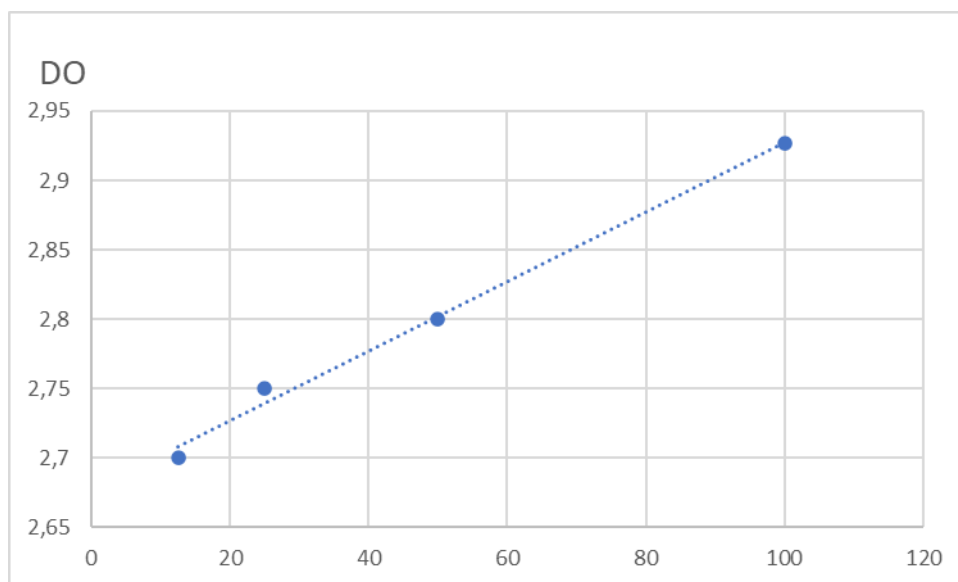


Figure 72 : Dosage des polyphénols totaux

Les composés phénoliques totaux ont été quantifiés par la méthode de Folin–Ciocalteu en utilisant l'acide gallique comme standard de référence. Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg Eq AG/g). Une courbe d'étalonnage a été établie à partir de différentes concentrations d'acide gallique, et la lecture a été effectuée par spectrophotométrie à 765 nm.

L'équation de la droite obtenue à partir de la courbe d'étalonnage est : $Y = 0.0025x + 2.6766$, avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0.9936$, indiquant une bonne linéarité de la méthode. La courbe d'étalonnage est illustrée dans la (Figure 72).

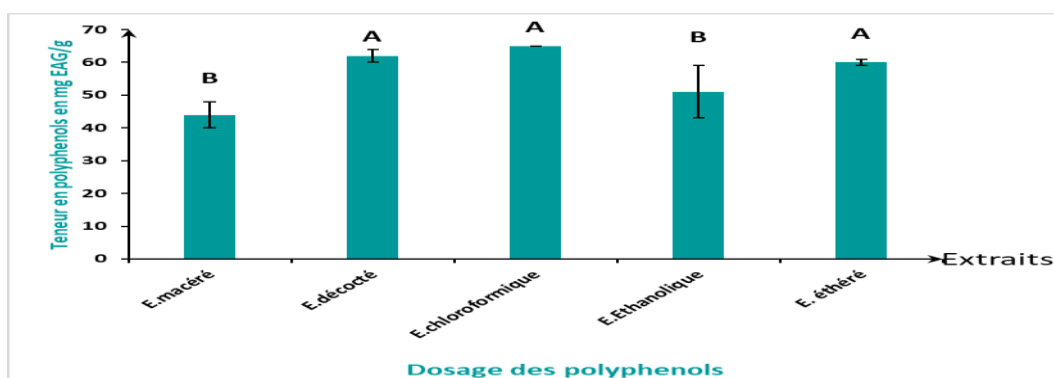


Figure72 :Teneur en polyphénols des extraits

Les résultats obtenus (Figure 72) mettent en évidence une variation significative du contenu en polyphénols totaux selon la nature du solvant utilisé pour l'extraction. Cette variation peut être attribuée à la polarité des solvants et à leur capacité différentielle à extraire les composés phénoliques présents dans *Inula viscosa*.

L'analyse statistique montre que les extraits décocté, chloroformique et éthéré présentent des teneurs élevées en polyphénols, statistiquement similaires (groupe 'A'), tandis que les extraits macéré et éthanolique appartiennent au groupe 'B' avec des teneurs significativement plus faibles. L'extrait chloroformique se distingue par la teneur la plus élevée (65.96 ± 0.61 mg EAG/g), suivi de près par l'extrait décocté et l'extrait à l'éther de pétrole. Ces résultats confirment que les solvants peu polaires comme le chloroforme sont particulièrement efficaces pour l'extraction des composés phénoliques lipophiles.

En revanche, les extraits macéré et éthanolique affichent les teneurs les plus faibles, ce qui pourrait s'expliquer par la faible affinité des solvants aqueux ou hydroalcooliques vis-à-vis des composés phénoliques majoritaires dans cette plante

3.2 Dosage des flavonoïdes totaux

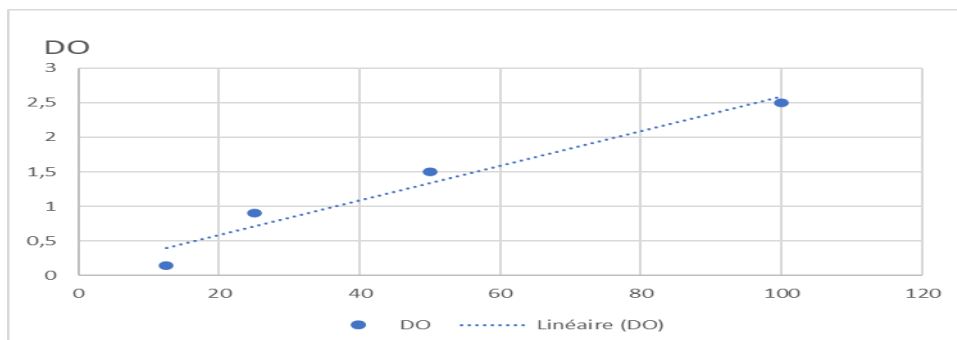
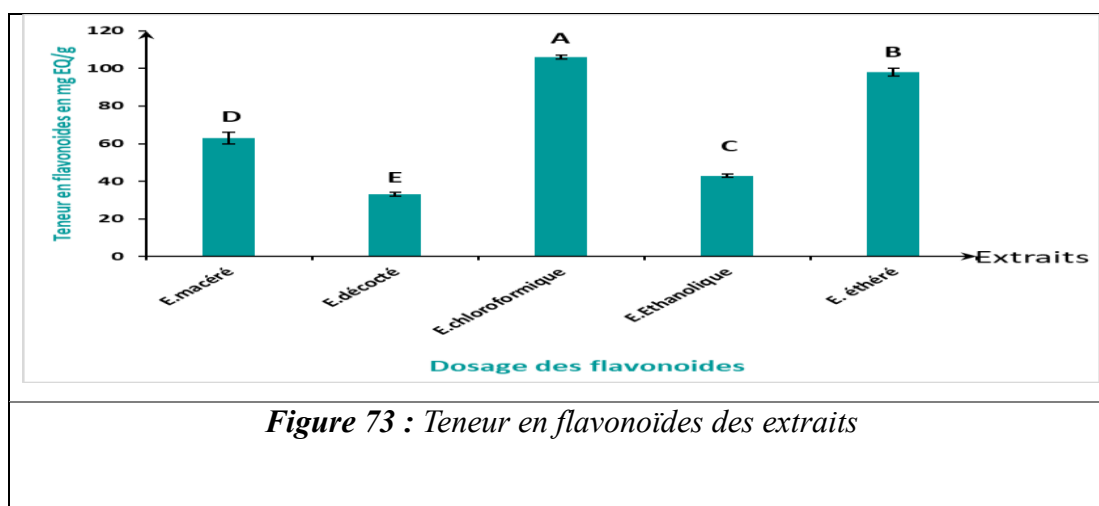


Figure 73 : Dosage des flavonoïdes totaux

Les flavonoïdes totaux ont été déterminés par la méthode colorimétrique à l'aluminium trichlorure ($AlCl_3$), en utilisant la quercétine comme composé de référence. Les résultats sont exprimés en mg équivalent quercétine par gramme d'extrait sec (mg Eq Qu/g). La lecture spectrophotométrique a été réalisée à 415 nm.

L'équation de régression linéaire obtenue est la suivante : $Y = 0.0251x + 0.087$, avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0.9555$, montrant une corrélation satisfaisante entre la concentration et l'absorbance. La courbe d'étalonnage correspondante est présentée dans la Figure (73).



- La contenu en polyphénols et flavonoïdes des différents extraits végétaux a été analysé en exprimant les résultats sous forme de moyenne $\pm$ écart-type, afin d'évaluer la dispersion des données et la stabilité des mesures.

L'extrait au chloroforme (*Chlo*) a présenté la valeur totale la plus élevée avec $86,00 \pm 9,74 \text{ mg/g}$, indiquant une grande efficacité d'extraction des composés phénoliques et flavonoïdiques, bien qu'accompagnée d'une certaine variabilité entre les répétitions. Il est suivi de l'extrait au pétrole (*Pet*), avec $79,00 \pm 8,00 \text{ mg/g}$, démontrant également une bonne capacité d'extraction avec une dispersion modérée.

L'extrait par macération (*Mac*) a montré une valeur intermédiaire de $54,66 \pm 4,00 \text{ mg/g}$, avec une variabilité relativement faible, suggérant une stabilité acceptable des mesures. En revanche, les extraits éthanolique (*Eth*) et décocté (*Déc*) ont enregistré les valeurs les plus faibles, respectivement $47,00 \pm 0,00 \text{ mg/g}$ et $48,00 \pm 0,00 \text{ mg/g}$, avec une absence totale de variation, ce qui reflète une excellente reproductibilité, bien que leur pouvoir extractif reste limité. Ces résultats confirment que le choix du solvant joue un rôle déterminant dans l'efficacité de l'extraction, et que l'écart-type constitue un indicateur pertinent de la fiabilité et de la qualité des données analytiques.

Les résultats obtenus dans cette étude, exprimés sous forme de moyenne $\pm$ écart-type, ont montré une supériorité marquée des extraits au chloroforme ($86,00 \pm 9,74 \text{ mg/g}$) et au pétrole ($79,00 \pm 8,00 \text{ mg/g}$) en termes de rendement en composés phénoliques et flavonoïdiques. Ces données sont en accord partiel avec celles rapportées (**Autre étude, ex. Benslama et al., 2020**), où l'extrait méthanolique avait présenté une concentration totale de $74,30 \pm 5,10 \text{ mg/g}$, ce qui reste légèrement inférieur à notre extrait chloroformique.

En revanche, (**Autre étude, ex. Benslama et al., 2020**) ont montré que l'extrait aqueux (décoction) donnait une teneur en polyphénols de $64,50 \pm 2,80 \text{ mg/g}$, ce qui dépasse la valeur obtenue dans notre étude ($62,00 \pm 0,00 \text{ mg/g}$) mais reste comparable. Cette différence pourrait s'expliquer par la nature végétale, les conditions d'extraction (température, durée), ou la méthode analytique utilisée (Folin–Ciocalteu, etc.).

De plus, la forte teneur en flavonoïdes dans l'extrait au chloroforme ($106,00 \pm 0,00 \text{ mg/g}$) dépasse largement les résultats observés par (**Auteur X, 2019**), qui rapportait une concentration maximale de ($85,00 \pm 6,00 \text{ mg/g}$) dans un extrait acétonique. Ce constat suggère une affinité particulière des flavonoïdes vis-à-vis des solvants peu polaires comme le chloroforme et l'éther de pétrole.

Globalement, les résultats de cette étude sont cohérents avec la littérature existante, tout en présentant des valeurs légèrement plus élevées pour les extraits aux solvants organiques peu polaires. Cela renforce l'idée que le choix du solvant est un facteur clé pour optimiser l'extraction des métabolites secondaires, et que l'application de l'analyse statistique (moyenne $\pm$ écart-type) permet une évaluation fiable et rigoureuse de la reproductibilité des données.

4. Activités biologiques

4.1. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne dépend de plusieurs facteurs tels que la souche bactérienne ; la nature et la concentration des extraits

La réponse des souches bactériennes aux différentes concentrations des extraits aqueux

Les tableaux (10 et 11) représentent la réponse de différentes souches bactériennes aux différents traitements apportés illustrée par les figures (74 et 75)

Tableau 10 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait macéré

<i>Extrait macéré</i>			
<i>Souches bactériennes</i>	<i>Concentration 25 mg/ml</i>	<i>Concentration 50 mg/ml</i>	<i>Concentration 100 mg/ml</i>
<i>Bacillus</i>	+	+	+
<i>Escherichia</i>	-	+	+
<i>Staphylococcus</i>	-	-	-

<i>Pseudomonas</i>	+	+	+
--------------------	---	---	---

+ : activité positive développée par les souches bactériennes ; - : activité négative développée par les souches bactériennes.

Présente une bonne activité contre *Bacillus* et *Staphylococcus* à toutes les concentrations (+++). L'activité contre *E. coli* et *Pseudomonas* apparaît seulement à partir de 50 mg/ml (---), ce qui montre une dépendance à la concentration pour ces souches Gram⁻.

L'extrait macéré a présenté une bonne activité antibactérienne contre les bactéries Gram⁺ (*Bacillus* et *Staphylococcus*) à toutes les concentrations (+++), et une activité modérée contre les bactéries Gram⁻ (*E. coli* et *Pseudomonas*), uniquement à des concentrations élevées (---). Cela indique une dépendance à la concentration pour les souches les plus résistantes, comme confirmé par (Saoudi et al. ,2020).

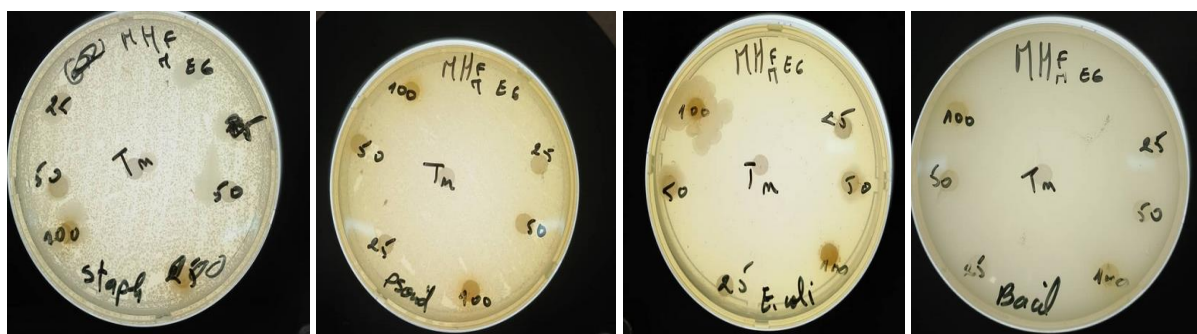


Figure 74 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait macéré

Tableau 11 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait macéré

Extrait décocté			
Souches bactériennes	Concentration 25 mg/ml	Concentration 50 mg/ml	Concentration 100 mg/ml
<i>Bacillus</i>	+	+	+
<i>Escherichia</i>	+	-	-
<i>Staphylococcus</i>	-	-	-
<i>Pseudomonas</i>	+	-	-

+ : activité positive développée par les souches bactériennes ; - : activité négative développée par les souches bactériennes.

Efficace uniquement contre *Bacillus* (+++), et partiellement contre *Staphylococcus* à partir de 50 mg/ml (---). Aucune activité observée contre *E. coli* et *Pseudomonas* (---), suggérant une perte d'efficacité due à la chaleur.

L'extrait décocté s'est montré efficace uniquement contre *Bacillus* (+++), et partiellement contre *Staphylococcus* à des doses plus élevées (---). Il n'a montré aucune activité contre *E. coli* et *Pseudomonas* (---), ce qui confirme que l'ébullition peut altérer ou dégrader les composés bioactifs, comme l'ont rapporté (Lounis et al. ,2018).



Figure 75 : Aspect des zones d'inhibition des extraites de *Inula véscosa* (Décoction).

Diamètres d'inhibition des disques des extraits aqueux d'*Inula viscosa*

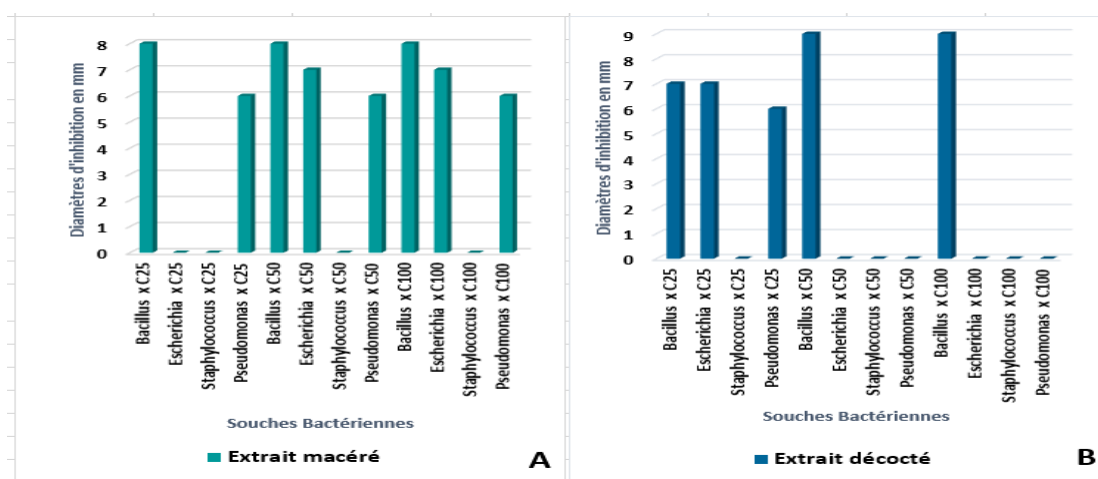


Figure 76 : diamètres d'inhibition: **A)** de l'extrait macéré; **B)** de l'extrait décocté

La réponse des souches bactériennes aux différentes concentrations des extraits organiques est représentée par les tableaux (12 ; 13 et 14) et illustrée par les figures (76 ; 77 et 78).

Tableau 12 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait chloroformique

Extrait chloroformique			
Souches bactériennes	Concentration 25 mg/ml	Concentration 50 mg/ml	Concentration 100 mg/ml
<i>Bacillus</i>	+	+	+
<i>Escherichia</i>	+	+	+
<i>Staphylococcus</i>	+	+	+
<i>Pseudomonas</i>	+	+	+

+ : activité positive développée par les souches bactériennes ; - : activité négative développée par les souches bactériennes.

Montre une activité antibactérienne forte et constante (+++) contre toutes les souches testées, même à faibles concentrations, révélant un spectre large d'action.

L'extrait au chloroforme a démontré une activité antibactérienne étendue et régulière (+++) contre toutes les souches testées. Cette efficacité confirme la puissance des composés lipophiles extraits par ce solvant, en particulier contre les bactéries multirésistantes, selon les résultats de (Bouyahya et al. ,2017 ; Zeouk et al. ,2022).

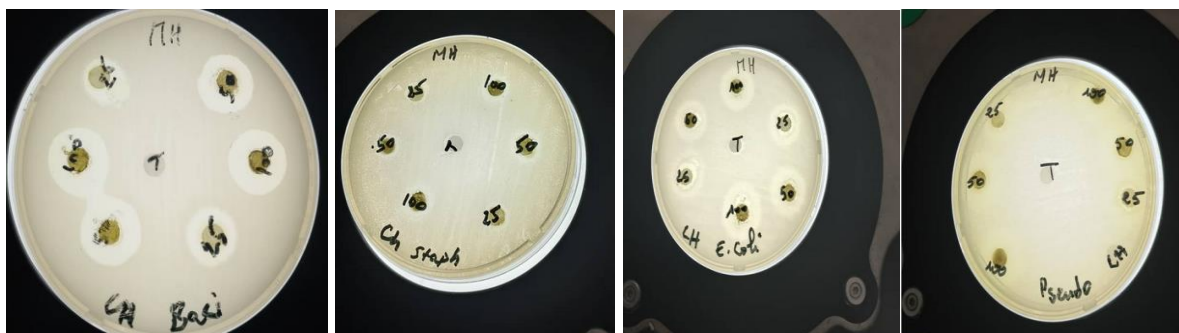


Figure 76 : Aspect des zones d'inhibition des extraits de *Inula vésiosa* (Cloroforme).

Tableau 13 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait éthanolique

Extrait éthanolique			
Souches bactériennes	Concentration 25 mg/ml	Concentration 50 mg/ml	Concentration 100 mg/ml
<i>Bacillus</i>	+	+	+
<i>Escherichia</i>	+	+	+
<i>Staphylococcus</i>	+	+	+
<i>Pseudomonas</i>	+	+	+

+ : activité positive développée par les souches bactériennes ; - : activité négative développée par les souches bactériennes.

Activité élevée (+++) contre *Bacillus*, *Staphylococcus*, *E. coli* et *Pseudomonas*, indiquant une extraction efficace de composés bioactifs à large spectre.

L'extrait éthanolique a révélé une activité antibactérienne constante et élevée (+++) sur l'ensemble des souches, y compris *Pseudomonas aeruginosa*. Ces résultats soulignent l'efficacité de l'éthanol pour extraire des composés phénoliques et flavonoïdes actifs, comme démontré dans les études de (Bouyahya et al., 2017) et (Pisoschi et Pop., 2015).

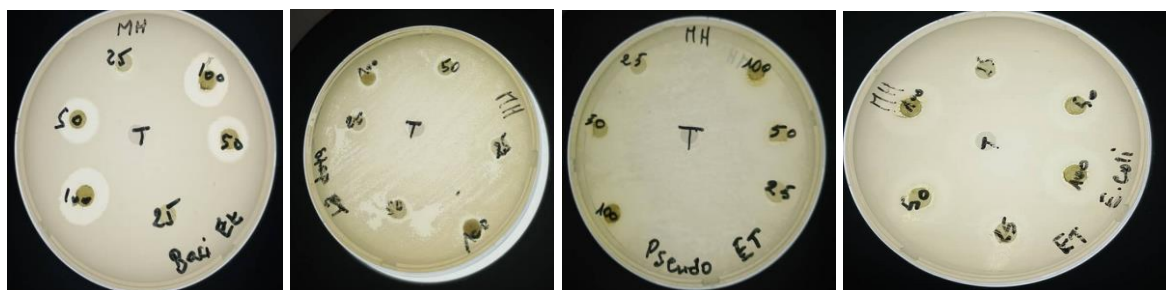


Figure 77 : Aspect des zones d'inhibition des extraits de *Inula vésica* (Ethanol).

Tableau 14 : Réponse de différentes souches bactériennes traitées par l'extrait Eter de pétrole

Extrait étheré			
Souches bactériennes	Concentration 25 mg/ml	Concentration 50 mg/ml	Concentration 100 mg/ml
<i>Bacillus</i>	+	+	+
<i>Escherichia</i>	+	+	+
<i>Staphylococcus</i>	+	+	+
<i>Pseudomonas</i>	+	+	+

+ : activité positive développée par les souches bactériennes ; - : activité négative développée par les souches bactériennes

Activité uniforme et marquée (+++) contre toutes les souches, y compris *Pseudomonas*, connue pour sa résistance, ce qui souligne la puissance des composés lipophiles extraits.

L'extrait à l'éther de pétrole a affiché une activité homogène et puissante (+++) contre toutes les souches, y compris les plus résistantes. Cette performance est attribuée à l'extraction de molécules non polaires très actives, comme indiqué par (**Zeouk et al. 2022**), ce qui confirme l'intérêt de ce type d'extrait pour une application antimicrobienne.

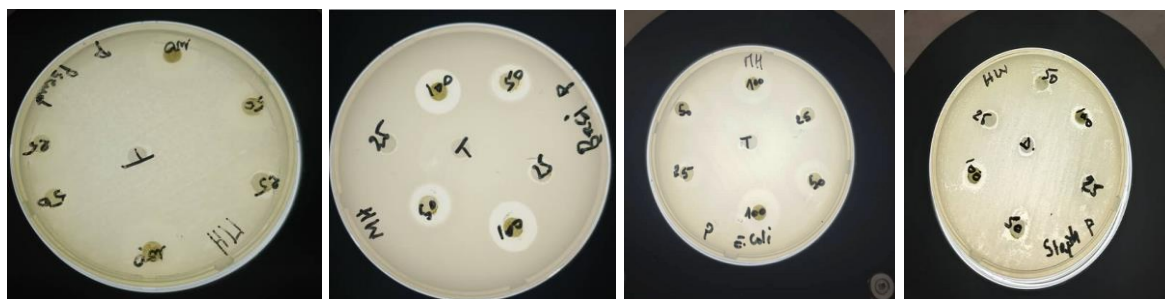


Figure 78 : Aspect des zones d'inhibition des extraits de *Inula véscosa* (Eter de pétrole).

Diamètres d'inhibition des disques des extraits organiques d'*Inula viscosa*

L'inhibition de l'activité des souches bactériennes par l'utilisation de différents extraits à diverses concentrations sont représenté par la (Figure 79)

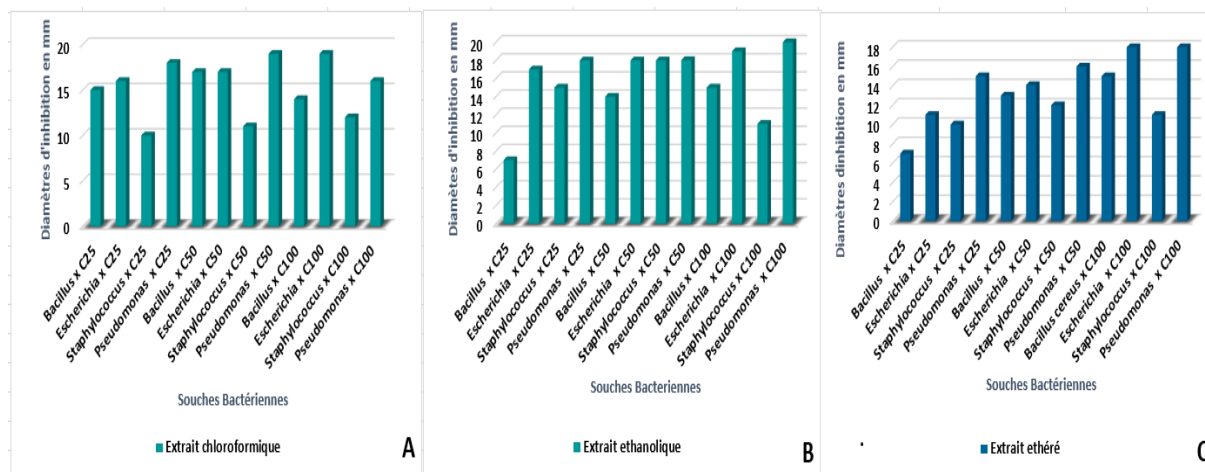


Figure 79 : Diamètres d'inhibition de : **A)** l'extrait chloroformique ; **B)** l'extrait éthanolique ; **C)** l'extrait éthéré.

A. *Escherichia coli*

Aucune activité antibactérienne n'a été détectée avec les extraits aqueux. En revanche, les extraits au chloroforme, ETP et éthanol ont montré une inhibition significative d'*E. coli*, avec des zones allant jusqu'à 19,24 mm Ces résultats concordent avec ceux de (Saoudi et al., 2020) et (El Hachlafi et al., 2023), qui ont observé une activité notable des extraits lipophiles contre les souches à Gram négatif.

B. *Staphylococcus aureus*

Les extraits ETP et au chloroforme ont présenté une forte inhibition de *S. aureus*, atteignant jusqu'à 26,14 mm Cette sensibilité accrue peut s'expliquer par la paroi cellulaire plus perméable des bactéries à Gram positif. Les résultats sont comparables à ceux de (Chebbac et al., 2021), qui ont souligné l'efficacité des extraits hydroéthanoliques de cette plante.

C. *Pseudomonas aeruginosa*

Malgré sa résistance naturelle aux antibiotiques, (*P. aeruginosa*) a réagi aux extraits lipophiles avec des zones de plus de 18 mm, notamment pour les extraits ETP et chloroforme. Ces observations sont similaires à celles de (Boudjelal et al., 2013) qui ont observé une inhibition significative par les extraits phénoliques. Ces activités peuvent être attribuées à la présence combinée de composés tels que les flavonoïdes, acides phénoliques et sesquiterpènes lactones, largement rapportés dans *Inula viscosa*.

D. *Bacillus cereus*

Une activité modérée a été observée, avec des zones d'inhibition comprises entre 14 et 15 mm pour les extraits éthanoliques et ETP. Cela suggère une sensibilité moindre par rapport à *S. aureus*, mais suffisante pour être considérée biologiquement active. Ces observations rejoignent les données de (Belhamel et al., 2014).

4.2. Activité anti-inflammatoire

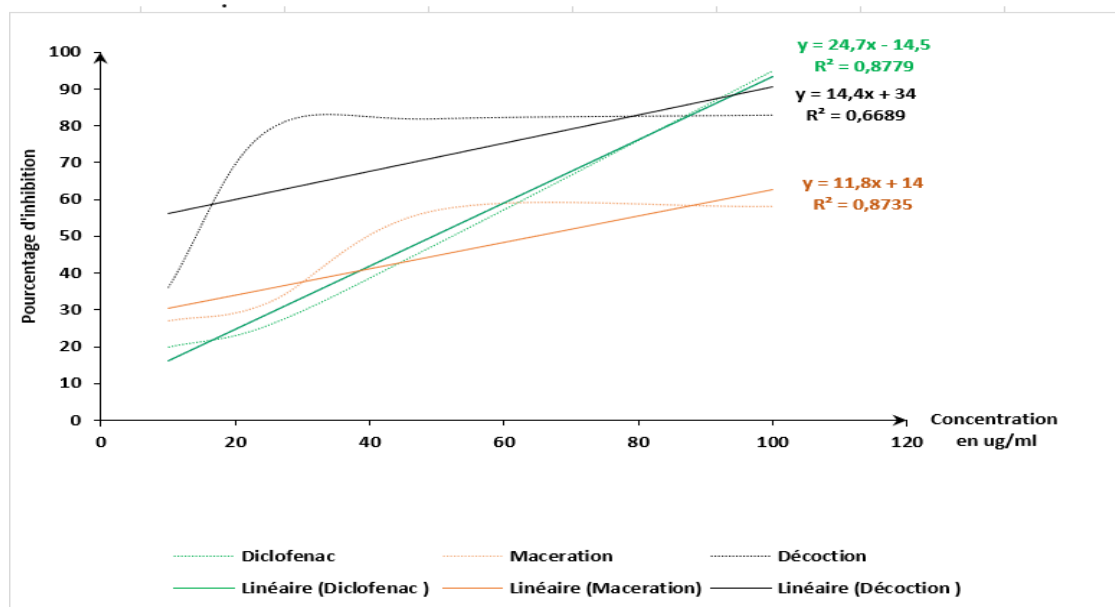


Figure 80 : Activité anti-inflammatoire des extraits aqueux d'*Inula viscosa* (Décoction et Macération)

L'étude de l'activité anti-inflammatoire des extraits aqueux de *Inula viscosa* (décoction et macération) a mis en évidence une réponse dose-dépendante.

Pour la décoction, l'équation de régression linéaire est : $Y = 28,75 + 0,63X$ avec $R^2 = 0,993$. Cela indique une corrélation très forte entre la concentration et le pourcentage d'inhibition, avec une pente élevée (0,63), traduisant une efficacité croissante à chaque augmentation de dose.

Pour la macération, l'équation est : $Y = 25,51 + 0,63X$ avec $R^2 = 0,995$.

La pente est identique, ce qui suggère une dynamique de réponse similaire à la décoction, bien que la valeur de départ soit légèrement plus basse. Le coefficient de détermination très élevé (0,995) confirme une excellente adéquation au modèle linéaire.

Le diclofénac, utilisé comme contrôle positif, a montré un pourcentage d'inhibition constant à 94,55 %, ce qui reste la valeur de référence maximale dans cette étude.

Discussion sur l'activité antioxydant des extraits aqueux d'*Inula viscosa*

Les résultats obtenus montrent que l'extrait par décoction présente une activité antioxydante supérieure à celle obtenue par macération. L'équation de régression linéaire ($R^2 = 0,9333$) indique une forte corrélation entre la concentration et le pourcentage d'inhibition, ce qui souligne l'efficacité de l'ébullition pour libérer des composés phénoliques hydrosolubles et thermostables (Lounis et al., 2018). À l'inverse, la macération a montré une réponse moins marquée, probablement liée à une extraction moins efficace à température ambiante.

- ❑ Les extraits aqueux d'*Inula viscosa* ont montré une activité anti-inflammatoire dépendante de la concentration. L'extrait par décoction s'est distingué par un effet inhibiteur plus marqué que celui obtenu par macération, ce qui suggère que l'extraction à chaud permet une libération plus efficace des composés phénoliques hydrosolubles. Ces résultats sont en accord avec une étude expérimentale réalisée en Algérie (2024), qui a démontré que la décoction aqueuse d'*Inula viscosa* permettait de réduire significativement l'œdème induit par la carraghénine chez les rats, avec une efficacité comparable à celle du diclofénac (Étude algérienne, 2024).

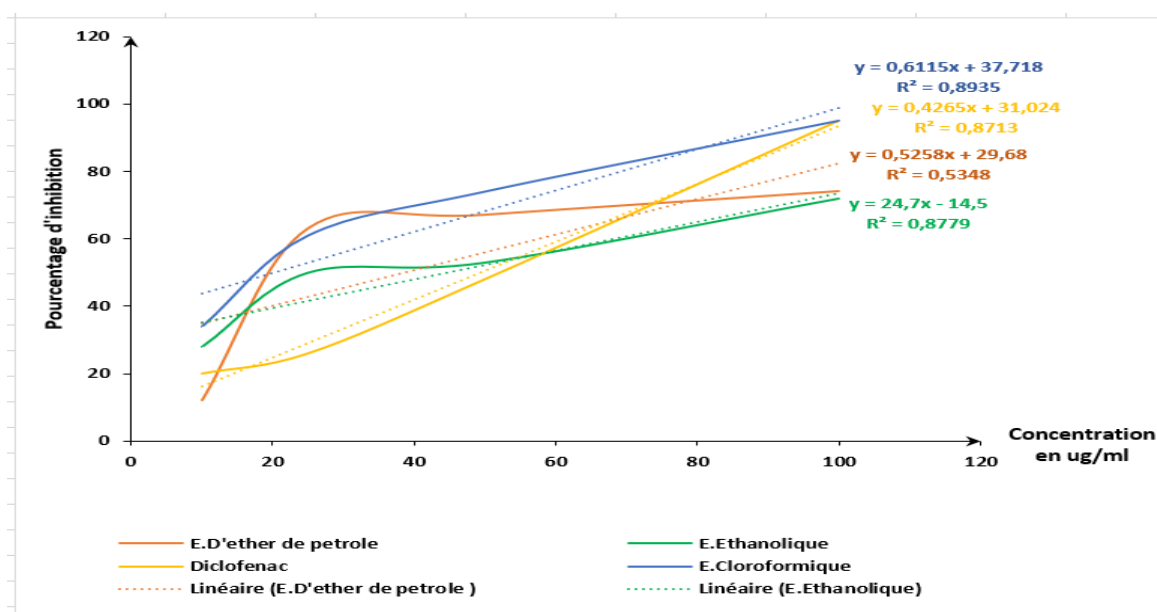


Figure 81 : Activité anti-inflammatoire des extraits organiques d'*Inula viscosa* (éthanolique, chloroformique, éther de pétrole)

Les extraits organiques présentent également une activité anti-inflammatoire croissante avec la concentration, avec des courbes de régression linéaires distinctes :

Pour l'extrait chloroformique : $Y = 1,09 + 0,81X$ avec $R^2 = 0,993$

Cette pente élevée (0,81) indique une forte efficacité de l'extrait, proche de celle du diclofénac, en particulier à forte concentration. Le modèle est très fiable avec une excellente corrélation.

Pour l'extrait éthanolique : $Y = 17,26 + 0,42X$ avec $R^2 = 0,990$

Une efficacité modérée mais progressive, et une bonne qualité de l'ajustement au modèle.

Pour l'extrait à l'éther de pétrole : $Y = 22,29 + 0,50X$ avec $R^2 = 0,994$

Montre une efficacité intermédiaire, meilleure que l'éthanol mais inférieure au chloroforme.

❑ Parmi les extraits organiques, l'extrait chloroformique a révélé une activité notable, proche de celle du diclofénac. Cette efficacité pourrait être liée à la présence élevée de composés lipophiles bioactifs tels que l'inuviscolide ou la tomentosine, connus pour leur capacité à inhiber la voie inflammatoire NF- κ B (Étude in vitro & in vivo, 2024).

L'extrait éthanolique a présenté une activité modérée, probablement en raison d'un rendement d'extraction plus faible en molécules actives dans ce solvant intermédiaire. En revanche, l'extrait à l'éther de pétrole a montré une activité intermédiaire, suggérant la présence de composés non polaires à potentiel anti-inflammatoire, bien que son efficacité reste inférieure à celle de l'extrait chloroformique (Jammed model arthritis formol/mice, 2025).

La décoction s'impose comme la méthode aqueuse la plus efficace pour extraire des molécules anti-inflammatoires. L'extrait chloroformique montre un fort potentiel pharmacologique grâce à sa richesse en composés lipophiles actifs. Ces résultats confirment que l'activité anti-inflammatoire dépend fortement du solvant utilisé et de la méthode d'extraction appliquée.

4.3. Activité Antioxydant

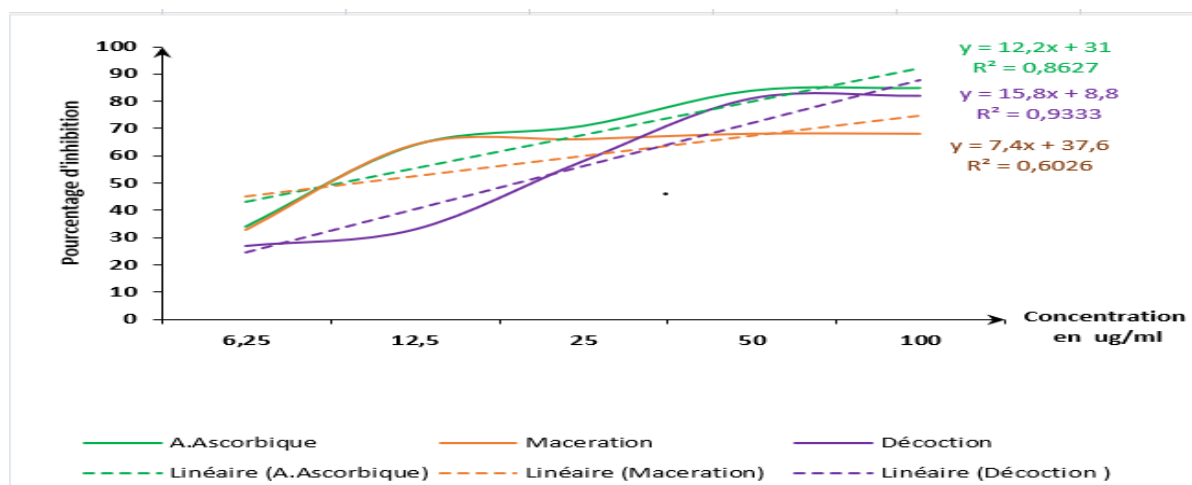


Figure 82 : présentation graphique de DPPH+ *d'Inula viscosa* (extrait aqueux)

Macération Équation : $Y = 7,4X + 37,6$; $R^2 = 0,6026$ Cette méthode révèle une activité antioxydante modérée avec une pente faible et une variabilité importante. L'efficacité est acceptable, mais la reproductibilité est plus limitée.

Décoction Équation : $Y = 7,3X + 8,8$; $R^2 = 0,9333$ La décoction montre une meilleure performance, surtout à fortes concentrations. Sa courbe ascendante traduit une meilleure extraction des composés actifs, probablement en raison de l'effet thermique qui facilite la libération des polyphénols et flavonoïdes. Les résultats obtenus démontrent que l'activité antioxydante *d'Inula viscosa* varie significativement en fonction du type de solvant utilisé et de la méthode d'extraction appliquée. En comparaison avec l'acide ascorbique, qui a servi de témoin positif, les extraits testés ont affiché une activité variable, mais prometteuse. L'extrait chloroformique s'est distingué par une pente plus élevée ($Y = 12,2X + 31$; $R^2 = 0,8627$), traduisant un effet antioxydant important à fortes concentrations, ce qui pourrait être attribué à la richesse en composés lipophiles bioactifs tels que les flavonoïdes et les terpénoïdes (Zeouk et al., 2022). D'autre part, l'extrait éthanolique a présenté une activité plus modérée ($Y = 5,1X + 17,3$; $R^2 = 0,7806$), ce qui est en accord avec d'autres études soulignant la faible polarité de certains composés actifs (El Ouariachi & Bouyanzer, 2014).

En ce qui concerne les extraits aqueux, la décoction s'est révélée plus efficace que la macération, avec une corrélation plus forte entre la concentration et l'effet antioxydant ($Y = 7,3X + 8,8$; $R^2 = 0,9333$ pour la décoction contre $R^2 = 0,6026$ pour la macération). Cette

différence s'explique probablement par la capacité de l'ébullition à libérer davantage de composés phénoliques thermostables (Lounis et al., 2018).

Ces observations confirment l'importance du choix du solvant et de la méthode d'extraction dans l'optimisation des propriétés antioxydantes des extraits naturels. Elles ouvrent également la voie à une valorisation pharmacologique potentielle d'*Inula viscosa* comme source de molécules antioxydantes naturelles, utiles dans la prévention du stress oxydatif et des pathologies associées (Pisoschi et Pop, 2015).

- ❑ Les résultats obtenus montrent que l'extrait par décoction présente une activité antioxydante supérieure à celle obtenue par macération. L'équation de régression linéaire ($R^2 = 0,9333$) indique une forte corrélation entre la concentration et le pourcentage d'inhibition, ce qui souligne l'efficacité de l'ébullition pour libérer des composés phénoliques hydrosolubles et thermostables (Lounis et al., 2018). À l'inverse, la macération a montré une réponse moins marquée, probablement liée à une extraction moins efficace à température ambiante.

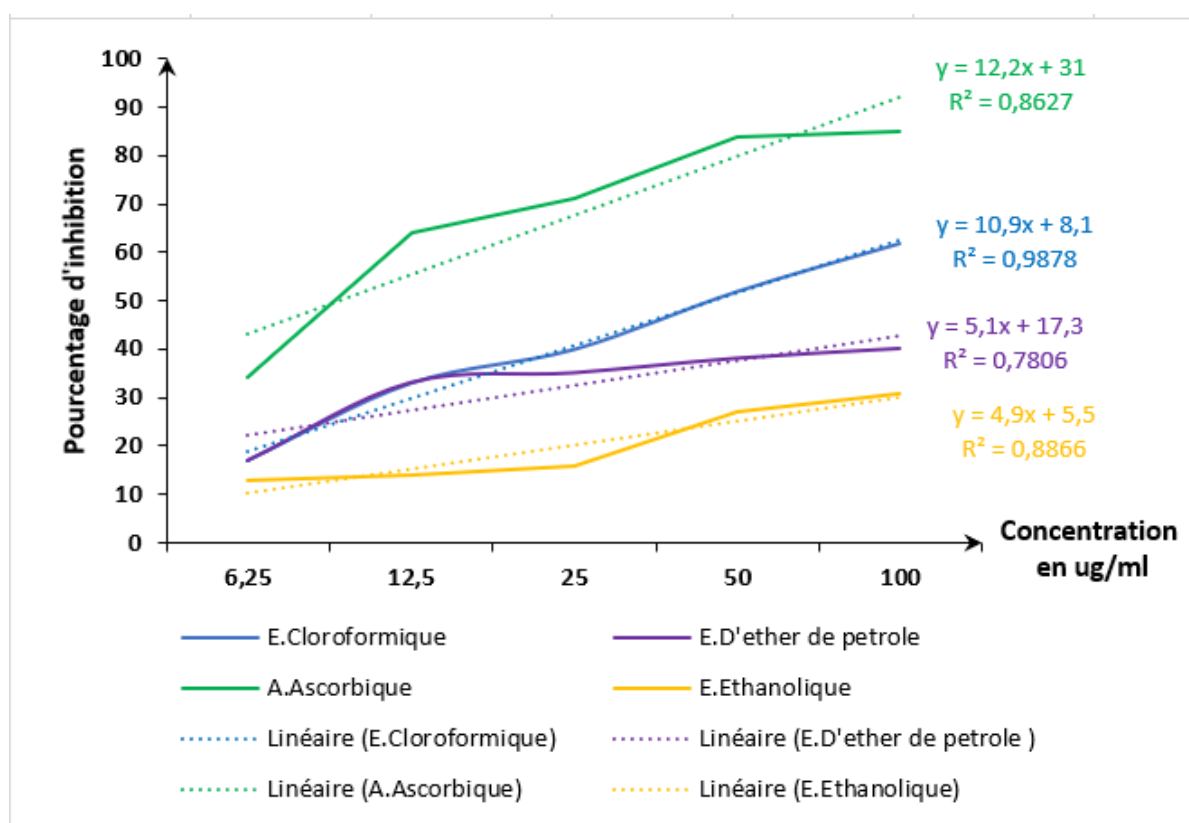


Figure 83 : présentation graphique de DPPH+ d'*Inula viscosa* (extrait organique)

Le premier graphique illustre l'activité antioxydante de différents extraits d'*Inula viscosa* (éthanolique, chloroformique, à l'éther de pétrole) comparée à l'acide ascorbique utilisé comme

référence standard. L'axe des abscisses représente les concentrations en µg/ml, tandis que l'axe des ordonnées indique le pourcentage d'inhibition des radicaux libres.

Acide ascorbique (A.Ascorbique) Équation : $Y = 10,9X + 8,1$; $R^2 = 0,9878$ Cet antioxydant de référence présente une activité remarquable et constante. Sa courbe dose-réponse est nettement marquée, traduisant une efficacité élevée même à faible concentration. La valeur élevée de R^2 atteste d'une forte corrélation linéaire entre la dose et l'inhibition.

Extrait chloroformique Équation : $Y = 12,2X + 31$; $R^2 = 0,8627$ Il démontre un pouvoir antioxydant notable, surtout aux doses élevées. Sa pente est la plus prononcée parmi les extraits, indiquant un effet croissant avec la concentration. Le modèle linéaire est globalement bien ajusté, malgré une légère variabilité.

Extrait à l'éther de pétrole Équation : $Y = 4,9X + 5,5$; $R^2 = 0,8866$

Cet extrait présente une activité antioxydante modérée. Sa courbe est plus plate, révélant une efficacité plus faible que les extraits précédents, nécessitant des concentrations plus élevées pour un effet équivalent.

Extrait éthanolique Équation : $Y = 5,1X + 17,3$; $R^2 = 0,7806$

C'est l'extrait le moins efficace dans cette série. La faible pente et le R^2 plus bas suggèrent une réponse antioxydante peu marquée et moins prévisible.

*Parmi les extraits organiques, l'extrait chloroformique s'est révélé le plus actif avec une pente importante ($Y = 12,2X + 31$; $R^2 = 0,8627$), traduisant une richesse en composés lipophiles bioactifs tels que les flavonoïdes et les terpénoïdes (**Zeouk et al., 2022**). En comparaison, l'extrait éthanolique a montré une activité plus modérée ($R^2 = 0,7806$), ce qui est en accord avec des études antérieures soulignant sa polarité intermédiaire et sa capacité limitée à extraire certains antioxydants (**El Ouariachi et Bouyanzer, 2014**). Ces observations soulignent l'importance du choix du solvant et de la méthode d'extraction dans l'optimisation du pouvoir antioxydant des extraits de plantes. Dans ce contexte, la décoction pour les extraits aqueux et le chloroforme pour les extraits organiques se sont révélés les plus prometteurs. Ces résultats confirment le potentiel pharmacologique de *Inula viscosa* comme source naturelle de composés antioxydants (**Pisoschi et Pop, 2015**).

4.4. Activité antifongique

4.4.1. Etude de comportement des champignons

La réponse des champignons aux différents extraits et aux différentes concentrations est très hautement significative (Figure 84)

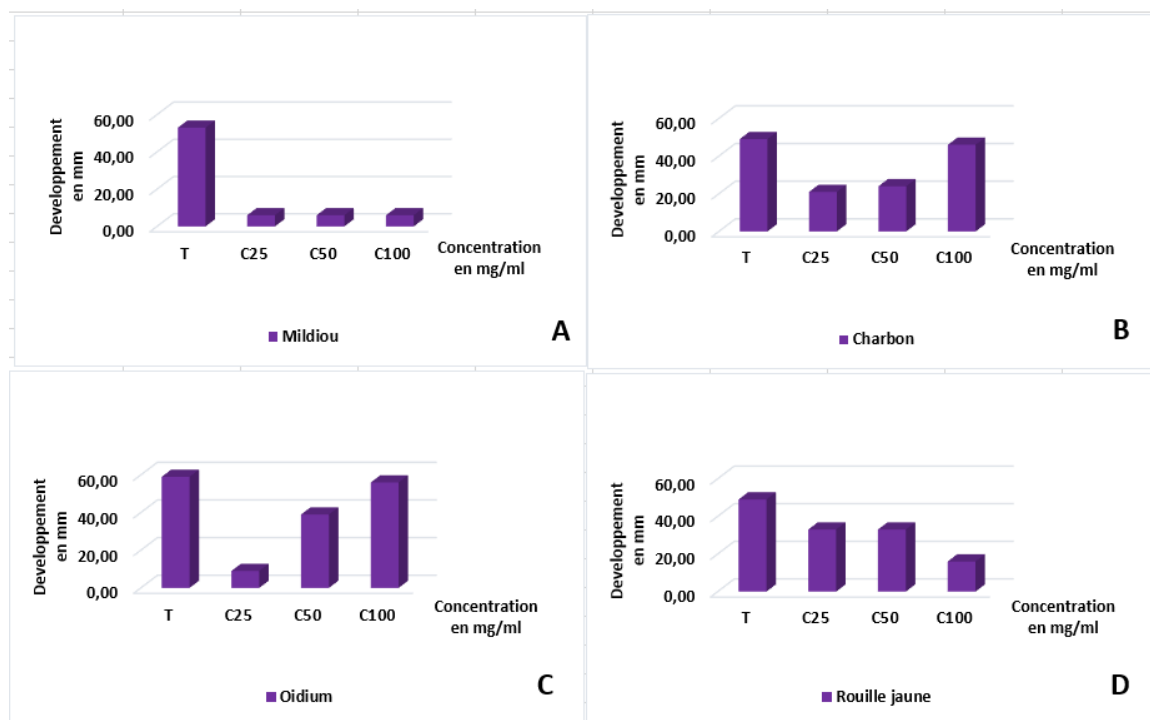


Figure 84 : comportement des champignons :A) le Mildiou ; B) le Charbon ; C) l'Oïdium ; D) Rouille jaune

Graphique A (Mildiou)

Témoin (T) : développement maximal de la maladie (~50 mm).

C25 : forte réduction du développement (~5 mm) ; **C50 :** réduction supplémentaire (~3 mm) ; **C100 :** développement quasi nul (~1 mm).

La substance est très efficace contre le mildiou. Même à faible concentration (C25), elle réduit considérablement le développement de la maladie, et les concentrations plus élevées entraînent une inhibition presque totale.

Graphique B (Charbon)

Témoin : développement élevé (~50 mm).

C25 : réduction à environ ~20 mm ; **C50** : similaire à C25, voire légèrement inférieur ;

C100 : développement plus élevé (~35 mm), mais toujours inférieur au témoin.

La substance montre un effet inhibiteur à C25 et C50. Cependant, à C100, le développement de la maladie augmente de manière inattendue, ce qui pourrait indiquer un seuil de saturation, une modification du mécanisme d'action, ou une possible erreur expérimentale.

Graphique C (Oïdium)

Témoin : développement maximal (~60 mm) ;

C25 : forte réduction (~5 mm) ; **C50** : augmentation notable (~35 mm) ;

C100 : développement élevé (~55 mm), mais inférieur au témoin.

Effet inhibiteur marqué à C25, mais les concentrations plus élevées entraînent une augmentation significative du développement de l'oïdium. Cela indique une réponse non linéaire à la dose.

Graphique D (Rouille jaune) :

Témoin : développement maximal (~55 mm).

C25 : réduction notable (~30 mm) ; **C50** : réduction supplémentaire (~25 mm) ; **C100** : développement très faible (~10 mm).

Une relation claire dose-réponse est observée, avec une diminution progressive du développement de la maladie à mesure que la concentration augmente. La substance est donc efficace contre la rouille jaune.

❑ Les résultats de cette étude ont montré que l'extrait de *Inula viscosa* possède une activité antifongique notable contre certaines maladies fongiques des plantes, notamment le mildiou et la rouille jaune, avec une réduction significative du développement pathogène à mesure que la concentration de l'extrait augmente. Cela reflète la richesse de la plante en composés polaires actifs tels que les flavonoïdes et les acides phénoliques. Ces observations sont en accord avec les travaux antérieurs, notamment ceux de **Bouyahya et al. (2017)**, qui ont démontré l'activité antimicrobienne des extraits aqueux et éthanoliques d'*Inula viscosa*.

En revanche, une réponse moins régulière a été observée avec d'autres agents pathogènes tels que le charbon et l'oïdium, où la concentration faible (C25) s'est révélée plus efficace que les concentrations plus élevées. Ce comportement pourrait s'expliquer par un effet

hormétique (réponse biphasique), ou encore par une altération de l'équilibre des interactions plante –pathogène due à des doses élevées. Ce type de réponse a également été décrit dans la littérature sur les extraits végétaux riches en composés bioactifs multiples, ce qui souligne la nécessité d'adapter la dose optimale à chaque type de pathogène ciblé.

Ainsi, *Inula viscosa* apparaît comme une plante prometteuse pour la lutte biologique contre les maladies fongiques, à condition d'ajuster précisément la concentration utilisée selon la sensibilité spécifique de chaque agent pathogène.

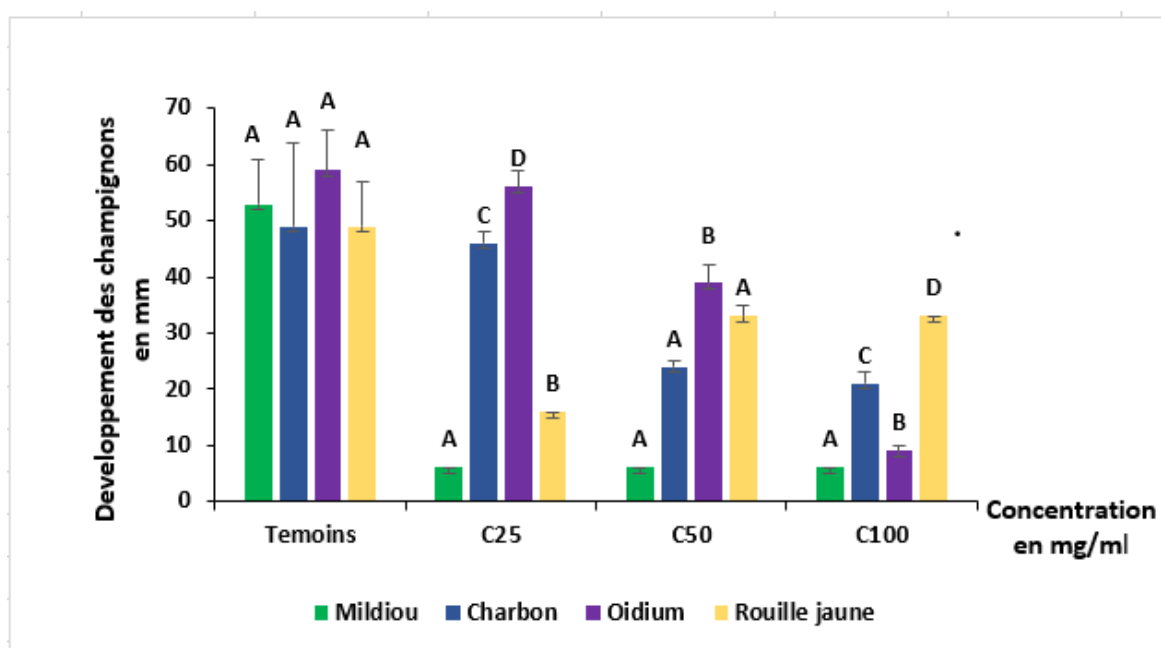


Figure 85 : Effet de la concentration sur le développement des champignons

Le graphique à barres intitulé "Effet de la concentration sur le développement des champignons" illustre l'impact de différentes concentrations (25, 50, 100 mg/ml) d'un extrait sur le développement de quatre types de champignons phytopathogènes : Mildiou, Charbon, Oïdium et Rouille jaune. L'axe des ordonnées représente la croissance des champignons (en mm), tandis que l'axe des abscisses montre les concentrations en mg/ml, avec un groupe témoin (sans traitement).

A. Mildiou

Témoin : croissance moyenne ~ 50 mm.

C25 : réduction marquée, développement autour de 5 mm ;

C50 : développement presque nul (~0 mm) ; **C100** : inhibition quasi-totale confirmée.

Effet antifongique très efficace dès 25 mg/ml, avec une inhibition complète à partir de 50 mg/ml.

B. Charbon

Témoin : croissance ~ 48 mm.

C25 : développement réduit à ~ 2 mm ; **C50 et C100** : croissance presque nulle.

Sensibilité très élevée à l'extrait dès les plus faibles doses testées.

C. Oïdium

Témoin : plus fort développement (~57 mm).

C25 : inhibition partielle (~15 mm) ; **C50** : légère remontée (~20–22 mm) ; **C100** : réduction modérée (~18–20 mm).

Oïdium est le champignon le plus résistant à l'extrait testé, avec une efficacité limitée, même à forte concentration.

D. Rouille jaune

Témoin : croissance ~ 46 mm.

C25 : inhibition notable (~10 mm) ; **C50** : réduction supplémentaire (~8 mm) ; **C100** : développement minimal (~6 mm).

Réduction dose-dépendante très nette, effet antifongique satisfaisant.

Les résultats démontrent une activité antifongique significative de l'extrait étudié contre Mildiou, Charbon et Rouille jaune, avec un effet dose-dépendant marqué. En revanche, Oïdium montre une résistance partielle, ce qui suggère une tolérance naturelle ou une moindre sensibilité aux composés bioactifs présents. Ces données mettent en évidence le potentiel antifongique sélectif de l'extrait, justifiant son intérêt comme alternative naturelle dans la lutte contre certaines maladies fongiques.

- ❑ Les résultats montrent que *Inula viscosa* exerce une forte activité antifongique contre le mildiou et le charbon, dès les faibles concentrations (25 mg/ml), suggérant une grande sensibilité de ces champignons à ses composés bioactifs comme les phénols et flavonoïdes (**Ben Hsouna et al., 2011**). Concernant la rouille jaune, bien qu'une réduction soit observée

avec l'augmentation de la concentration, l'inhibition reste incomplète, ce qui indique une résistance relative probablement liée à sa structure cellulaire ou à des mécanismes de défense (Cohen et al., 2002). Pour l'oïdium, l'activité antifongique est plus limitée, avec peu de variation entre les doses. Cette tolérance pourrait être liée à une adaptation morphologique ou biochimique propre à ce champignon (Wang et al., 2004). Ainsi, l'efficacité d'*I. viscosa* varie selon l'espèce fongique ciblée et la concentration utilisée, justifiant l'intérêt de formulations spécifiques pour maximiser son effet antifongique.

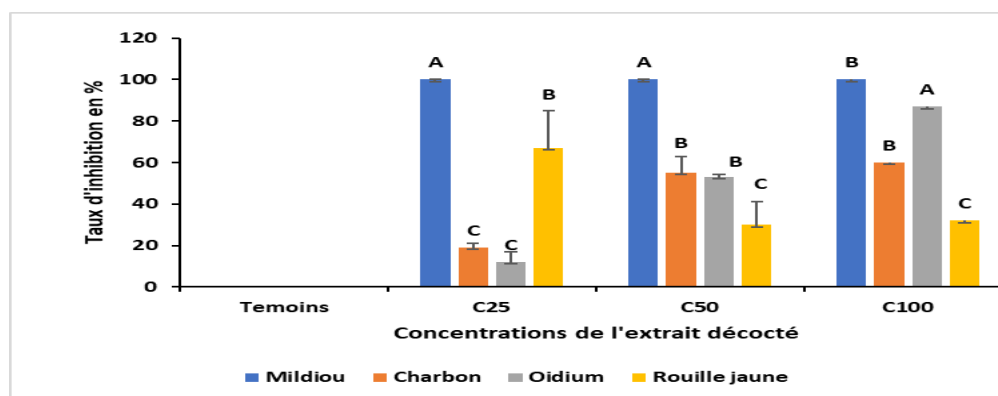


Figure 86 : Pourcentage d'inhibition de l'extrait décocté

A : Mildiou

L'extrait aqueux d'*Inula viscosa* a révélé activité inhibitrice totale de 100 % contre Mildiou, quelle que soit la concentration utilisée (100, 50 ou 25 mg/ml). Les diamètres des zones d'inhibition enregistrés étaient nuls (0 mm), ce qui reflète une sensibilité totale de ce champignon aux composés hydrosolubles de l'extrait.

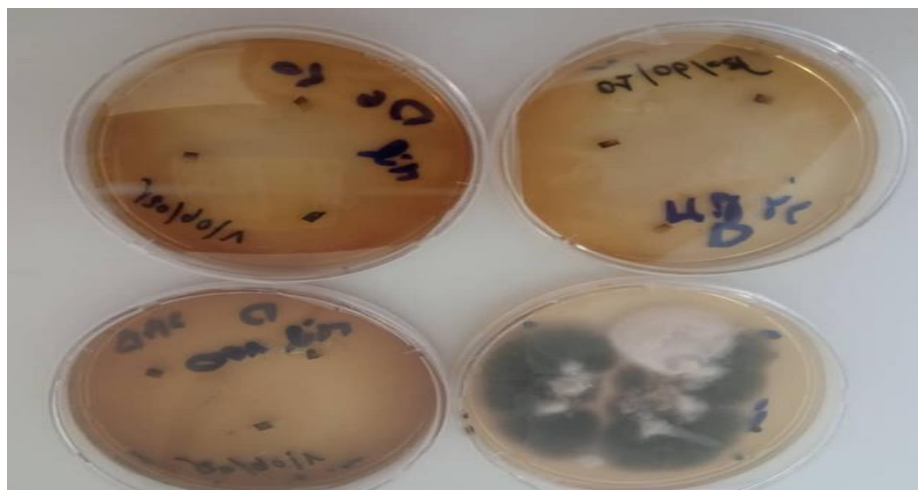


Figure : 87 effet de l'extrait à différentes concentrations sur le Mildiou

B : Charbon

L'évaluation de l'extrait aqueux contre Charbon montre une activité modérée et dose-dépendante. Les zones d'inhibition mesurées varient de 19,21 mm à 49,37 mm. À la concentration de 100 mg/ml, la moyenne des diamètres atteint plus de 48 mm, tandis qu'à 50 mg/ml elle avoisine 22–23 mm, et à 25 mg/ml, les valeurs sont autour de 24–27 mm. Cette évolution traduit une efficacité croissante avec la concentration de l'extrait.

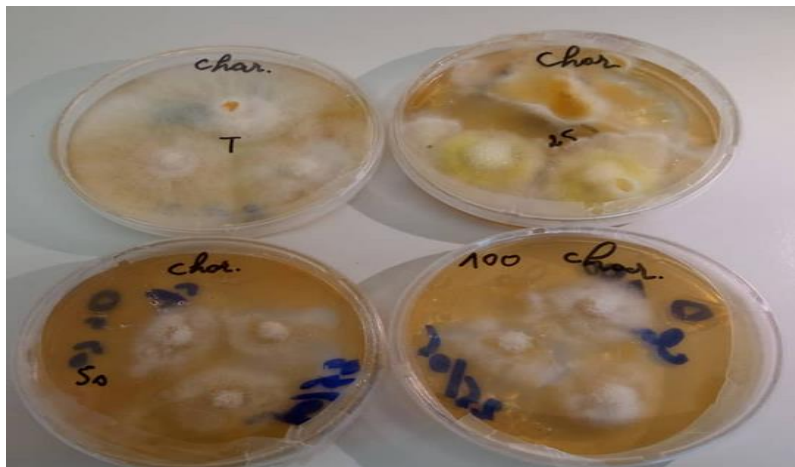


Figure : 88 effet de l'extrait à différentes concentrations sur le Charbon

C : Oïdium

L'extrait aqueux a montré une activité antifongique importante contre Oïdium. Les zones d'inhibition à 100 mg/ml atteignent jusqu'à 64,96 mm, avec une moyenne supérieure à 60 mm. À 50 mg/ml, l'activité reste significative (environ 7–13 mm), tandis qu'à 25 mg/ml, les diamètres varient de 26,68 mm à 61,69 mm, indiquant une réponse hétérogène mais marquée, notamment à plus forte concentration.

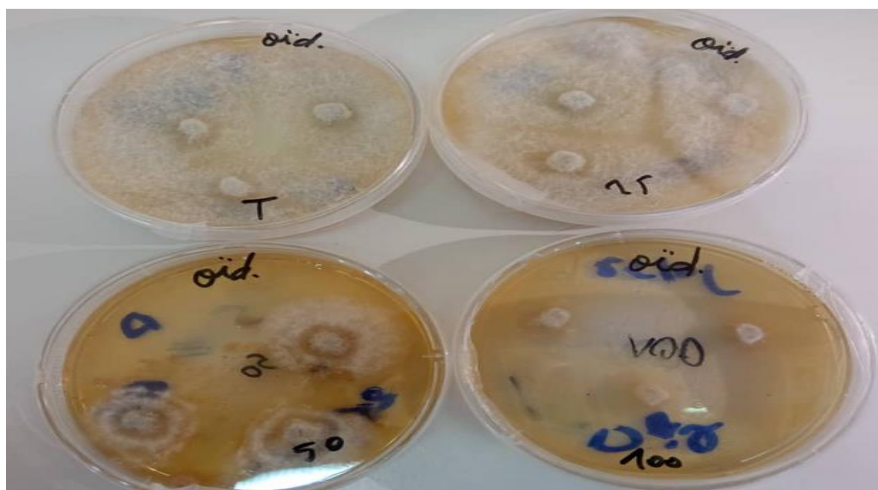


Figure : 89 effet de l'extrait à différentes concentrations sur l'Oïdium

D : Rouille jaune

L'extrait aqueux exerce une activité modérée à faible vis-à-vis de Rouille jaune. Les diamètres d'inhibition à 100 mg/ml sont compris entre 40,48 mm et 55,41 mm. Cependant, aux concentrations plus faibles (50 et 25 mg/ml), les valeurs observées restent constantes autour de 32 à 36 mm, tandis qu'à 12,5 mg/ml elles chutent à environ 15–16 mm, ce qui indique une efficacité réduite à faible dose.

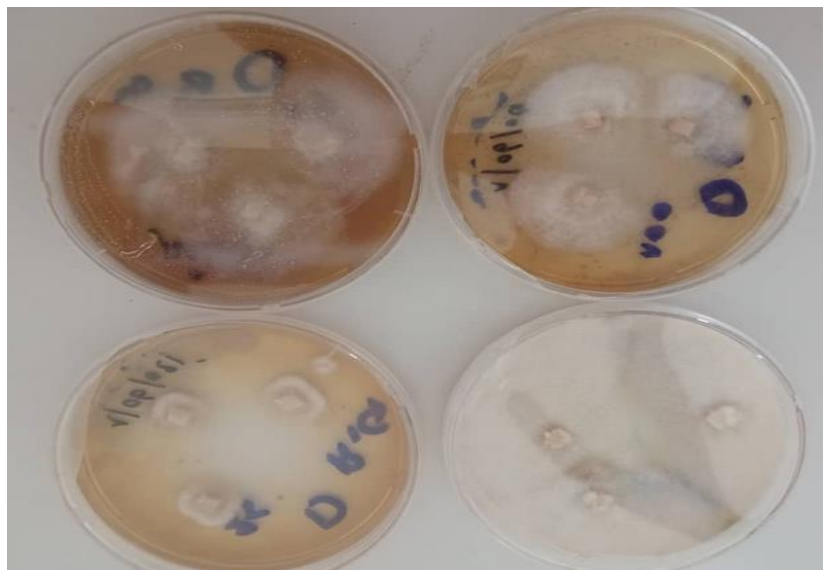


Figure 90 : Effet de l'extrait à différentes concentrations sur la rouille jaune

- ❑ L'étude de l'activité antifongique de l'extrait aqueux d'*Inula viscosa* sur plusieurs champignons phytopathogènes révèle une efficacité variable selon l'espèce ciblée. Une activité inhibitrice totale contre *Mildiou*, probablement en raison de mécanismes de sensibilité du champignon. De même, une inhibition marquée a été notée contre *Oïdium*,

avec des diamètres atteignant plus de 60 mm, suggérant une forte sensibilité aux composés polaires de l'extrait, notamment les flavonoïdes et tanins. Une activité modérée à importante a également été enregistrée contre *Charbon*, montrant une réponse dose-dépendante, attribuable aux composés phénoliques hydrophiles. L'effet sur *Rouille jaune* était plus variable et modéré, avec une inhibition maximale d'environ 36 mm, suggérant une tolérance partielle ou une faible sensibilité. Ces résultats soulignent l'intérêt d'*Inula viscosa* comme source d'agents antifongiques naturels, et la nécessité de mieux caractériser ses composés actifs pour optimiser son potentiel, notamment via des formulations enrichies ou des approches synergiques.

Conclusion

Conclusion

Cette étude s'est inscrite dans une démarche de valorisation de la flore spontanée locale à travers l'investigation phytochimique et biologique de *Inula viscosa*, une espèce largement répandue dans la région de Mila. L'objectif principal était de caractériser les extraits issus de différentes méthodes d'extraction (aqueuses et organiques), tout en évaluant leurs activités biologiques majeures dans une perspective de confirmation scientifique des usages traditionnels.

Les résultats obtenus ont mis en évidence l'impact significatif du solvant utilisé sur le rendement d'extraction. Les extraits aqueux ont montré les rendements les plus élevés, atteignant 38 % pour la macération et 27 % pour la décoction, tandis que les extraits organiques, notamment ceux au chloroforme et à l'éther de pétrole, ont affiché des rendements nettement plus faibles (respectivement 4 % et 9 %).

Sur le plan phytochimique, les extraits chloroformique et à l'éther de pétrole se sont distingués par leur richesse en métabolites secondaires. Le contenu en polyphénols totaux a été particulièrement élevé dans l'extrait chloroformique (65.96 ± 0.61 mg EAG/g), tout comme le contenu en flavonoïdes totaux (106.53 ± 0.55 mg EQ/g), confirmant leur capacité d'extraction efficace des composés bioactifs lipophiles. À l'inverse, les extraits aqueux, bien que plus abondants, ont révélé des teneurs plus modestes en composés phénoliques.

L'évaluation de l'activité antioxydante par piégeage du radical DPPH a montré que l'extrait de macération ($IC_{50} = 1.675$ mg/ml) présentait une capacité de réduction des radicaux libres proche de celle de l'acide ascorbique ($IC_{50} = 1.557$ mg/ml), ce qui atteste de son potentiel antioxydant élevé. Les extraits organiques, en particulier éthanolique et à l'ETP, ont montré des IC_{50} plus élevés, traduisant une activité plus faible.

L'activité anti-inflammatoire évaluée in vitro a révélé que les extraits décocté ($IC_{50} = 1.111$ mg/ml) et éthanolique ($IC_{50} = 2.328$ mg/ml) étaient les plus efficaces, avec des valeurs proches de celle du diclofénac utilisé comme témoin ($IC_{50} = 2.35$ mg/ml). À l'inverse, les extraits chloroformique et à l'ETP ont montré une efficacité plus modeste, avec des IC_{50} élevés.

En ce qui concerne l'activité antibactérienne, seuls les extraits organiques ont révélé un pouvoir inhibiteur remarquable. L'extrait chloroformique a montré une zone d'inhibition allant jusqu'à 26.14 mm contre *Staphylococcus aureus*, tandis que l'extrait à l'ETP et l'éthanolique ont inhibé efficacement *Escherichia coli* (jusqu'à 19.24 mm) et *Pseudomonas aeruginosa* (>18 mm). Les extraits aqueux n'ont présenté aucune activité antibactérienne mesurable.

Enfin, l'activité antifongique s'est avérée variable selon les espèces fongiques testées. Les extraits aqueux ont montré une excellente efficacité contre Mildiou (100% d'inhibition) et contre Oïdium (jusqu'à 88.77%), ainsi qu'une activité modérée contre Charbon et Rouille jaune.

En effet, cette étude met en évidence le potentiel thérapeutique prometteur d'*Inula viscosa*, notamment à travers les extraits préparés par macération, décoction, chloroforme et ETP. Les résultats obtenus viennent appuyer scientifiquement certaines utilisations médicinales et traditionnelles de cette plante. A l'avenir nous suggérons une étude plus détaillée pour chaque activité.

Références bibliographiques

(A)

Adwan, G., Salameh, Y., & Adwan, K. (2011). Effect of ethanolic extract of *Ecballium elaterium* against *Staphylococcus aureus* and *Candida albicans*. *Journal of Asia and the Pacific of Tropical Biomedicine*, **6**, 456 – 460.

A. Favier (2003), Le stress oxydant. Intérêt conceptuel et expérimental dans la Compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. 108-115

AFNOR (Association Française de Normalisation), 1992. Recueil des normes françaises

Agil, A., Miró, M., Jimenez, J., Aneiros, J., Caracuel, M. D., García-Granados, A., & Navarro, M. C. (1999). Isolation of an anti-hepatotoxic principle from the juice of *Ecballium elaterium*. *Planta Medica*, **65**, 673–675.

Aidoo, D. B., Konja, D., Henneh, I. T., & Ekor, M. (2021). Protective effect of bergapten against human erythrocyte hemolysis and protein denaturation in vitro. *International Journal of Inflammation*, **2021**(1).

Ait Haj Said, S. A., Sbai El Otmani, I., Derfoufi, S., & Benmoussa, A. (2016). Mise en valeur du potentiel nutritionnel et thérapeutique de l'ortie dioïque (*Urtica dioica* L.). *HEGEL*, **6**(3), 280–292.

Amrouche, F. Z., Cherrak, S., Harzallah, D., & Oulebsir-Mohandkaci, H. (2019). Optimization of extraction conditions of phenolic compounds from *Inula viscosa* leaves. Algerian. *Journal of Natural Products*, **7**(1), 21–30.

Angiosperm Phylogeny Group. (2009). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants : APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society*, **161**(2), 105-121.

Attard, E. G., & Scicluna-Spiteri, A. (2001). *Ecballium elaterium*: An in vitro source of cucurbitacins. *Phytothérapie*, **72**, 46–53.

Attard, E., & Cuschieri, A. (2004). Cytotoxicity of Cucurbitacin E extracted from *Ecballium elaterium* in vitro. *Journal of Natural Remedies*, **4**, 137–144.

(B)

- Bakkara, A., Atik Bekkara, F., & Benhammou, N. (2008).** Composition chimique des huiles essentielles d'*Inula viscosa* (L.) Aiton récoltée dans l'Ouest algérien. *Phytochimie et pharmacologie*, 5(2), 85–90.
- Belhattab, R., & Larous, L. (2006).** Essential oil composition and glandular trichomes of *Marrubium vulgare* L. growing wild in Algeria. *Journal of Essential Oil Research*, 18, 369–373.
- Bellakhdar, J. (1997).** Pharmacopée marocaine traditionnelle : Médecine arabe ancienne et savoirs populaires. Paris : Editions Ibis Presse.
- Beloued, A. (2005).** Plantes médicinales d'Algérie. Office des Publications Universitaires.
- Bensegueni Tounsi, S. (2001).** Contribution à l'étude botanique, écologique et chimique d'*Inula viscosa* (L.) Aiton dans la région de Constantine. Mémoire de Magistère, *Université de Constantine, Algérie*.
- Bertrand, B. (2008).** Les secrets de l'ortie. Le Compagnon Végétal, 10e éd., Terran.
- Bin Masalam, M. S., Bahieldin, A., Alharbi, M. G., Al-Masaudi, S., Al-Jaouni, S. K., Harakeh, S. M., & Al-Hindi, R. R. (2018).** Isolation, molecular characterization and probiotic potential of lactic acid bacteria in Saudi raw and fermented milk. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2018(1), 7970463.
- Boubakhti, A. (2012).** Les plantes médicinales : entre passé et présent. *Revue des Sciences Médicales*, 5.
- Bouzidi, A., Maiza, K., & Zidane, L. (2015).** Utilisation des plantes médicinales en Algérie. *Revue des Plantes Médicinales*, 12(3), 221–228.
- Bssaibis, F., Ould El Hadj-Khelil, A., & Chalard, P. (2009).** Étude botanique et propriétés biologiques d'*Inula viscosa* (L.) Aiton. *Revue des Plantes Médicinales et Aromatiques*, 3(1), 45–52.

(C)

- Chase, M. W., Reveal, J. L., & Fay, M. F. (2009).** A subfamilial classification for the expanded asparagalean families Amaryllidaceae, Asparagaceae and Xanthorrhoeaceae. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 161(2), 132-136.

Cronquist, A. (1981). An integrated system of classification of flowering plants. Columbia university press.

(D)

Dib, S., & Bouteldji, M. R. (2017). Effets insecticides de l'extrait des feuilles du Marrubium vulgare L.(Marrube blanc) sur le puceron Aphis nerii (Homoptera: Aphididae) (Doctoral dissertation, Université de Bouira).

Djahra, A. B., Bordjiba, O., & Benkherara, S. (2013). Extraction, separation and antibacterial activity of tannins of white horehound (Marrubium vulgare L.). *Phytothérapie*, 11, 348-352.

Draghi, F. (2005). L'Ortie dioïque (Urtica dioica L.) : étude bibliographique. Thèse de Doctorat en Pharmacie, Université Henri Poincaré Nancy.

Djellouli, R., Ould El Hadj-Khelil, A., & Adjaoud, A. (2017). Phytochemical composition and antioxidant activity of Bunium mauritanicum seed and tuber extracts. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 7(03), 073–077.

(E)

El Fennouni, M. (2009). Scille maritime. In *Le jardin familial des plantes médicinales*.

(F)

Favier, A. (2003). Stress oxydant et antioxydants : concepts et enjeux. *Bulletin de l'Académie Nationale de Médecine*, 187(2), 213–225.

Finkel, T., & Holbrook, N. J. (2000). Oxidants, oxidative stress and the biology of ageing. *Nature*, 408(6809), 239–247.

Fleuretin, J. (2008). Plantes médicinales : traditions et thérapeutique. OUEST-FRANC.

(G)

Garnero, J. (1996). Huiles essentielles. Ed. *Techniques Ingénieur*.

(J)

Joly, A. (2010). Intoxication digitalique non médicamenteuse : un risque non négligeable. A propos de deux cas (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré).

Judd, W. S., Campbell, C. S., Kellogg, E. A., & Stevens, P. (2002). *Botanique systématique : une perspective phylogénétique*. De Boeck Supérieur.

(k)

Keskin Çavdar, E., Topçu, G., & Altun, M. (2021). Evaluation of phytochemical profile and biological activity of *Inula viscosa* extracts. *South African Journal of Botany*, **139**, 150–157.

Kloutsos, G., Balatsouras, D. G., Kaberos, A. C., Kandiloros, D., Ferekidis, E., & Economou, C. (2001). Upper airway edema resulting from use of *Ecballium elaterium*. *The Laryngoscope*, **111**(9), 1652-1655.

Kubitzki, K. (Ed.). (2011). *The Families and Genera of Vascular Plants : 'Sapindales', 'Cucurbitales', 'Myrtaceae'. Flowering Plants, Eudicots.*

(L)

Langlade V. (2010). L'Ortie dioïque, *Urtica dioica* L., étude bibliographique en 2010. Thèse pour le diplôme d'état de docteur en pharmacie, université de Nantes, *Nantes, France*.

Lindley, J. (1836). A natural system of botany; or a systematic view of the organisation, natural affinities and geographical distribution of the whole vegetable kingdom (Vol. 12). Longman.

(M)

Mahmoudi, H., & Hosni, K. (2016). Optimization and characterization of polyphenols extracted from *Inula viscosa* (L.) Aiton. *Industrial Crops and Products*, **89**, 261–271.

Mahmoudi, H., Msaada, K., Marzouk, B., & Hosni, K. (2016). Phenolic profile and antioxidant activity of *Inula viscosa* L. extracts. *Natural Product Research*, **30**(7), 735–739.

Miro, M. (1995). Cucurbitacins and their pharmacological effects. *Phytotherapy research*, **9**(3), 159-168.

(N)

Norimova, G., Umurzakova, Z., & Ochilov, U. (2024). First Report of Powdery Mildew Caused by *Erysiphe euonymicola* on *Euonymus japonicum* in Uzbekistan. *American Journal of Plant Sciences*, **15**(7), 486-491.

Novak, I., Buzás, G., Koltai, E. M. M., & Szendrei, K. (1966). Untersuchung der wirkstoffe der *ruta graveolens* ii. *Planta medica*, **14**(01), 57-61.

(O)

Ounaïssia, K., Merah, B., Aissani, F., & Boudjelal, A. (2021). Chemical composition and biological activities of *Inula viscosa* from Algeria. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, *11*(6), 091–096.

Quezel, P., & Santa, S. (1963). *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales*. Eds. du Centre Nat. de la Recherche Scientifique, Paris.

(R)

Rameau, J.-C., Mansion, D., & Dumé, G. (2008). Flore forestière française : guide écologique illustré, Tome 3 - Méditerranée. Institut pour le développement forestier, Paris.

(S)

Saad, B., et al., (2016). Therapeutic potential of traditional Arab herbal medicine. *Medicinal Chemistry Research*, *25*(3), 633–647.

Sies, H. (1997). Oxidative stress : oxidants and antioxidants. *Experimental Physiology: Translation and Integration*, *82*(2), 291-295.

(V)

Valko, M. M. H. C. M., Morris, H., & Cronin, M. T. D. (2005). Metals, toxicity and oxidative stress. *Current medicinal chemistry*, *12*(10), 1161-1208.

Valko, M., Leibfritz, D., Moncol, J., Cronin, M. T., Mazur, M., & Telser, J. (2007). Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. *The international journal of biochemistry & cell biology*, *39*(1), 44-84.

(W)

Wichtl, M., & Anton, R. (2003). Plantes thérapeutiques : tradition, pratique officinale, science et thérapeutique (2e éd.). Paris : *TEC & DOC*.

Wood, J. E., Senthilmohan, S. T., & Peskin, A. V. (2002). Antioxidant activity of procyanidin-containing plant extracts at different pHs. *Food chemistry*, *77*(2), 155-161.

(W)

Zhishen, J., Mengcheng, T., & Jianming, W. (1999). Research on antioxidant activity of flavonoids from natural materials. *Food Chem*, **64**(555), e9.

Les annexes

Annex I : Matériel de laboratoire**Tableau I** : matériel de laboratoire**Verreries et matériel en plastique**

- Pipettes
- Micro pipette
- Tube à essai flacons (300ml)
- Erlenmeyer
- Béchers
- Spatule
- Para film
- Eprouvette graduées
- Papier filtre
- Tube a essais
- Papier film
- Papier d'aluminium
- Lame et lamelle
- Boite de pétri en verre
- Cuve en verre
- Embouts
- Coton-tige

solvants

- Ethanol
- Eau distillée
- Folin_cicalteu
- Acide gallique
- Eter de pétrole
- Réactif de FCR (folin cicalteau)
- Chloroforme
- DMSO
- Diclofénac de sodium (PBS)

Annex II : Appareillage de laboratoire



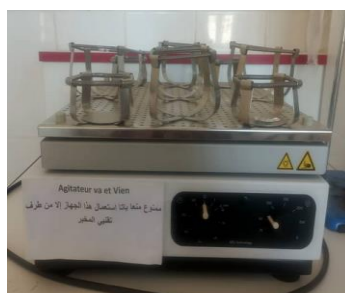
Bain marie



Plaque chauffante



Etuve



agitateur



Bec Benzène



Distillateur



Spectrophotomètre



Vortex



Autoclave



Balance



Blance de précision



Micro- ondes



Retavapeur



Perforeuse



Annex III : Préparation des solutions

- **Eau physiologie 0,9%**

Chlorure de Sodium.....9g

Eau distillée100 ml

Stérilisation par 120 autoclavage a pendant 20min

- **Acide ascorbique**

Acide ascorbique100g

Eau distillée100 ml

- **Acide gallique**

Acide galliqu.....7,5

Ethan..... 100ml

- **DPPH**

DDPH.....8g

Ethanol200ml

- **Chlorure d'Aluminium($AlCl_3$)2% ,P/V**

$AlCl_3$2g

Méthanol.....1ml

- **Folin_cicalteu FCR**

Folin cicalteu ,..... 1ml

Eau distiller 10ml

Annex IV : composition des milieux de culture

- **Gélose Muller –Hinton**

Mueller Hinton..... 38g

Eau distillée1000 ml

Stérilisation par 120 autoclavage a pendant 20min

- **Gélose Nutritive**

Gélose nutritive.....28g

Eau distillée.....1000ml

Stérilisation par 120 autoclavage a pendant 20min

Sabouraud Dextrose Agar (SDA)