

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Akli MOHAND OULHADJ-Bouira

Faculté des Sciences & des Sciences Appliquées

Département de Génie des Procédés



Mémoire

Présenté par

BOUKERCH Fatima

HAMANI Ikram

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER

Filière : Génie des Procédés

Spécialité : Génie Pharmaceutique



**Étude des propriétés biologiques et
pharmacologiques des huiles essentielles et
extraits éthanoliques de *Juniperus sabina*
et *Juniperus phoenicea***



Déposé le 06 / 07 / 2024 Pour évaluation par le jury composé de :

M. HAMDACHE A.	MCB Univ. Bouira	Président
Mme. ARBIA L.	MCB Univ. Bouira	Examinatrice
Mme. HADIOUCHE D.	MCB Univ. Bouira	Encadrant

Année universitaire 2023/2024

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

À mes chers parents,

À ma chère tante, ma deuxième maman adorée,

À mes chers frères et surs; Samir, Nasser, Salima,

Maryem,

À mes chers amis,

À I.K.P.A.M H.A.M.A.N.I, ma chère partenaire

À mon cher frère, celui que ma mère n'a pas porté :

MEDINI Ammarouche

Fatima

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

À mes chers parents,

À À mon frère; Akram, Islem,

À mes surs; Hssen; Imen; Saloua

À Fatima

À mes amies; Aicha, Sofia

Akram

Remerciement

Nous remercions Dieu le tout-puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Tout d'abord, ce travail n'aurait pas pu être aussi riche et voir le jour sans l'aide et l'encadrement exceptionnels de Mme HADIOUCHE.D. Nous la remercions pour la qualité de son encadrement, sa patience et sa responsabilité durant notre préparation de ce mémoire.

Nous tenons à témoigner ici notre respectueuse reconnaissance à Mr. HAMDACHE A., MCB à l'université de Bouira, pour l'intérêt qu'il a porté à notre travail, en acceptant d'examiner ce travail. Il nous est agréable de remercier profondément Mme. GHEBRID N., MCB à l'université de Bouira de nous avoir aussi fait l'honneur de juger ce travail. Qu'ils soient assurés de notre profonde reconnaissance.

À Monsieur Dr. ALI Foudil, responsable du laboratoire privé d'analyses médicales, nous vous remercions pour votre collaboration précieuse.

Enfin, nous adressons nos remerciements les plus sincères à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Table des matières

List of Figures	x
List of Tables	xi
Introduction générale	1
1 Généralités sur les plantes médicinales	3
1.1 Aperçu historique	3
1.2 la phytothérapie	5
1.2.1 Historique et Étymologie	5
1.2.2 Formes d'Administration en Phytothérapie	5
1.2.2.1 Infusions et Décoctions	5
1.2.2.2 Teintures et Extraits	6
1.2.2.3 Médicaments à base de plantes	6
1.2.2.4 Huiles essentielles	6
1.2.2.5 Cataplasmes et Compressees	6
1.2.2.6 Avantages de la Phytothérapie	6
1.3 Les plantes médicinales	7
1.3.1 Les plantes médicinales en Algérie	7
1.3.2 Les Composés d'intérêt des plantes médicinales	8
1.4 Les huiles essentielles	8
1.4.1 Historique	8
1.4.2 Définition	9
1.4.3 Le rôle des huiles essentielles dans la plante	9
1.4.4 Propriétés Physico-Chimiques des huiles essentielles	10
1.4.5 Composition Chimique des Huiles Essentielles	10
1.4.6 Fonctions des Huiles Essentielles	11
1.4.7 Toxicité des Huiles Essentielles	11
1.4.8 Conservation des Huiles Essentielles	11
1.4.9 Domaines d'Utilisation des Huiles Essentielles	12
1.4.10 Localisation et stockage des huiles essentielles dans la plante	12
1.4.11 Méthodes d'extraction des huiles essentielles	13
1.4.11.1 Méthodes d'extraction traditionnelles	13
1.4.11.2 Méthodes d'extraction modernes	13
1.4.11.3 Méthodes d'extraction innovantes	14

1.5	Méthodes d'analyse physiques	14
1.5.1	Chromatographie sur couche mince (CCM)	14
1.5.2	Chromatographie en phase gazeuse (CPG)	15
1.5.3	Spectroscopie infrarouge (IR)	15
1.5.4	Spectrophotométrie UV-Visible	15
1.6	Méthodes d'analyse chimiques	16
1.6.1	Tests phytochimiques	16
1.6.2	Activité antioxydante	16
1.6.3	Activité anti-inflammatoire	17
1.6.4	Activité antimicrobienne	17
1.7	Les Plantes Médicinales du Genre <i>Juniperus</i>	17
1.7.1	Généralités sur le Genévrier (<i>Juniperus</i>)	17
1.7.2	Classification du Genre <i>Juniperus</i>	18
1.7.3	Caractéristiques Botaniques du Genévrier	18
1.7.4	Systématique du Genre <i>Juniperus</i>	18
1.7.5	Distribution Écologique	19
1.7.6	Les Espèces du Genre <i>Juniperus</i> en Algérie	19
1.7.7	Description de <i>Juniperus sabina</i> L.	19
	1.7.7.1 Dénomination et Synonymes	19
	1.7.7.2 Description Botanique	20
1.7.8	Répartition géographique	21
1.8	<i>Juniperus phoenicea</i> L : Dénomination, Description et Utilisation	21
1.8.1	Dénomination et Synonymes	21
1.8.2	Description Botanique	22
1.8.3	Repartition Géographique	22
1.8.4	Taxonomie	22
1.8.5	Utilisation des Espèces <i>Juniperus sabina</i> et <i>Juniperus phoenicea</i>	22
2	Matériels & Méthodes	24
2.1	Récolte de la matière végétale	24
2.2	Conservation des plantes	25
2.3	Traitement et récolte des échantillons	25
2.4	Broyage des Plantes	25
2.5	Extraction des huiles essentielles	26
2.5.1	Extraction des huiles essentielles par hydro-distillation (Clevenger)	27
2.5.2	Conservation des huiles essentielles	27
2.6	Analyses physico-chimiques des huiles essentielles	28
2.6.1	Rendement en huile essentielle (RHE)	28
2.6.2	Taux d'humidité (TH%)	28
2.6.3	Perte à la dessiccation	28
2.6.4	Dosage des cendres totales	29
2.6.5	Indice de réfraction	29
2.6.6	Densité relative	29
2.6.7	Mesure du pH	29
2.6.8	Analyses chimiques	29
	2.6.8.1 Indice d'Acide	29
	2.6.8.2 Indice d'ester	30

	2.6.8.3	Indice de saponification	30
2.7		Étude Phyto-chimique des Plantes Médicinales	31
	2.7.1	Préparation de la Solution A : Infusion	31
		2.7.1.1 Détection des Tanins	31
		2.7.1.2 Détection des Flavonoïdes	31
	2.7.2	Préparation de la Solution B : Décoction	32
		2.7.2.1 Détection des Saponines	32
		2.7.2.2 Détection des Éléments Réducteurs	32
		2.7.2.3 Détection des Mucilages	32
		2.7.2.4 Détection des Alcaloïdes	33
		2.7.2.5 Détection des Glucosides	33
		2.7.2.6 Détection de l'Amidon	33
		2.7.2.7 Détection des Coumarines	34
2.8		Préparation des différents extraits des deux plantes	34
	2.8.1	Macération Alcoolique	34
	2.8.2	Macération Hydro-alcoolique	34
2.9		Dosage des Flavonoïdes	34
2.10		Dosage des Polyphénols Totaux	35
2.11		Étude des activités biologiques des extraits	36
	2.11.1	Activité Antioxydante : Test de Piégeage du Radical DPPH	36
		2.11.1.1 Protocole	37
	2.11.2	Détermination de l'IC50	37
2.12		Activité Anti-inflammatoire in vitro : Test de la Dénaturation Thermique des Protéines	37
	2.12.1	Protocole	37
	2.12.2	Test d'Innocuité "Hémolyse"	39
		2.12.2.1 Protocole	39
2.13		L'activité antibactérienne	39
	2.13.1	Evaluation de l'activité antibactérienne	39
		2.13.1.1 Les bactéries étudiées	39
		Klebsiella pneumoniae	39
		Pseudomonas aeruginosa	40
		Escherichia coli	40
		Staphylococcus aureus	41
2.14		Revivification des souches	41
	2.14.1	Dans le milieu gélose nutritive pendant 24h	41
	2.14.2	Préparation de l'inoculum	42
	2.14.3	Dilution des extraits	42
	2.14.4	Méthode de diffusion par disques	42
		Application de la méthode :	42
	2.14.5	Lecture des résultats	43
2.15		Préparation de formulation galénique semi-solide	43
	2.15.1	Préparation des pommades	43
		2.15.1.1 Formulation 01	43
		Procédure expérimentale :	44
		2.15.1.2 Formulation 02	44
		Procédure expérimentale :	45

	Contrôle des formulations :	45
2.16	Formulation du savon	46
2.16.1	Ingrédients	46
	Procédure expérimentale :	46
2.16.2	Caractérisation physico-chimique du savon préparé	46
	46
2.16.2.1	Détermination du pouvoir moussant	47
	47
3	Résultats et Discussion	48
3.1	Analyse physico-chimique des huiles essentielles des plantes étudiées	48
3.1.1	Rendements	48
3.1.2	Propriétés organoleptiques	49
3.1.3	Taux d'humidité	50
3.1.4	Perte à la dessiccation	51
3.1.5	Teneur en cendres totaux	51
3.1.6	Rendements des extraits	52
3.1.7	Densité des huiles essentielles	53
3.1.8	Mesure de pH	53
	Pour <i>Juniperus Sabina</i> :	54
	Pour <i>Juniperus Phoenicea</i> :	54
3.1.9	Mesures des différents indices	54
3.1.9.1	Indice de réfraction	55
	Juniperus Sabina (indice de réfraction : 1,4508 nD) :	55
	Juniperus Phoenicea (indice de réfraction : 1,4358 nD) :	55
3.1.9.2	Indice d'acide	55
	Pour <i>Juniperus Sabina</i> :	55
	Pour <i>Juniperus Phoenicea</i> :	55
3.1.9.3	Indice d'ester	56
	Pour <i>Juniperus Sabina</i> :	56
	Pour <i>Juniperus Phoenicea</i> :	56
3.1.9.4	Indice de saponification	56
	Pour <i>Juniperus Sabina</i> :	56
	Pour <i>Juniperus Phoenicea</i> :	57
3.2	Caractéristiques phytochimiques de <i>Juniperus Sabina</i> et <i>Juniperus Phoenicea</i>	57
3.2.1	Dosages des polyphénols totaux	59
	Pour EAF (Extrait Alcoolique des Feuilles)	59
	Pour EAB (Extrait Alcoolique des Baies)	60
	Pour EHAF (Extrait Hydroalcoolique des Feuilles)	60
	Pour EHAB (Extrait Hydroalcoolique des Baies)	60
3.2.2	Dosage des flavonoïdes	61
3.3	Activités biologiques	63
3.3.1	Activité Antioxydante : Test de DPPH	63
	3.3.1.1 Comparaison des Huiles Essentielles	65
3.4	Détermination de l'IC50%	66
3.5	Activité anti-inflammatoire	68

3.6	Détermination d'IC50%	69
3.7	Innocuité par hémolyse	71
3.8	Activité antibactérienne	72
3.9	Caractérisation des Pommades obtenues	75
3.10	Caractérisation du Savon obtenu	76
Conclusion		77
Bibliographie		78

Table des figures

1.1	Evolution de la phytothérapie à travers le temps	4
1.2	illustration butanique de l'espèce <i>juniperus sabina L</i>	20
1.3	localisation sur photo Google Earth des 3 stations <i>juniperus sabina</i> au niveau de Djurdjura	21
1.4	illustration butanique de l'espèce <i>Juniperus phoeniceaL</i>	23
2.1	Feuilles et baies de <i>juniperus</i> sèches après broyage	26
2.2	les étapes de test de l'hémolyse	38
2.3	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	40
2.4	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	40
2.5	<i>Escherichia coli</i>	41
2.6	<i>Staphylococcus aureus</i>	41
2.7	Préparation de l'inoculum	42
2.8	Ensemencement et fixation des disques sur la gélose	43
2.9	Formulation de la 1 ^{ère} pommade	44
2.10	Formulation de la 2 ^{ème} pommade	45
2.11	Formulation du savon solide à chaud	47
3.1	Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.	60
3.2	Dosage des polyphénols totaux.	60
3.3	Courbe d'étalonnage de flavonoïdes.	61
3.4	Dosage des flavonoïdes totaux.	62
3.5	Pourcentage d'inhibition de l'activité antioxydante (DPPH) des extraits de <i>J. sabina</i>	63
3.6	Pourcentage d'inhibition de l'activité antioxydante (DPPH) des extraits de <i>J. phoenicea</i>	64
3.7	Histogramme des IC50% de l'activité antioxydante des extraits et huiles essentielles des deux espèces de <i>Juniperus</i>	66
3.8	Courbe de pourcentage d'inhibition de l'activité anti-inflammatoire des extraits de <i>Juniperus sabina L</i>	68
3.9	Courbe de pourcentage d'inhibition de l'activité anti-inflammatoire des extraits de <i>Juniperus phoenicea</i>	69
3.10	Histogramme des IC50% de l'activité anti-inflammatoire des extraits des deux espèces.	70
3.11	Courbe de pourcentage d'innocuité de <i>Juniperus Sabina</i>	71
3.12	Courbe de pourcentage d'innocuité de <i>Juniperus Phoenicea</i>	72

Liste des tableaux

1.1	Les composés d'intérêt des plantes médicinales	8
1.2	Taxonomie comparée entre <i>Juniperus sabina</i> et <i>Juniperus phoenicea</i>	23
3.1	Rendements des huiles essentielles des feuilles de <i>Juniperus Sabina</i> L. et <i>Juniperus Phoenicea</i> L.	48
3.2	Propriétés organoleptiques des huiles essentielles de <i>Juniperus Sabina</i> L. (HES) et <i>Juniperus Phoenicea</i> L. (HEPh)	49
3.3	Taux d'humidité des feuilles et des baies de <i>Juniperus Sabina</i> L. et <i>Juniperus Phoenicea</i> L.	50
3.4	Perte à la dessiccation des feuilles de <i>Juniperus Sabina</i> L. et <i>Juniperus Phoenicea</i> L.	51
3.5	Dosage des cendres totales des feuilles de <i>Juniperus Sabina</i> L. et <i>Juniperus Phoenicea</i> L.	51
3.6	Rendement des EA et EHA des feuilles et des baies de <i>Juniperus Sabina</i> L. et <i>Juniperus Phoenicea</i> L.	52
3.7	Densité des huiles essentielles de <i>Juniperus Sabina</i> et de <i>Juniperus Phoenicea</i>	53
3.8	Mesure de pH des huiles essentielles de <i>Juniperus Sabina</i> et <i>Juniperus Phoenicea</i>	53
3.9	Les différents indices des huiles essentielles de <i>Juniperus Sabina</i> et <i>Juniperus Phoenicea</i>	54
3.10	Tableau des composants des feuilles et baies de <i>Juniperus sabina</i> (JS) et <i>Juniperus phoenicea</i> (JP).	58
3.11	Les valeurs d'IC50% de l'activité antioxydante (partie 1).	66
3.12	Les valeurs d'IC50% de l'activité antioxydante (partie 2).	66
3.13	Les valeurs d'IC50% de l'activité anti-inflammatoire.	70

Introduction

Depuis des millénaires, les plantes médicinales ont constitué une source inestimable de remèdes naturels, et leur utilisation persiste encore aujourd’hui tant dans les médecines traditionnelles que modernes. Parmi ces plantes, les espèces du genre *Juniperus* ont attiré une attention particulière en raison de leurs propriétés thérapeutiques variées. Dans ce cadre, notre étude se concentre sur deux espèces spécifiques : *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*. Ces plantes sont réputées pour leurs vertus médicinales et sont largement utilisées dans la médecine traditionnelle pour traiter divers maladies [1–3].

Les huiles essentielles de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea* présentent des composés bioactifs diversifiés, qui peuvent offrir des solutions thérapeutiques naturelles contre plusieurs maladies. D’autre part, les extraits éthanoliques, quant à eux, renferment une gamme plus large de composés bioactifs, tels que des flavonoïdes, des phénols, et des alcaloïdes, qui peuvent contribuer à leurs effets pharmacologiques. Cette diversité chimique rend les extraits de *Juniperus* potentiellement utiles pour le développement de nouveaux traitements naturels [4, 5].

L’objectif de notre étude est d’explorer et de caractériser les propriétés biologiques et pharmacologiques de ces extraits, en mettant l’accent sur leurs activités antibactériennes, antioxydantes et anti-inflammatoires. Nous visons également à développer des formulations de pommades à base de ces extraits pour évaluer leur efficacité et leur tolérance cutanée. Dans un autre volet, nous avons mené des essais pour évaluer l’activité antibactérienne des extraits contre diverses souches de bactéries pathogènes, notamment

Escherichia coli, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, et *Klebsiella pneumoniae*. Nous avons également analysé la stabilité des formulations de pommades, leur homogénéité, leur pH, et leur type d'émulsion. Les tests de tolérance cutanée ont été réalisés pour vérifier l'absence d'effets indésirables après application des pommades.

Les résultats obtenus contribueront à une meilleure compréhension des potentialités thérapeutiques des extraits de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*, renforçant ainsi leurs applications dans les domaines pharmaceutique et cosmétique.

Chapitre 1

Généralités sur les plantes médicinales

1.1 Aperçu historique

L'histoire des plantes médicinales s'étend sur des millénaires et traverse de nombreuses civilisations et cultures à travers le monde. Dans les temps anciens, les humains entretenaient une relation étroite avec la nature, développant une sensibilité sensorielle profonde qui surpassait souvent la nôtre aujourd'hui. Les Papyrus Ebers découverts en Égypte, datant de 1550 avant J.-C., révèlent les vertus thérapeutiques de la coriandre, du fenouil, du genévrier et du thym, témoignant de leur utilisation précoce dans la médecine de l'époque [1–3].

Simultanément, la Chine possédait une pharmacopée riche qui mettait en avant l'importance des cinq éléments : le bois, l'eau, le feu, la terre et l'air. Ce système complexe intégrait une multitude de plantes médicinales pour équilibrer ces éléments et maintenir la santé et le bien-être. Les anciens praticiens chinois ont compilé leurs connaissances dans des textes classiques comme le "Shennong Ben Cao Jing", qui détaillait les propriétés curatives de centaines de plantes.

Cette exploration et cette utilisation des plantes médicinales se sont poursuivies à travers les âges, influençant la médecine traditionnelle dans diverses cultures à travers le monde. De l'Antiquité aux temps modernes, les plantes médicinales continuent de

jouer un rôle essentiel dans la pharmacopée mondiale, combinant sagesse ancestrale et recherches scientifiques contemporaines pour traiter une multitude de maladies et de troubles. Ainsi, leur histoire illustre non seulement l'ingéniosité humaine dans l'exploration de la nature, mais aussi leur riche héritage culturel et médical [1].

En Europe, une ère de prospérité sans précédent depuis le début du Moyen Âge a été encouragée par l'influence des connaissances arabes, alors que les Arabes dominaient une grande partie de la côte méditerranéenne à cette époque. Les croisades du XIe au XIIIe siècle et le rôle essentiel de Venise en tant que centre commercial actif ont joué un rôle déterminant dans la diffusion de ces savoirs vers l'Occident. Cette période a vu une introduction significative en Europe d'une vaste gamme de substances aromatiques. Les épices européennes de cette époque comprenaient le poivre, la cannelle, la muscade, le girofle, ainsi qu'une multitude d'autres substances aromatiques comme le musc, la civette, le benjoin, le santal, les encens, les baumes, les gommés et le camphre [4].

De nos jours, la majorité de la population se tourne vers les produits végétaux pour leur santé. Bien que de nombreuses personnes utilisent des médicaments synthétiques dans de nombreux cas, il existe une tendance croissante à recourir aux remèdes à base de plantes pour se soigner [5].

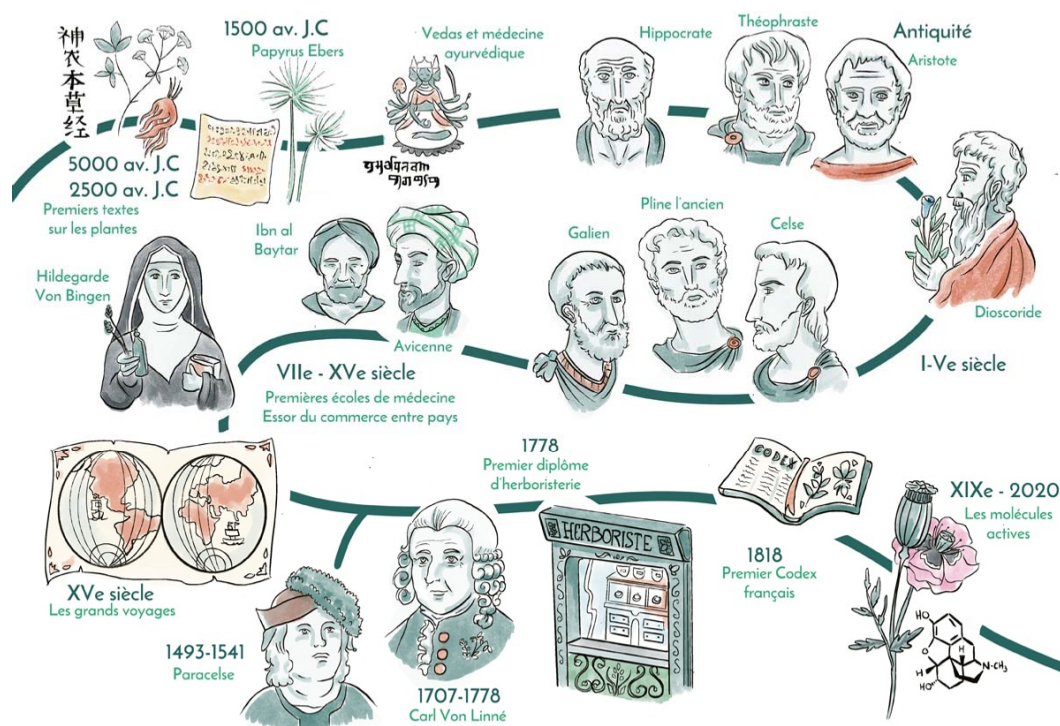


FIGURE 1.1: Evolution de la phytoterapie à travers le temps

Même si l'utilisation des plantes médicinales varie largement, elles partagent toutes l'idée que la maladie est provoquée par un déséquilibre entre les différentes composantes de l'organisme, et que le but du guérisseur est de restaurer cet équilibre, le plus souvent à l'aide de plantes [2].

1.2 la phytothérapie

La phytothérapie peut être définie comme une discipline médicale complémentaire visant à prévenir et à traiter divers troubles fonctionnels et/ou états pathologiques en utilisant des plantes, leurs parties ou des préparations à base de plantes. Cette approche thérapeutique peut impliquer l'administration orale, l'application topique ou d'autres méthodes, selon les besoins spécifiques du patient et les pratiques médicales traditionnelles [2, 6–9].

1.2.1 Historique et Étymologie

En effet, le terme "phyto" dérive du grec et signifie "plante", tandis que "thérapie" vient du grec "therapeia", signifiant "soigner". Ainsi, étymologiquement, la phytothérapie se réfère à "la thérapie par les plantes", où les plantes ou leurs dérivés immédiats sont utilisés à des fins médicales, en excluant les principes actifs isolés issus de ces plantes. Les plantes sont consommées sous différentes formes, telles que leur forme naturelle (infusions) ou après transformation (teintures, extraits, médicaments à base de plantes)[2, 7–9].

1.2.2 Formes d'Administration en Phytothérapie

Les plantes médicinales peuvent être consommées sous différentes formes, adaptées aux besoins spécifiques des patients et aux pratiques médicales traditionnelles. Parmi les formes les plus courantes, on retrouve :

1.2.2.1 Infusions et Décoctions

- Les infusions sont préparées en versant de l'eau bouillante sur les parties de la plante (feuilles, fleurs) et en laissant infuser pendant quelques minutes.

- Les décoctions, quant à elles, impliquent de faire bouillir les parties plus dures de la plante (racines, écorces) pendant un certain temps pour en extraire les principes actifs.

1.2.2.2 Teintures et Extraits

- Les teintures sont des extraits de plantes obtenus en les faisant macérer dans de l'alcool ou un autre solvant.
- Les extraits peuvent être liquides, solides (comme les poudres) ou semi-solides (comme les pâtes), et sont souvent plus concentrés que les infusions et les décoctions.

1.2.2.3 Médicaments à base de plantes

Ces préparations peuvent être sous forme de comprimés, gélules ou sirops, fabriqués à partir d'extraits standardisés de plantes pour garantir une dose précise de principes actifs.

1.2.2.4 Huiles essentielles

Les huiles essentielles sont des extraits concentrés de plantes obtenus par distillation. Elles sont souvent utilisées pour leurs propriétés aromathérapeutiques et peuvent être appliquées par voie topique ou inhalées.

1.2.2.5 Cataplasmes et Compresse

- Les cataplasmes sont des préparations à base de plantes écrasées ou réduites en pâte, appliquées directement sur la peau pour traiter des affections locales.
- Les compresses impliquent de tremper un tissu dans une infusion ou une décoction de plantes et de l'appliquer sur la zone affectée.

1.2.2.6 Avantages de la Phytothérapie

La phytothérapie présente de nombreux avantages, comme le souligne Grenez [10] :

- En matière de santé publique, elle évite généralement l'iatrogénie et ne conduit pas à une dépendance médicamenteuse nécessitant un sevrage lors de l'arrêt du traitement.

- Sur le plan écologique et environnemental, les plantes utilisées en phytothérapie sont naturelles et se dégradent dans l’environnement après leur métabolisme. Contrairement aux médicaments de l’industrie chimique, les médicaments à base de plantes présentent un risque moindre de toxicité pour l’environnement.
- D’un point de vue économique, les médicaments à base de plantes sont généralement moins coûteux que les médicaments traditionnels. Cependant, il est à noter qu’ils ne sont pas remboursés par la sécurité sociale.

1.3 Les plantes médicinales

Les plantes médicinales sont des drogues végétales dont au moins une partie possède des propriétés pharmaceutiques. Elles contiennent un ou plusieurs principes actifs capables de prévenir, atténuer ou traiter des maladies. Plus généralement, une plante médicinale est une plante ayant un effet thérapeutique sur le corps sans être toxique en quantités normales. Environ 35 000 espèces de plantes sont utilisées dans le monde pour la médecine, représentant la plus grande biodiversité exploitée par l’homme. Malgré l’influence croissante du système de santé moderne, les plantes médicinales continuent de répondre à un besoin important. En outre, ces plantes peuvent également être utilisées pour l’alimentation, comme condiments ou pour l’hygiène [11–14].

1.3.1 Les plantes médicinales en Algérie

L’histoire des plantes médicinales en Algérie est profondément ancrée dans une tradition médicale ancienne et riche. Depuis des siècles, les Algériens ont exploité les plantes pour leurs propriétés curatives, tirant parti de la diversité floristique de la région. Une étude a révélé que la région du Nord-Est de l’Algérie possède une biodiversité floristique notable en matière de plantes médicinales utilisées en phytothérapie traditionnelle. Cette étude a recensé 93 espèces de plantes médicinales appartenant à 35 familles, les Lamiacées étant la famille dominante. Les feuilles sont la partie la plus utilisée dans le traitement des maladies, représentant 20 % des utilisations. Ces plantes sont principalement d’origine locale, soulignant l’importance de la flore indigène dans la médecine traditionnelle en Algérie. Cette richesse botanique constitue une base de données précieuse pour des études futures visant à mieux conserver et gérer cette ressource thérapeutique naturelle [15].

1.3.2 Les Composés d'intérêt des plantes médicinales

Les plantes contiennent de nombreux composés appelés métabolites primaires, essentiels à leur existence. Ces composés comprennent des protéines, des lipides, des acides nucléiques et des hydrates de carbone. En outre, les plantes possèdent une grande variété de composés appelés "métabolites secondaires" (voir tableau), qui jouent un rôle dans l'adaptation de la plante à son environnement, la régulation des symbioses et d'autres interactions plantes-animaux, ainsi que la défense contre les prédateurs et les pathogènes [?].

TABLE 1.1: Les composés d'intérêt des plantes médicinales

Composé	Propriétés
Phénols	Composés organiques aromatiques (acide salicylique, caféique, ester phénolique, coumarine, etc.) dont le rôle est antiseptique, analgésique et antihelminthique.
Coumarines	Antimicrobiennes et antispasmodiques.
Tannins	Le plus gros sous-groupe des polyphénols, astringents et asséchants.
Anthraquinolones	Entraînent une teinture jaune et ont des effets laxatifs.
Flavonoïdes	Donnent la couleur jaune, orange et rouge aux fruits et aux fleurs. Antioxydants, ils protègent les vaisseaux et le cIJur.
Terpènes	Le groupe des terpènes avec les sesquiterpènes donnent le goût amer, leur action est anti-inflammatoire et antimicrobienne. Les principes amers, de façon générale, stimulent aussi les sécrétions digestives, sont sédatifs et relaxants.
Huiles essentielles	Riches en acides gras saturés, mono-insaturés, poly-insaturés et essentiels, fondamentaux pour la croissance cellulaire (parois cellulaires).
Polysaccharides	Les polysaccharides ou grands sucres : fructose, lactose, cellulose incluant gommages, mucilages et fructosane (immunostimulant, anti-inflammatoire et anti-tumoral).

1.4 Les huiles essentielles

1.4.1 Historique

Dans l'histoire ancienne, les ressources naturelles ont été exploitées par l'homme à travers le règne végétal (Hellal, 2011). Les Égyptiens, suivis par les Grecs et les Romains, ont utilisé diverses matières premières végétales, y compris les huiles essentielles, dans divers domaines (Chemloul, 2014). Les premières traces de production et d'utilisation des huiles essentielles remontent à environ 3000 av. J-C, montrant une association ancienne avec

l'évolution de la civilisation humaine. Les propriétés thérapeutiques des huiles essentielles ont gagné en importance au cours de l'histoire moderne.

Le terme "aromathérapie" a été introduit par le chimiste français René-Maurice Gattefossé en 1928 pour décrire les propriétés curatives des huiles essentielles [16]. En 1929, Savelinge a ouvert une pharmacie en France et a étudié les huiles essentielles en médecine vétérinaire, confirmant leur potentiel antimicrobien [17]. Le docteur français Jean Valnet a également utilisé les huiles essentielles avec succès en médecine et en psychiatrie dès 1964 [18]. À ce jour, environ 3000 huiles essentielles sont connues, mais seulement environ 300 sont commercialisées, principalement dans l'industrie des arômes et des parfums [17].

Les effets pharmacologiques, psychologiques et physiologiques des huiles essentielles sur l'homme sont également reconnus [16].

1.4.2 Définition

Selon la Pharmacopée européenne 7ème édition, une huile essentielle est définie comme un produit odorant, généralement complexe en composition, extrait d'une matière première végétale spécifique par distillation à la vapeur d'eau, distillation sèche ou un procédé mécanique approprié sans chauffage. La séparation de l'huile essentielle de la phase aqueuse se fait généralement par des moyens physiques sans altérer significativement sa composition [19].

Diverses sources concordent pour décrire une huile essentielle comme une essence végétale hautement concentrée, extraite par distillation, hydro-diffusion ou pression. La norme AFNOR définit également une huile essentielle comme un produit obtenu à partir d'une matière première végétale par entraînement à la vapeur, procédés mécaniques ou distillation sèche, notamment à partir de l'épicarpe des agrumes [20].

1.4.3 Le rôle des huiles essentielles dans la plante

Chaque plante a la capacité de produire des huiles essentielles, qui jouent un rôle crucial pour la plante elle-même. Elles agissent parfois comme des signaux internes ou des

intermédiaires dans le métabolisme de la plante [11, 14].

Le rôle précis des huiles essentielles dans le règne végétal n'est pas entièrement compris. Elles sont considérées comme des hormones végétales que les plantes utilisent pour se défendre contre les pathogènes. Certains chercheurs estiment que les huiles essentielles agissent comme des agents de liaison entre différents parasites et microbes. Des études ont montré que les monoterpènes et les sesquiterpènes peuvent jouer un rôle essentiel dans les interactions des plantes avec leur environnement [16].

De plus, les huiles essentielles peuvent servir de source d'énergie facilitant certaines réactions chimiques et contribuant au maintien de l'humidité des plantes dans les climats désertiques [21].

1.4.4 Propriétés Physico-Chimiques des huiles essentielles

Les huiles essentielles présentent diverses caractéristiques physico-chimiques [11, 22] :

- Elles sont visqueuses à température ambiante.
- Elles ont tendance à s'oxyder et sont donc généralement peu conservables.
- Elles sont volatiles à température normale, inflammables et odorantes.
- En règle générale, elles sont incolores mais peuvent prendre une teinte jaune plus ou moins foncée.
- Elles se dissolvent dans des solvants organiques apolaires tels que l'alcool, l'éther et les huiles fixes, mais ne se dissolvent pas dans l'eau.
- Leur densité est généralement inférieure à celle de l'eau, variant de 0,85 à 0,95.
- Elles présentent une déviation polarimétrique.
- Leur température d'ébullition se situe généralement entre 160 °C et 240 °C.

1.4.5 Composition Chimique des Huiles Essentielles

La composition chimique des huiles essentielles est très complexe, comprenant principalement deux catégories de composés [1, 22] :

- Les terpénoïdes, dérivés du métabolisme des isopréniques.
- Les composés aromatiques dérivés du phénylpropane.

1.4.6 Fonctions des Huiles Essentielles

Les huiles essentielles remplissent plusieurs fonctions essentielles pour les plantes [1, 11, 22] :

- Protection contre les micro-organismes grâce à leurs propriétés antifongiques, antivirales et antibactériennes.
- Attraction des insectes pollinisateurs pour faciliter la reproduction.
- Réservoir d'énergie pour la plante.
- Inhibition de la germination des graines pour réduire la compétition avec d'autres plantes.
- Protection contre les agents atmosphériques via la modulation des réactions d'oxydation.

1.4.7 Toxicité des Huiles Essentielles

Les huiles essentielles peuvent être toxiques dans certaines conditions [21, 22] :

- Toxicité par ingestion : Certains composés peuvent être toxiques en cas d'ingestion, particulièrement les cétones et autres composés neurotoxiques.
- Toxicité dermique : Certaines huiles peuvent provoquer des irritations ou des réactions allergiques cutanées.
- Toxicité sur les cellules : Certaines huiles essentielles présentent une cytotoxicité pour les cellules animales ou humaines, selon leur composition.

1.4.8 Conservation des Huiles Essentielles

La conservation des huiles essentielles est cruciale pour maintenir leur qualité et leur efficacité [21, 22] :

- Stockage dans des flacons en verre teinté, hermétiquement fermés.
- Conservation dans un endroit frais, sombre et sec pour prévenir l'oxydation.
- Étiquetage avec la date de péremption et suivi des conditions de stockage.

1.4.9 Domaines d'Utilisation des Huiles Essentielles

Les huiles essentielles sont utilisées dans divers domaines [13? , 14] :

1. Bien-être et Santé : Aromathérapie, massages, inhalation, bains.
2. Beauté et Soins Personnels : Soins de la peau, soins capillaires, soins des ongles.
3. Ménage et Entretien : Nettoyage, désodorisation.
4. Soins des Animaux : Traitement de certains problèmes de peau, sous supervision vétérinaire.

1.4.10 Localisation et stockage des huiles essentielles dans la plante

Les huiles essentielles se trouvent principalement dans les plantes supérieures, généralement dans des cellules sécrétrices spéciales qui s'accumulent dans le cytoplasme. Elles sont présentes dans diverses parties de la plante aromatique [22] :

- **Fleurs** : comme celles du bergamotier et de la rose.
- **Feuilles** : telles que celles de la citronnelle et de l'eucalyptus.
- **Racines** : comme celles du vétiver, ainsi que les rhizomes tels que le curcuma et le gingembre.
- **Fruits** : comme ceux de l'anis et de la badiane.
- **Bois** : par exemple le bois de rose et le santal.
- **Graines** : comme celles de la muscade [23].

Bien que tous les organes d'une plante puissent contenir une huile essentielle, sa composition peut varier en fonction de l'organe. La synthèse et l'accumulation des huiles essentielles sont généralement associées à des structures tissulaires spécifiques, telles que [24] :

- les cellules d'huiles essentielles (présentes chez les Lauracées ou les Zingibéracées),
- les poils sécréteurs (chez les Lamiacées),
- les poches sécrétrices (chez les Myrtacées ou les Rutacées),
- les canaux sécréteurs (chez les Apiacées ou les Astéracées).

1.4.11 Méthodes d'extraction des huiles essentielles

Il existe plusieurs méthodes d'extraction des huiles essentielles. Les principales sont basées sur l'entraînement à la vapeur, l'expression, la solubilité et la volatilité. Le choix de la méthode la mieux adaptée se fait en fonction de la nature de la matière végétale à traiter, des caractéristiques physico-chimiques de l'essence à extraire et de l'usage de l'extrait [23–27].

1.4.11.1 Méthodes d'extraction traditionnelles

- **Infusion** : Verser de l'eau chaude sur des plantes séchées pour extraire les composés solubles.
- **Maceration** : Laisser tremper les plantes dans un liquide (eau, alcool, huile) pendant plusieurs jours pour extraire les composés actifs.
- **Décoction** : Faire bouillir les plantes dans de l'eau pour extraire les principes actifs, particulièrement utilisée pour les parties dures des plantes.

1.4.11.2 Méthodes d'extraction modernes

- **Hydro-distillation** : Immerger la matière végétale dans un bain d'eau chaude pour extraire les huiles essentielles.
 - Utilisée principalement pour les plantes à matière végétale dure comme les graines et les racines.
 - La température est maintenue autour de 100°C pour une durée d'extraction variable.
- **Entrainement à la vapeur** : Chauffer la matière végétale avec de la vapeur d'eau pour extraire les composés volatils.
 - Préservation de la qualité des essences en évitant le contact direct avec l'eau.
 - Contrôle précis de la température et de la pression pour améliorer l'efficacité de l'extraction.
- **Vapo-hydrodistillation** : Utilisation combinée d'eau chauffée et de vapeur pour l'extraction, sans contact direct entre la matière végétale et l'eau.
- **Extraction par solvants volatils** : Utilisation de solvants non aqueux comme l'hexane pour extraire les composés aromatiques.
 - Extraction efficace des parfums mais avec des risques toxicologiques et environnementaux.

- **Extraction par CO₂ supercritique** : Utilisation du CO₂ à l'état supercritique pour extraire les substances sans altérer les composants fragiles.
 - Méthode respectueuse de l'environnement et efficace pour les matériaux délicats.
 - Permet le recyclage du CO₂, réduisant ainsi l'empreinte écologique.

1.4.11.3 Méthodes d'extraction innovantes

- **Extraction assistée par micro-ondes** : Utilisation des micro-ondes pour chauffer et extraire rapidement les huiles essentielles.
 - Réduction de la consommation d'énergie et de l'empreinte environnementale.
 - Extraction rapide des composés tout en préservant la qualité des produits.
- **Extraction assistée par ultrasons** : Utilisation des ultrasons pour perturber les cellules végétales et accélérer l'extraction des composés.
 - Extraction rapide et efficace avec une haute reproductibilité.
 - Amélioration du transfert de solvant et de la qualité des extraits.

Chaque méthode présente des avantages spécifiques selon le type de plante et les composés recherchés, mais aussi des inconvénients liés aux coûts, à la complexité technique et à l'impact environnemental.

1.5 Méthodes d'analyse physiques

1.5.1 Chromatographie sur couche mince (CCM)

La chromatographie sur couche mince (CCM) est une méthode analytique rapide, économique et basée sur l'adsorption, principalement utilisée pour séparer et identifier les métabolites présents dans les extraits de plantes médicinales. Voici les aspects clés :

- **Principe de fonctionnement** : Les composés sont séparés en fonction de leur affinité pour la phase stationnaire (généralement un support solide comme le gel de silice) et la phase mobile (solvant).
- **Applications** : Utilisée pour évaluer la composition des extraits de plantes, vérifier la pureté des composés, et surveiller les réactions chimiques.
- **Avantages** : Rapidité d'exécution, coût abordable, et efficacité pour une analyse qualitative des métabolites.

1.5.2 Chromatographie en phase gazeuse (CPG)

La chromatographie en phase gazeuse (CPG) est une méthode spécifique pour l'analyse des constituants volatils, y compris les huiles essentielles extraites de plantes. Voici ce qu'il faut savoir :

- **Principe de fonctionnement** : Les composés volatils sont vaporisés et séparés dans une colonne chromatographique en fonction de leur volatilité et de leur interaction avec la phase stationnaire.
- **Applications** : Idéale pour l'analyse des huiles essentielles grâce à sa capacité à séparer efficacement les composants volatils complexes.
- **Technique** : Utilisation d'un injecteur chauffé pour vaporiser l'échantillon, suivi de la séparation dans une colonne capillaire ou conventionnelle, et détection par un détecteur sensible.

1.5.3 Spectroscopie infrarouge (IR)

La spectroscopie infrarouge (IR), notamment la technique FTIR (Fourier Transformed InfraRed), est utilisée pour analyser les fonctions chimiques et la structure moléculaire des extraits de plantes, y compris les huiles essentielles. Voici les détails importants :

- **Principe de fonctionnement** : Mesure l'absorption de rayonnement infrarouge par les liaisons moléculaires, révélant les groupes fonctionnels présents dans les extraits.
- **Applications** : Identification des composés organiques, détermination de la structure chimique des huiles essentielles et évaluation de leur pureté.
- **Interprétation des résultats** : Les bandes d'absorption spécifiques indiquent les types de liaisons chimiques présentes dans les échantillons analysés.

1.5.4 Spectrophotométrie UV-Visible

La spectrophotométrie UV-Visible est une méthode d'analyse utilisée pour étudier l'absorption de la lumière par les chromophores présents dans les extraits de plantes, y compris les huiles essentielles. Voici les points essentiels :

- **Principe de fonctionnement** : Mesure l'absorption de la lumière UV-Visible par les chromophores, permettant l'identification et la quantification des composés colorés.

- **Applications** : Détermination de la concentration des constituants actifs dans les huiles essentielles, identification des chromophores responsables des propriétés biologiques.
- **Technique** : Utilisation d'un spectrophotomètre pour obtenir des spectres d'absorption, avec des pics caractéristiques à des longueurs d'onde spécifiques.

1.6 Méthodes d'analyse chimiques

1.6.1 Tests phytochimiques

Les tests phytochimiques sont des méthodes cruciales pour identifier et caractériser les composés chimiques présents dans les plantes médicinales. Ces méthodes incluent des réactions chimiques spécifiques conçues pour détecter des classes particulières de composés tels que les alcaloïdes, les flavonoïdes, les tanins, les saponines, entre autres. Chaque classe de composé peut être évaluée pour comprendre la composition chimique des extraits et déterminer leurs potentiels effets pharmacologiques.

1.6.2 Activité antioxydante

L'activité antioxydante des extraits de plantes est mesurée par leur capacité à neutraliser les radicaux libres, qui sont des espèces réactives produites lors de processus d'oxydation dans le corps humain. Plusieurs tests sont utilisés pour évaluer cette capacité, notamment :

- **Test du DPPH (2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl)** : Ce test évalue la capacité d'un échantillon à réduire le radical DPPH, indiquant ainsi son pouvoir antioxydant.
- **Test ABTS+T** : L'ABTS (2,2'-azinobis-(3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic acid)) est un radical stable utilisé pour mesurer l'activité antioxydante des extraits.

Ces tests permettent de quantifier la capacité des extraits à protéger les cellules contre les dommages oxydatifs, offrant ainsi des indications sur leur potentiel bénéfique pour la santé.

1.6.3 Activité anti-inflammatoire

Les extraits de plantes médicinales sont souvent étudiés pour leur capacité à moduler les processus inflammatoires dans l'organisme. L'inflammation est une réponse complexe du système immunitaire à divers stimuli, et les extraits peuvent influencer ces réponses de différentes manières. Les mécanismes d'action anti-inflammatoire incluent la modulation des cytokines pro-inflammatoires, la réduction de la production de radicaux libres et l'inhibition des enzymes inflammatoires.

1.6.4 Activité antimicrobienne

L'activité antimicrobienne des extraits de plantes est évaluée pour leur efficacité contre une variété de micro-organismes pathogènes tels que les bactéries, les champignons, les levures et les virus. Cette propriété est particulièrement importante à l'heure actuelle, avec la montée des résistances aux antibiotiques. Les extraits peuvent agir en perturbant la membrane cellulaire des micro-organismes, en inhibant leur croissance ou en bloquant leurs processus métaboliques spécifiques.

Chaque activité pharmacologique des extraits de plantes médicinales offre un potentiel thérapeutique unique, soutenu par des analyses précises et des méthodes d'essai rigoureuses. Ces recherches sont essentielles pour développer de nouvelles thérapies alternatives et complémentaires dans le domaine médical moderne.

1.7 Les Plantes Médicinales du Genre *Juniperus*

1.7.1 Généralités sur le Genévrier (*Juniperus*)

Le genévrier (*Juniperus*) est une espèce de Cupressacées proche du *Cupressus*. Ce genre regroupe environ 60 espèces réparties dans l'hémisphère Nord. Il est subdivisé en trois sous-genres :

- **Caryocedrus** : Une espèce (*J. drupacea*).
- **Oxycedrus** : Neuf ou dix espèces.
- **Sabina** : Environ 50 espèces.

Le genévrier est un arbre ou un arbuste de 5 à 10 mètres de haut, avec des feuilles caduques, étroites et épineuses, et des fruits globuleux et charnus appelés baies. Il pousse à l'état sauvage dans des régions arides et pierreuses, principalement en Asie, en Amérique du Nord, en Europe et dans la région méditerranéenne.

Les feuilles et les fruits de plusieurs espèces de *Juniperus* sont utilisés pour leurs huiles essentielles aux propriétés antiseptiques dans les préparations pharmaceutiques.

1.7.2 Classification du Genre *Juniperus*

Le genre *Juniperus* est divisé en trois sous-sections morphologiques :

- **Section Caryocedrus** : Comprend l'espèce *J. drupacea*, dioïque, évoluant en Grèce et au Proche-Orient.
- **Section Oxycedrus (ou Section Juniperus)** : Comprend onze espèces dioïques, subdivisées en deux groupes : le groupe *J. communis* (nord et extrême orient) et le groupe *J. oxycedrus* (région méditerranéenne).
- **Section Sabina** : Comprend 55 espèces, principalement dioïques, avec des sous-sections à feuilles dentelées et à feuilles lisses.

1.7.3 Caractéristiques Botaniques du Genévrier

Le genre *Juniperus* se compose d'espèces avec des aiguilles piquantes rigides et des variétés au feuillage en écailles souples. Les genévriers produisent des baies vertes appelées "galbules", qui mûrissent en bleu, brun ou noir. L'écorce est de couleur gris brunâtre et filandreuse.

1.7.4 Systématique du Genre *Juniperus*

La systématique des genévriers est définie comme suit :

- **Règne** : Plantae
- **Sous-règne** : Tracheobionta
- **Division** : Coniferophytes (=Pinophyta)
- **Embranchement** : Spermaphytes
- **Sous-embranchement** : Gymnospermes

- **Classe** : Coniferopsides (=Pinopsida)
- **Tribu** : Juniperées
- **Ordre** : Pinales
- **Famille** : Cupressacées
- **Genre** : *Juniperus*

1.7.5 Distribution Écologique

Les genévriers dans la région méditerranéenne sont répartis en plusieurs groupes :

1. Genévriers thermophiles : *J. phoenicea*, *J. turbinata*, *J. microcarpa*, *J. navicularis*.
2. Genévriers associés à des structures forestières : *J. oxycedrus*.
3. Autres espèces réparties dans les régions froides, tempérées et chaudes de l'hémisphère Nord.

1.7.6 Les Espèces du Genre *Juniperus* en Algérie

En Algérie, le genre *Juniperus* compte cinq espèces :

1. *Juniperus oxycedrus* L.
2. *Juniperus communis* L. (subdivision *Oxycedrus*)
3. *Juniperus sabina* L.
4. *Juniperus phoenicea* L.
5. *Juniperus thurifera* (subdivision *Sabina*)

1.7.7 Description de *Juniperus sabina* L.

1.7.7.1 Dénomination et Synonymes

La dénomination correcte de *Juniperus sabina* L. est "Genévrier sabine". Certains synonymes utilisés pour désigner cette espèce sont :

- *Juniperus foetida*.
- *Juniperus subinermis* .
- *Sabina sabina*
- *Sabina subinermis*

1.7.7.2 Description Botanique

Le genévrier sabine est un petit arbuste des régions montagneuses d'Eurasie, avec une silhouette étalée, prostrée ou parfois dressée, atteignant entre 30 cm et 6 m de hauteur. Ses jeunes rameaux sont de couleur brun cannelle, devenant gris-brun avec l'âge. Les branches sont densément disposées, minces et dirigées vers le haut. Les feuilles varient selon l'âge de la plante, jeunes avec une forme d'aiguille et âgées en forme d'écailles de 2,5 mm de long, dégageant une odeur agréable lorsqu'elles sont froissées.

Les fleurs mâles sont de couleur jaune pâle, ovales, dressées, avec 10 à 15 étamines dans 4 à 5 sacs polliniques. Le pollen a un diamètre de 20 μm et est libéré en mars. Les fleurs femelles, ou cônes à graines, sont bleu verdâtre la première année et deviennent bleu violacé ou noir à maturité, en deuxième année. Elles mesurent environ 5,8 x 5,9 mm et se développent en juillet, avec la formation de l'ovule en octobre et la fructification en octobre de l'année suivante. Les graines sont ovoïdes, fasciées et striées, pointues au sommet, avec généralement de 1 à 3 graines par cône.

Le genévrier sabine est bien adapté aux sols rocaillieux, calcaires et sablonneux des pentes ensoleillées, à des altitudes de 1400 à 2750 mètres dans les régions montagneuses.



FIGURE 1.2: illustration butanique de l'espèce *juniperus sabina L*

1.7.8 Répartition géographique

Cet arbuste rampant est caractéristique des régions montagneuses élevées d'Eurasie (Quézel et Gast, 2011). On le rencontre principalement dans le centre et le sud de l'Europe ainsi que dans le nord et le centre de l'Asie (Gaston et Douin, 1993)



FIGURE 1.3: localisation sur photo Google Earth des 3 stations *Juniperus sabina* au niveau de Djurdjura

Il est extrêmement rare en Afrique du Nord, ne se trouvant que dans une localité très limitée (Quézel et Barbéro, 1989), spécifiquement sur les lapiaz très humides du Djurdjura, où moins d'une centaine d'individus ont été recensés. Malgré sa rareté, il mérite d'être mentionné pour sa valeur historique et géographique (Quézel et Gast, 2011). (Toumi A. 2011) a décrit trois sites où l'on trouve *J. sabina* : Aswel, Issig-Issig et AzrouOugougam (Mediouni et al., 1994 ; Toumi, 2011)

1.8 *Juniperus phoenicea* L : Dénomination, Description et Utilisation

1.8.1 Dénomination et Synonymes

Le *Juniperus phoenicea* est également connu sous les dénominations suivantes :

- Genévrier de Phénicie
- Genévrier rouge
- Genévrier à feuilles de cyprès

Les synonymes incluent :

- *Juniperus turbinata*
- *Juniperus oxycedrus* subsp. *turbinata*
- *Juniperus oblonga*
- *Juniperus hyrcana*
- *Juniperus macrocarpa*

1.8.2 Description Botanique

Le *Juniperus phoenicea*, membre de la famille des Cupressaceae, est un arbuste indigène de la région méditerranéenne. Il présente une grande variabilité morphologique, biochimique et moléculaire, avec trois sous-espèces identifiées : *J. phoenicea* subsp. *phoenicea*, *J. phoenicea* subsp. *eu-mediterranea*, et *J. phoenicea* var. *turbina*.

Cet arbuste est largement utilisé dans la médecine traditionnelle pour ses propriétés médicinales. Par exemple, il est utilisé sous forme de vapeur pour traiter la bronchite et soulager l'arthrite. Son huile est connue pour ses propriétés antimicrobiennes. Les feuilles sont employées pour traiter diverses affections telles que les diarrhées, les rhumatismes et le diabète.

1.8.3 Repartition Géographique

Le *Juniperus phoenicea* est répandu dans diverses régions du monde, principalement à l'ouest des pays méditerranéens et dans l'ouest de l'Asie. En Afrique du Nord, il est présent en Algérie, au Maroc, en Tunisie et en Égypte.

1.8.4 Taxonomie

1.8.5 Utilisation des Espèces *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*

Les utilisations traditionnelles varient :

- *Juniperus sabina* L :
 - Utilisé en phytothérapie pour ses propriétés diurétiques et anti-inflammatoires.

TABLE 1.2: Taxonomie comparée entre *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*

Catégorie	Classement	<i>Juniperus sabina</i> L	<i>Juniperus phoenicea</i> L
Règne	Plantae	Règne	Plantae
Sous-règne	Trachiobionta	Sous-règne	Trachiobionta
Division	Pinophyta	Division	Pinophyta
Classe	Pinopsida	Classe	Pinopsida
Ordre	Pinales	Ordre	Pinales
Famille	Curpressaceae	Famille	Curpressaceae
Genre	Juniperus	Genre	Juniperus
Espèce	Juniperus sabina L	Espèce	Juniperus phoenicea L
Sous-espèce	sabina L. (lycea)	Sous-espèce	Phoenicea L. (lycea)

- Employé pour traiter les troubles digestifs, les calculs rénaux et les problèmes urinaires.
- Utilisé pour soulager les douleurs menstruelles et traiter les affections de la peau.
- *Juniperus phoenicea* L :
 - Propriétés anti-inflammatoires : utilisé pour traiter les troubles articulaires et musculaires.
 - Effets diurétiques : traditionnellement employé pour les problèmes urinaires et l'élimination des toxines.
 - Propriétés antioxydantes : extraits présentant des activités antioxydantes pour une efficacité thérapeutique.
 - Utilisation en cosmétologie pour ses propriétés cicatrisantes et hydratantes cutanées.

FIGURE 1.4: illustration butanique de l'espèce *Juniperus phoenicea*L

Chapitre 2

Matériels & Méthodes

Ce chapitre détaille les méthodes et techniques utilisées pour extraire, analyser et évaluer les extraits de deux plantes médicinales locales, *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*, dans le but d'évaluer leur potentiel d'application thérapeutique.

2.1 Récolte de la matière végétale

La matière végétale nécessaire à cette étude a été collectée à différentes périodes et dans des localités spécifiques, comme décrit ci-dessous :

- **Région d'El Mokrani :**
 - **27 Décembre 2023 :**
 - Les feuilles de *Juniperus sabina*
 - Les baies de *Juniperus sabina*
 - **20 Mars 2024 :**
 - Les feuilles de *Juniperus phoenicea*
 - Les baies de *Juniperus phoenicea*

Les échantillons ont été collectés à ces dates précises pour garantir la qualité et la cohérence des analyses physico-chimiques, phytochimiques et des activités biologiques effectuées par la suite.

2.2 Conservation des plantes

Après le processus de séchage décrit précédemment, les feuilles et les racines des plantes sont soigneusement placées dans des sacs propres et hermétiquement fermés. Ces sacs sont ensuite stockés à l'abri de la lumière dans un environnement approprié, garantissant ainsi la préservation de la qualité des échantillons.

Cette méthode de conservation est essentielle pour maintenir l'intégrité des composés bioactifs présents dans les feuilles et les racines des plantes jusqu'à ce qu'ils soient prêts à être utilisés pour les procédures d'extraction ultérieures, telles que l'extraction d'huiles essentielles ou d'autres composés phytochimiques.

2.3 Traitement et récolte des échantillons

Après la récolte, les feuilles et les baies des plantes *Juniperus sabina* L. et *Juniperus phoenicea* L. ont été soumises aux étapes suivantes :

- **Nettoyage** : Les feuilles et les baies ont été soigneusement nettoyées à l'eau pour éliminer la poussière et d'autres impuretés.
- **Séchage** : Les parties des plantes ont ensuite été séchées à l'ombre et à l'abri de la lumière, dans un laboratoire, à une température ambiante de 20°C pendant plusieurs jours. Ce processus de séchage permet de préserver les propriétés des feuilles et des baies pour des utilisations ultérieures, telles que des analyses chimiques ou des préparations médicinales.

Ce traitement assure que les échantillons sont préparés de manière standardisée, garantissant la fiabilité des résultats obtenus lors des analyses ultérieures.

2.4 Broyage des Plantes

Après avoir été séchées selon les procédures décrites précédemment, les plantes récoltées ont été broyées dans un broyeur électrique au laboratoire de génie des procédés de l'Université de Bouira. Ce broyage est une étape cruciale pour préparer les échantillons en vue d'analyses ultérieures.

La plante	Les feuilles fraîches	Les feuilles sèches	Les fruits frais	Les fruits secs
Juniperus Sabina.L				
Juniperus Phénicie .L				

Le broyage permet d'obtenir une poudre fine des feuilles et des baies, facilitant ainsi l'extraction des composés bioactifs et leur utilisation dans diverses applications, telles que les analyses phytochimiques et les formulations médicinales.



FIGURE 2.1: Feuilles et baies de juniperus sèches après broyage

2.5 Extraction des huiles essentielles

Les huiles essentielles de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea* ont été extraites selon la méthode décrite cidessous avec des adaptations spécifiques à chaque espèce. Cette

étape visait à isoler les composés volatils et actifs des parties aériennes des plantes, principalement les feuilles et les fruits.

2.5.1 Extraction des huiles essentielles par hydro-distillation (Clevenger)

L'extraction des huiles essentielles par hydro-distillation est une méthode largement préférée car elle permet d'obtenir les huiles essentielles sous leur forme la plus pure.

Pour chaque plante (*Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea*), le mode opératoire est le suivant :

- 100 g de matière végétale sont mélangés à 300 ml d'eau dans un ballon d'un litre contenant quelques grains de pierre ponce.
- Le mélange est chauffé à reflux à l'aide d'un manteau chauffant, permettant aux essences d'être entraînées par la vapeur d'eau.
- Les essences sont condensées et séparées à l'aide du dispositif de Dean-Stark.
- Le chauffage à reflux se poursuit jusqu'à ce que le distillat devienne parfaitement limpide.

2.5.2 Conservation des huiles essentielles

Les huiles essentielles extraites sont collectées dans des bouteilles sombres ou des flacons en aluminium ou en verre teinté (brun, vert ou bleu) afin de les protéger de la lumière. Idéalement, elles sont conservées dans un réfrigérateur à 4°C pour les préserver de la chaleur.

Cette méthode de conservation garantit la stabilité et la longévité des huiles essentielles jusqu'à leur utilisation ultérieure dans diverses applications.

2.6 Analyses physico-chimiques des huiles essentielles

2.6.1 Rendement en huile essentielle (RHE)

Selon la norme AFNOR (2000), le rendement en huile essentielle (RHE) des feuilles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* est calculé comme suit :

$$RHE = \left(\frac{M'}{M} \right) \times 10$$

Où :

- *RHE* : Rendement en huile essentielle des feuilles de *Juniperus* utilisées (%)
- *M'* : Masse de l'huile essentielle obtenue (g)
- *M* : Masse des feuilles de *Juniperus* utilisées (g)

2.6.2 Taux d'humidité (TH%)

Le taux d'humidité des feuilles fraîches de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* est calculé comme suit :

$$TH\% = 100 - \left(\frac{100 \times Ps}{Pf} \right)$$

Où :

- *TH%* : Taux d'humidité (%)
- *Ps* : Poids sec des feuilles (g)
- *Pf* : Poids frais des feuilles (g)

2.6.3 Perte à la dessiccation

La perte à la dessiccation des échantillons de feuilles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* est déterminée comme suit :

$$\text{Perte à la dessiccation} = \left(\frac{P_{init} - P_{final}}{P_{init}} \right) \times 100$$

Où P_{init} est la masse initiale de l'échantillon et P_{final} est sa masse après dessiccation.

2.6.4 Dosage des cendres totales

Le pourcentage de cendres totales (CT) dans les échantillons de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* est calculé comme suit :

$$CT(\%) = \left(\frac{P3 - P1}{P2 - P1} \right) \times 100$$

Où :

- $P1$: Poids du creuset vide (g)
- $P2$: Poids du creuset + poids de l'échantillon avant calcination (g)
- $P3$: Poids du creuset + poids de l'échantillon après calcination (g)

2.6.5 Indice de réfraction

L'indice de réfraction des huiles essentielles est mesuré à l'aide d'un réfractomètre.

2.6.6 Densité relative

La densité relative des huiles essentielles est mesurée à 20 C à l'aide d'un densimètre.

2.6.7 Mesure du pH

Le pH des huiles essentielles est mesuré à l'aide d'un pH-mètre.

2.6.8 Analyses chimiques

2.6.8.1 Indice d'Acide

L'indice d'acide (IA) est mesuré pour évaluer la quantité d'acides libres dans les huiles essentielles.

$$IA = 56,11 \times V \times C$$

Où :

- V : Volume en millilitres de KOH utilisé (ml)
- C : Concentration de KOH (0,1 mol/l)

2.6.8.2 Indice d'ester

L'indice d'ester (IE) est mesuré pour évaluer la quantité d'esters dans les huiles essentielles.

$$IE = (28,05 \times V0 - V1) - IA$$

Où :

- $V0$: Volume en millilitres de la solution d'acide chlorhydrique utilisée pour l'essai à blanc (ml)
- $V1$: Volume en millilitres de la solution d'acide chlorhydrique utilisée pour l'échantillon (ml)
- IA : Indice d'acide mesuré

2.6.8.3 Indice de saponification

L'indice de saponification (IS) est mesuré pour évaluer la quantité de matière grasse dans les huiles essentielles.

La formule de calcul de l'indice de saponification est donnée par :

$$IS(\text{mg de KOH/g}) = \left(\frac{(Vb - V) \times N \times 56,1}{M} \right)$$

Où :

- Vb : Volume de HCl 0,5N nécessaire pour titrer le blanc (ml)
- V : Volume de HCl 0,5N nécessaire pour titrer l'échantillon (ml)
- N : Normalité de la solution de HCl (mol/L)

- M : Masse de l'échantillon (g)

2.7 Étude Phyto-chimique des Plantes Médicinales

2.7.1 Préparation de la Solution A : Infusion

Pour extraire les composés solubles des plantes, nous avons ajouté 10 grammes de poudre végétale à 100 ml d'eau distillée bouillante dans un erlenmeyer. Ensuite, nous avons fermé avec un couvercle en verre et laissé infuser pendant 15 minutes. Après cela, nous avons filtré la solution à travers du papier filtre et rincé le résidu avec un peu d'eau distillée chaude pour obtenir 100 ml de liquide filtré.

2.7.1.1 Détection des Tanins

Pour détecter les tanins dans l'infusion, nous avons suivi les étapes suivantes :

1. Pour détecter les tanins catéchiques :

- Nous avons ajouté 1 ml d'acide chlorhydrique concentré à 5 ml de l'infusion et fait bouillir pendant 15 minutes.
- La présence de tanins catéchiques a été confirmée par la formation d'un précipité rouge soluble dans l'alcool isoamylique.

2. Pour détecter les tanins galliques :

- Nous avons ajouté 15 ml du réactif de Stiasny à 30 ml de l'infusion et chauffé sur un bain-marie à 90°C pendant 15 à 30 minutes.
- Après filtration, nous avons ajouté 0,2 g de $Pb(CH_3COO)_2$ et 1 ml de $FeCl_3$ à 1% à 2 ml du filtrat.
- Nous avons observé une teinte bleu noirâtre, indiquant la présence de tanins galliques.

2.7.1.2 Détection des Flavonoïdes

Pour la détection des flavonoïdes dans l'infusion, voici les procédures suivies :

1. Flavonoïdes (anthocyanes) :

- Nous avons ajouté 5 ml d'acide sulfurique concentré à 5 ml de l'infusion, puis ajouté 5 ml de NH_4OH .
- Nous avons observé une coloration violette en milieu basique, indiquant la présence d'anthocyanes.

2. Réaction cyanhydrique :

- Dans un tube à essai, nous avons mélangé 5 ml d'infusion, 5 ml d'alcool chlorhydrique, quelques copeaux de zinc et 1 ml d'alcool isoamylique.
- Après chauffage au bain-marie, nous avons observé les colorations caractéristiques pour différents flavonoïdes.

2.7.2 Préparation de la Solution B : Décoction

Pour extraire les composés actifs des parties dures des plantes, nous avons immergé les parties de la plante dans de l'eau froide, fait bouillir pendant 5 à 45 minutes, puis filtré.

2.7.2.1 Détection des Saponines

Pour détecter les saponines dans le décocté, nous avons suivi cette méthode :

1. Nous avons placé 10 ml du décocté dans un tube à essai, agité vigoureusement et laissé reposer.
2. Nous avons observé la formation de mousse, indiquant la présence de saponines.

2.7.2.2 Détection des Éléments Réducteurs

Pour détecter les composés réducteurs dans le décocté, nous avons procédé comme suit :

1. Nous avons évaporé 5 ml du décocté à sec au bain-marie dans une capsule.
2. Ensuite, nous avons ajouté 1 ml de réactif de Fehling au résidu et observé la formation d'un précipité rouge brique.

2.7.2.3 Détection des Mucilages

Pour détecter les mucilages dans le décocté, nous avons utilisé la méthode suivante :

1. Nous avons introduit 1 ml du décocté dans un tube à essai et ajouté 5 ml d'alcool absolu.
2. Nous avons observé la formation de flocons, indiquant la présence de mucilages.

2.7.2.4 Détection des Alcaloïdes

Pour détecter les alcaloïdes dans la plante, nous avons suivi ce protocole :

1. Nous avons introduit 10 g de matière végétale pulvérisée dans un erlenmeyer avec 50 ml d'acide sulfurique à 10%.
2. Nous avons laissé macérer pendant 24 h à température ambiante, puis filtré sur papier.
3. Ensuite, nous avons ajouté quelques gouttes de réactif de Wagner dans un tube et observé un précipité rouge orange, indiquant la présence d'alcaloïdes.
4. Nous avons répété la même procédure avec le réactif de Mayer pour une confirmation supplémentaire.

2.7.2.5 Détection des Glucosides

Pour détecter les glucosides dans la poudre végétale, nous avons utilisé cette méthode :

1. Nous avons déposé deux gouttes d'acide sulfurique concentré sur la poudre végétale.
2. Nous avons observé une coloration en rouge brique et en violet, indiquant la présence de glucosides.

2.7.2.6 Détection de l'Amidon

Pour détecter l'amidon dans la poudre végétale, nous avons utilisé cette méthode :

1. Nous avons imbibé 2 g de poudre avec de l'iode et observé une coloration bleu-violette, indiquant la présence d'amidon.

2.7.2.7 Détection des Coumarines

Pour détecter les coumarines dans la poudre végétale, nous avons utilisé cette méthode :

1. Nous avons mis à reflux 2 g de poudre végétale dans 20 ml d'éthanol pendant 15 minutes, puis filtré.
2. Ensuite, nous avons ajouté 10 gouttes d'hydroxyde de potassium à 10% au filtrat et observé la formation d'un trouble, indiquant la présence de coumarines.

2.8 Préparation des différents extraits des deux plantes

2.8.1 Macération Alcoolique

- Mélanger 20 grammes de poudre végétale avec 200 millilitres d'éthanol.
- Laisser macérer pendant 24 heures.
- Filtrer à travers un papier filtre de type Wattman.
- Stocker le filtrat dans un flacon stérile jusqu'à utilisation.

2.8.2 Macération Hydro-alcoolique

1. Prendre 100 g de poudre végétale et mélanger avec un mélange d'éthanol/eau (80 :20).
2. Laisser macérer pendant trois jours en renouvelant le solvant toutes les 24 heures (350 ml chaque fois).
3. Filtrer une fois à travers un tissu propre, puis trois fois à travers du coton hydrophile.
4. Filtrer sous vide pour récupérer la solution hydro-alcoolique.

2.9 Dosage des Flavonoïdes

Pour quantifier les flavonoïdes dans les extraits, nous avons utilisé la méthode au trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) :

1. Dans des tubes à essai, mélanger 1000 μl d'extrait dilué avec 1000 μl de solution d' AlCl_3 (2%).
2. Incuber pendant 10 minutes à température ambiante, à l'abri de la lumière.
3. Mesurer l'absorbance à 430 nm.
4. Préparer un témoin de la même manière en remplaçant l'extrait par 1000 μl d'éthanol.

Expression des Résultats

Les flavonoïdes ont été quantifiés en utilisant une courbe d'étalonnage établie avec de la Quercitaine à différentes concentrations (0,001-0,01 mg/ml). Les résultats sont rapportés en milligrammes d'équivalent de Quercitaine par gramme de matière sèche (mg EQ/g).

2.10 Dosage des Polyphénols Totaux

Pour le dosage des polyphénols totaux, nous avons suivi ce protocole :

1. Ajouter 1 ml de solution de Folin-Ciocalteu pour chaque 200 μl d'extrait.
2. Ajouter 0.8 ml de solution de carbonate de sodium.
3. Incuber pendant 30 minutes à température ambiante et à l'abri de la lumière.
4. Mesurer l'absorbance à 765 nm par rapport à un blanc d'extrait.

Courbe d'Étalonnage Nous avons également réalisé une courbe d'étalonnage avec de l'acide gallique comme standard (concentrations de 0,01 mg/ml à 0,08 mg/ml).

Expression des Résultats Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG/g ES), calculés selon la formule :

$$Tp = \frac{C0 \times V0 \times F}{M_{ext}}$$

Où :

- Tp : la teneur en polyphénols en mg EAG/g d'extrait brut.
- M_{ext} : la masse d'extrait solubilisé pour préparer la solution mère en mg.

- C_0 : la concentration de l'extrait obtenue à partir de la courbe d'étalonnage en microgrammes EAG/ml.
- V_0 : le volume final de la solution (volume des réactifs + volume de la solution fille) en ml.
- F : le facteur de dilution $\left(\frac{V_m}{V_f}\right)$, où V_m est le volume de la solution mère en ml et V_f est le volume de la solution fille prélevé en ml.

2.11 Étude des activités biologiques des extraits

Les extraits obtenus ont été évalués pour leurs activités biologiques potentielles, notamment l'activité antioxydante, anti-inflammatoire et antimicrobienne. Ces tests ont été réalisés en utilisant des méthodes standardisées, les tests d'inhibition des cytokines pour l'activité anti-inflammatoire, et les tests de diffusion en gélose pour l'activité antimicrobienne.

2.11.1 Activité Antioxydante : Test de Piégeage du Radical DPPH

L'évaluation de l'activité antioxydante peut être réalisée en utilisant le test de piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle). Ce test mesure la capacité d'une substance à neutraliser les radicaux libres en les convertissant en une forme stable. Le radical DPPH, de couleur violacée, absorbe à une longueur d'onde de 517 nm. Lorsqu'il réagit avec des antioxydants, sa couleur violette change en jaune. Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH est calculé selon l'équation :

$$I\% = \left(\frac{Ab - Ae}{Ab}\right) \times 100$$

Où :

- $I\%$: pourcentage d'inhibition du radical DPPH.
- Ab : absorbance du contrôle négatif (solution de DPPH sans extrait).
- Ae : absorbance en présence d'extrait.

2.11.1.1 Protocole

1. Préparation de la Solution de DPPH :

- Dissoudre 4 mg de poudre de DPPH dans 100 ml d'éthanol.
- Agiter vigoureusement pour assurer une dissolution complète avant utilisation.

2. Préparation des Dilutions des Extraits :

- À partir de la solution mère (16 mg/ml), préparer les dilutions suivantes : 1.8 mg/ml, 1.4 mg/ml, 1 mg/ml, 0.6 mg/ml, 0.2 mg/ml.

3. Protocole du Test DPPH :

- Prendre 200 μ L de chaque extrait.
- Ajouter 800 μ L de la solution éthanolique de DPPH à chaque échantillon.
- Mélanger doucement et laisser reposer dans l'obscurité pendant 30 minutes à une longueur d'onde de 517 nm.
- Utiliser un spectrophotomètre UV-visible pour mesurer les absorbances des différentes solutions.
- Répéter pour chaque échantillon des extraits provenant des différentes régions.
- Utiliser une solution éthanolique de DPPH comme contrôle négatif (blanc) et de l'acide ascorbique comme contrôle positif.

2.11.2 Détermination de l'IC50

Pour déterminer l'IC50, tracer une courbe de pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration de l'échantillon. L'IC50 représente la concentration d'échantillon nécessaire pour inhiber 50% du radical DPPH.

2.12 Activité Anti-inflammatoire in vitro : Test de la Dénaturation Thermique des Protéines

Ce test évalue la capacité d'un extrait à inhiber la dénaturation thermique des protéines, un processus lié à l'inflammation.

2.12.1 Protocole

1. Préparation des Solutions :

la figure suit le test de l'innocuité par hémolyse



FIGURE 2.2: les étapes de test de lhémolyse

- Mélanger 0,05 ml de différentes concentrations d'extrait éthanolique ou de diclofénac avec 0,45 ml de SAB (0,5% p/v).
- Incuber à 37°C pendant 20 minutes, puis augmenter la température à 57°C pendant 3 minutes et laisser refroidir.
- Ajouter 2,5 ml de tampon phosphate aux solutions.

2. Mesure de l'Absorbance :

- Utiliser un spectrophotomètre UV-Visible (SHIMADZU) réglé à 255 nm.
- Lire l'absorbance et calculer l'inhibition de la dénaturation des protéines en pourcentage par rapport au contrôle selon la formule :

$$\text{Inhibition (\%)} = \left(\frac{\text{Abs de contrôle} - \text{Abs de l'extrait}}{\text{Abs de contrôle}} \right) \times 100$$

3. Calcul de CI50 :

- La concentration (CI50) pour 50% d'inhibition est déterminée par la courbe dose-réponse.

2.12.2 Test d'Innocuité "Hémolyse"

Ce test évalue l'effet de l'extrait ou de l'acide gallique sur l'hémolyse des globules rouges, une mesure de l'innocuité.

2.12.2.1 Protocole

1. Préparation de la Suspension des Globules Rouges (GR) :
 - Préparer 0,4 ml d'extrait aqueux ou d'acide gallique dans du PBS salin à pH 7,4.
 - Ajouter 0,4 ml de suspension de globules rouges (GR) à 10%.
 - Incuber pendant 10 minutes à température ambiante ou pendant 30 minutes à 37°C.
2. Mesure de l'Hémolyse :
 - Utiliser de l'eau distillée comme référence (témoin positif induisant 100% d'hémolyse) et un tube de PBS salin comme témoin négatif.
 - Centrifuger le mélange à 2000 tours par minute.
 - Lire l'absorbance du surnageant à 540 nm.
 - Calculer le pourcentage d'hémolyse selon la formule :

$$\text{Pourcentage d'hémolyse (\%)} = \left(\frac{D_{oE} - D_{oC-}}{D_{oC+}} \right) \times 100$$

Où :

- D_{oE} : Densité optique de l'échantillon.
- D_{oC-} : Densité optique du contrôle négatif.
- D_{oC+} : Densité optique du contrôle positif.

2.13 L'activité antibactérienne

2.13.1 Evaluation de l'activité antibactérienne

2.13.1.1 Les bactéries étudiées

Klebsiella pneumoniae *Klebsiella pneumoniae* est couramment impliquée dans des infections sévères telles que les infections urinaires, les pneumonies et les bactériémies

[28]. Elle constitue une cause majeure des infections nosocomiales, notamment dans les unités de soins intensifs [29, 30]. Les bactéries de *Klebsiella pneumoniae* sont des bacilles à Gram négatif, non mobiles, souvent encapsulées, non sporulées et capables de vivre en conditions anaérobies facultatives [31].



FIGURE 2.3: *Klebsiella pneumoniae*

Pseudomonas aeruginosa Les espèces de *Pseudomonas aeruginosa* sont des bacilles à Gram négatif, mesurant de 1,5 à 3 μm de longueur et de 0,5 à 0,8 μm de largeur. Elles sont mobiles grâce à une ciliature de type polaire monotriche [32]. *Pseudomonas aeruginosa* ne forme ni spores ni sphéropastes. Cette espèce est responsable de 10% de toutes les infections nosocomiales, se classant en troisième position après *E. coli* et *S. aureus* [32].



FIGURE 2.4: *Pseudomonas aeruginosa*

Escherichia coli *Escherichia coli* (*E. coli*) est un bacille à Gram négatif, mobile et aérobie, faisant partie de la famille des Entérobactéries [33]. *E. coli* est un germe commensal de la flore intestinale humaine, mais certaines souches pathogènes peuvent causer des gastroentérites, des infections urinaires, des méningites ou des septicémies [33].



FIGURE 2.5: Escherichia coli

Staphylococcus aureus Staphylococcus aureus est un coccus à Gram positif, non sporulé et ubiquitaire. Ces cocci sont immobiles, se trouvant isolés ou en amas [34]. S. aureus est présent dans divers milieux naturels et peut provoquer des intoxications alimentaires [35].



FIGURE 2.6: Staphylococcus aureus

2.14 Revivification des souches

2.14.1 Dans le milieu gélose nutritive pendant 24h

Nous avons préparé le milieu Mueller-Hinton (MH) en le faisant fondre dans un bain-marie à 95°C. Ensuite, nous avons versé 15 ml de chaque milieu dans des boîtes de Petri de 90 mm de diamètre. Les boîtes ont été placées sur une paille pour refroidir et solidifier, conformément à ce qui est illustré dans la figure ??.

2.14.2 Préparation de l'inoculum

Pour obtenir une suspension bactérienne, nous avons inoculé des tubes stériles contenant de l'eau physiologique à partir de cultures bactériennes pures et jeunes. Ensuite, nous avons agité les tubes pour assurer une dispersion uniforme des colonies bactériennes, comme montré dans la figure 2.7.

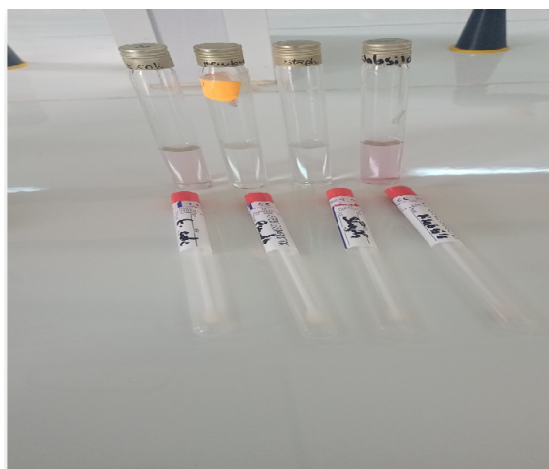


FIGURE 2.7: Préparation de l'inoculum

2.14.3 Dilution des extraits

Les extraits ont été dilués dans du DMSO selon les ratios suivants :

- SM(1) : 20 mg de l'extrait par 5 ml de DMSO.
- SM(2) : 1 ml de SM par 2,5 ml de DMSO.
- SM(3) : 0,5 ml de SM par 2,5 ml de DMSO.

2.14.4 Méthode de diffusion par disques

Cette méthode consiste àensemencer la surface d'un milieu contenant un antibiotique à une concentration spécifique. Un disque stérile de 0,6 cm de diamètre est prélevé à l'aide d'une pince stérile. Ce disque est ensuite imprégné avec la solution préparée en plaçant uniquement le bord du disque en contact avec la solution. La solution est progressivement absorbée par le disque jusqu'à ce qu'il soit entièrement imprégné.

Application de la méthode :

- Déposer délicatement le disque sur la surface de la gélose.
- Laisser diffuser sur la paillasse pendant 30 minutes.
- Incuber à 37°C pendant 24 heures pour les bactéries.



FIGURE 2.8: Ensemencement et fixation des disques sur la gélose

2.14.5 Lecture des résultats

Après incubation, les boîtes sont examinées. La croissance bactérienne est observée au centre de la boîte, avec des zones d'inhibition circulaires autour de chaque disque. La taille de la zone d'inhibition est mesurée par son diamètre en mm :

- Non sensible (-) ou résistante : diamètre < 9 mm
- Sensible (+) : diamètre compris entre 9 et 14 mm
- Très sensible (++) : diamètre compris entre 15 et 19 mm
- Extrêmement sensible (+++) : diamètre > 20 mm

2.15 Préparation de formulation galénique semi-solide

Les résultats obtenus dans les études précédentes ont servi de base pour formuler des recommandations et des applications potentielles des extraits de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea* dans divers domaines thérapeutiques et cosmétiques.

2.15.1 Préparation des pommades

2.15.1.1 Formulation 01

La première formulation de pommade a été élaborée avec les proportions suivantes :

- Extrait hydro-éthanolique : 5 g
- Eau purifiée : 11 g
- Glycérine pure : 9 g
- Cire d'abeille : 6 g
- Vaseline blanche : 69 g
- Vitamin E
- Conservateur

Procédure expérimentale : La cire d'abeille blanche a été fondue dans un bécher au bain-marie à une température contrôlée entre 30 °C et 70 °C. Ensuite, dans un mortier en porcelaine, 1 à 10 g de poudre d'extrait ont été tritués avec les excipients fondus et la vaseline blanche préchauffée entre 20 °C et 40 °C. Les autres excipients ont été ajoutés graduellement jusqu'à l'obtention d'un mélange homogène. Enfin, le mélange d'eau et de glycérine a été incorporé progressivement avec agitation légère jusqu'à homogénéisation complète. La pommade a été transférée dans des pots en verre.



FIGURE 2.9: Formulation de la 1^{ère} pommade

2.15.1.2 Formulation 02

La deuxième formulation de pommade a été réalisée avec les ingrédients suivants :

- Extrait hydro-éthanolique : 6 g
- Huile d'olive : 8 g

- Cire d'abeille : 5 g
- Eau purifiée : 9 g
- Vaseline blanche : 72 g
- Vitamin E
- Conservateur

Procédure expérimentale : La cire d'abeille blanche a été fondue dans l'huile d'olive au bain-marie à une température contrôlée entre 30 °C et 70 °C. Ensuite, dans un mortier en porcelaine, 1 à 10 g de poudre d'extrait ont été triturés avec les excipients fondus et la vaseline blanche préchauffée à une température ne dépassant pas 40 °C. Les autres excipients ont été ajoutés progressivement jusqu'à l'obtention d'un mélange homogène. Le mélange d'eau purifiée a été ajouté par étapes avec agitation légère jusqu'à ce que la pommade soit uniforme. La pommade a été ensuite conditionnée dans des pots en verre.



FIGURE 2.10: Formulation de la 2^{ème} pommade

Contrôle des formulations : Les pommades ont été évaluées pour leurs caractéristiques macroscopiques, leur homogénéité, leur pH, leur type d'émulsion, leur stabilité à long terme et leur tolérance cutanée par des tests sous patch occlusif.

2.16 Formulation du savon

2.16.1 Ingrédients

- 500 g d’huiles végétales (par exemple, 300 g d’huile de coco et 200 g d’huile d’olive)
- 70 g de soude caustique (hydroxyde de sodium)
- 160 ml d’eau distillée
- Huiles essentielles (optionnelles)

Procédure expérimentale :

1. Les huiles végétales sont pesées avec précision et mélangées dans un récipient en verre résistant à la chaleur.
2. La soude caustique est pesée avec précision dans un récipient séparé.
3. L’eau distillée est mesurée avec précision.
4. Les équipements de protection personnelle (gants, lunettes, masque) sont portés.
5. La soude caustique est versée lentement dans l’eau distillée tout en remuant continuellement jusqu’à dissolution complète. Le mélange est laissé refroidir.
6. La solution refroidie de soude caustique est ajoutée aux huiles végétales. Le mélange est vigoureusement mélangé à l’aide d’une spatule en bois ou en silicone.
7. Des huiles essentielles sont ajoutées pour parfumer le savon, si désiré, et mélangées uniformément.
8. Le mélange est versé dans des moules à savon et laissé durcir pendant au moins 24 heures.
9. Après durcissement, le savon est démoulé et laissé sécher dans un endroit frais et ventilé pendant plusieurs semaines avant son utilisation.

2.16.2 Caractérisation physico-chimique du savon préparé

Nous avons mesuré le pH du savon pour évaluer son niveau d’acidité ou de basicité. 0,5 g de savon ont été dissoute dans 150 ml d’eau distillée, agité pendant 2 minutes, puis mesuré le pH à l’aide d’un pH-mètre.



FIGURE 2.11: Formulation du savon solide à chaud

2.16.2.1 Détermination du pouvoir moussant

L'objectif de cette partie est d'évaluer la formation et la stabilité de la mousse produite par le savon. Une quantité spécifiée de savon a été placée dans un tube préalablement préparé. Ensuite, de l'eau distillée a été ajoutée au savon dans le tube. Le mélange a été agité vigoureusement pour induire la formation de mousse. La variation du volume de la mousse produite a été mesurée avec précision à l'aide d'un dispositif approprié.

Chapitre 3

Résultats et Discussion

3.1 Analyse physico-chimique des huiles essentielles des plantes étudiées

3.1.1 Rendements

Les huiles essentielles sont extraites des feuilles de *Juniperus Sabina* L. et de *Juniperus Phoenicea* L. Les rendements obtenus sont les suivants :

TABLE 3.1: Rendements des huiles essentielles des feuilles de *Juniperus Sabina* L. et *Juniperus Phoenicea* L.

Huiles essentielles	Rendement (%)
Feuilles de <i>J. Sabina</i> L.	0,23
Feuilles de <i>J. Phoenicea</i> L.	0,83

Le rendement en huile essentielle de *Juniperus Sabina* L. de 0,23% signifie que pour 100 grammes de matière végétale, on obtient 0,23 gramme d'huile essentielle. Un tel rendement est relativement faible, indiquant que *J. Sabina* L. n'est pas particulièrement riche en huile essentielle. Par conséquent, une grande quantité de matière végétale est nécessaire pour obtenir une quantité significative d'huile essentielle, ce qui peut impacter les coûts de production et la disponibilité de cette huile essentielle.

Pour *Juniperus Phoenicea* L., le rendement de 0,83% signifie que pour 100 grammes de matière végétale, on obtient 0,83 gramme d'huile essentielle. Ce rendement est plus élevé comparé à celui de *J. Sabina* L., indiquant que *J. Phoenicea* L. est relativement

plus riche en huile essentielle. Ainsi, une plus petite quantité de matière végétale est nécessaire pour obtenir une quantité donnée d'huile essentielle, ce qui peut réduire les coûts de production et améliorer l'efficacité.

A titre de comparaison, le rendement en huile essentielle de *Juniperus Phoenicea* L. est environ 3,6 fois plus élevé que celui de *Juniperus Sabina* L. (0,83% contre 0,23%). Cela signifie que *J. Phoenicea* L. est beaucoup plus productif en termes de quantité d'huile essentielle obtenue par unité de matière végétale. De ces résultats, *Juniperus Phoenicea* L. est donc plus avantageuse en termes de rendement pour la production d'huile essentielle comparée à *Juniperus Sabina* L.

3.1.2 Propriétés organoleptiques

Les propriétés organoleptiques des huiles essentielles de *Juniperus Sabina* L. (HES) et de *Juniperus Phoenicea* L. (HEPh) sont présentées ci-dessous :

TABLE 3.2: Propriétés organoleptiques des huiles essentielles de *Juniperus Sabina* L. (HES) et *Juniperus Phoenicea* L. (HEPh)

Propriétés organoleptiques	HES	HEPh
Odeur	Forte et résineuse	Boisée épicée
Couleur	Jaune clair	Jaune doré

Les huiles essentielles de *Juniperus Sabina* L. (HES) et de *Juniperus Phoenicea* L. (HEPh) présentent des propriétés organoleptiques distinctes :

Pour HES (*Juniperus Sabina* L.) :

- **Odeur** : Forte et résineuse.
- **Couleur** : Jaune clair.

Pour HEPh (*Juniperus Phoenicea* L.) :

- **Odeur** : Boisée et épicée.
- **Couleur** : Jaune doré.

Les différences dans les propriétés organoleptiques des deux huiles essentielles peuvent influencer leur utilisation dans divers domaines, tels que la parfumerie, l'aromathérapie et la formulation de produits cosmétiques. HES, avec son odeur forte et résineuse, peut être préférée dans des applications nécessitant une senteur persistante et robuste. En revanche, HEPH, avec son odeur boisée et épicée, peut être plus adaptée pour des formulations nécessitant une note olfactive complexe et raffinée.

3.1.3 Taux d'humidité

Le taux d'humidité des feuilles et des baies de *Juniperus Sabina* L. et de *Juniperus Phoenicea* L. est présenté ci-dessous :

Humidité (%)	Feuilles de J. Sabina	Baies de J. Sabina	Feuilles de J. Phoenicea	Baies de J. Phoenicea
	39	28,4	50,1	35,9

TABLE 3.3: Taux d'humidité des feuilles et des baies de *Juniperus Sabina* L. et *Juniperus Phoenicea* L.

- **Humidité des feuilles :** Les feuilles de *Juniperus Phoenicea* L. sont plus humides (50,1%) que celles de *Juniperus Sabina* L. (39%). Cela peut indiquer une différence dans la structure cellulaire et la capacité de rétention d'eau des deux espèces. Pour l'extraction d'huile essentielle, les feuilles plus humides peuvent nécessiter un séchage supplémentaire pour obtenir des résultats optimaux.

- **Humidité des baies :** Les baies de *Juniperus Sabina* L. ont une humidité plus faible (28,4%) que celles de *Juniperus Phoenicea* L. (35,9%). Les baies de *Juniperus Sabina* L. étant moins humides, elles sont probablement plus faciles à conserver et à manipuler avant l'extraction de l'huile essentielle.

Ainsi, les feuilles de *Juniperus Phoenicea* L. présentent un taux d'humidité plus élevé que celles de *Juniperus Sabina* L., tandis que les baies de *Juniperus Sabina* L. ont un taux d'humidité plus faible que celles de *Juniperus Phoenicea* L. Ces différences peuvent influencer les processus de conservation, de manipulation et d'extraction des huiles essentielles.

3.1.4 Perte à la dessiccation

La perte à la dessiccation des feuilles de *Juniperus Sabina* L. et de *Juniperus Phoenicea* L. est présentée ci-dessous :

Perte à la dessiccation (%)	Feuilles de J. Sabina	Feuilles de J. Phoenicea
	11,67	13,82

TABLE 3.4: Perte à la dessiccation des feuilles de *Juniperus Sabina* L. et *Juniperus Phoenicea* L.

Les feuilles de *Juniperus Phoenicea* L. montrent une perte de dessiccation plus élevée (13,82%) par rapport aux feuilles de *Juniperus Sabina* L. (11,67%). Cette différence peut être attribuée à une teneur en eau plus élevée dans les feuilles de *Juniperus Phoenicea* L. Une perte de dessiccation plus élevée signifie également que plus de composés volatils pourraient être perdus pendant le processus de séchage, ce qui pourrait influencer la qualité et la concentration des huiles essentielles extraites.

3.1.5 Teneur en cendres totaux

Le dosage des cendres totales des feuilles de *Juniperus Sabina* L. et de *Juniperus Phoenicea* L. est présenté ci-dessous :

Teneur en cendres (%)	Feuilles de J. Sabina	Feuilles de J. Phoenicea
	6	11

TABLE 3.5: Dosage des cendres totales des feuilles de *Juniperus Sabina* L. et *Juniperus Phoenicea* L.

La teneur en cendres presque deux fois plus élevée pour *Juniperus Phoenicea* L. (11%) par rapport à *Juniperus Sabina* L. (6%) suggère que *Juniperus Phoenicea* L. contient plus de minéraux et d'éléments inorganiques. Cette différence de teneur en cendres peut être due à des variations dans les environnements de croissance des deux plantes. *Juniperus Phoenicea* L. pourrait pousser dans des sols plus riches en minéraux ou avoir une capacité plus élevée à absorber les minéraux de son environnement par rapport à *Juniperus Sabina* L. Donc, *Juniperus Phoenicea* L., avec une teneur en cendres de 11%, possède une teneur minérale plus élevée que *Juniperus Sabina* L., qui a une teneur en cendres de 6%. Cette différence pourrait influencer leur utilisation dans l'agriculture, l'alimentation animale et diverses applications industrielles.

3.1.6 Rendements des extraits

Le rendement des extraits alcooliques et hydro-alcooliques des feuilles et des baies de *Juniperus Sabina* L. et de *Juniperus Phoenicea* L. est présenté ci-dessous :

	EFA (%)	EBA (%)	EFHA (%)	EBHA (%)
J. Sabina	27,6	30	8,53	10,02
J. Phoenicea	14,97	10,53	20,4	11,49

TABLE 3.6: Rendement des EA et EHA des feuilles et des baies de *Juniperus Sabina* L. et *Juniperus Phoenicea* L.

Légende :

- EFA : Extrait des feuilles alcoolique.
- EBA : Extrait des baies alcoolique.
- EFHA : Extrait des feuilles hydro-alcoolique.
- EBHA : Extrait des baies hydro-alcoolique.

Pour *Juniperus Sabina* L. :

- **Macération alcoolique** : Les baies de *Juniperus Sabina* L. donnent un rendement légèrement supérieur à celui des feuilles (30% contre 27,6%). Cela suggère que les baies contiennent plus de composés solubles dans l'alcool que les feuilles.
- **Macération hydro-alcoolique** : Les rendements sont plus faibles en hydro-alcoolique par rapport à l'alcoolique pur, mais les baies montrent encore un rendement supérieur à celui des feuilles (10,02% contre 8,53%), indiquant une meilleure solubilité des composés des baies dans un mélange eau-alcool.

Pour *Juniperus Phoenicea* L. :

- **Macération alcoolique** : Les feuilles ont un rendement de macération alcoolique significativement supérieur à celui des baies (14,97% contre 10,53%), ce qui suggère que les feuilles contiennent plus de composés solubles dans l'alcool par rapport aux baies.
- **Macération hydro-alcoolique** : Le rendement de macération hydro-alcoolique des feuilles est également plus élevé que celui des baies (20,4% contre 11,49%). Cela montre une extraction plus efficace des composés des feuilles dans un mélange eau-alcool.

Ces rendements suggèrent des différences dans la composition chimique et la solubilité des composés bioactifs entre les deux espèces de *Juniperus*, ainsi qu'entre les différentes parties de la plante (feuilles et baies). Ces informations peuvent guider les choix de

solvants et les méthodes d'extraction en fonction des objectifs spécifiques de l'utilisation des extraits (par exemple, pour des applications thérapeutiques ou industrielles).

3.1.7 Densité des huiles essentielles

Le tableau suivant présente la densité des huiles essentielles des feuilles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* :

	F. J. sabina	F. J. Phoenicea
Densité	0,724	0,871

TABLE 3.7: Densité des huiles essentielles de *Juniperus Sabina* et de *Juniperus Phoenicea*

Pour *Juniperus Sabina*, une densité de 0,724 indique que l'huile essentielle de *Juniperus Sabina* est relativement légère. Les huiles essentielles avec une densité inférieure à 1 sont généralement plus volatiles et moins visqueuses. et pour *Juniperus Phoenicea*, une densité de 0,871 indique que l'huile essentielle de *Juniperus Phoenicea* est plus lourde comparée à celle de *Juniperus Sabina*. Une densité plus élevée peut signifier la présence de composés plus lourds tels que les sesquiterpènes, les lactones et certains phénols. Les huiles essentielles avec une densité plus élevée sont généralement moins volatiles et peuvent avoir une viscosité légèrement supérieure.

La densité des huiles essentielles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* fournit des indices précieux sur leurs propriétés physiques et leur composition chimique, influençant leur utilisation et leur efficacité dans diverses applications aromatiques et thérapeutiques.

3.1.8 Mesure de pH

Le tableau suivant présente la mesure de pH des huiles essentielles des feuilles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* :

	F. J. sabina	F. J. Phoenicea
pH	5,5	6

TABLE 3.8: Mesure de pH des huiles essentielles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea*

Pour *Juniperus Sabina* : Un pH de 5,5 indique que l'huile essentielle de *Juniperus Sabina* est légèrement acide. Cela signifie que, sur l'échelle de pH (où 7 est neutre), cette huile essentielle se situe du côté acide. Ce pH peut être dû à la présence de certains acides organiques ou composés phénoliques dans l'huile essentielle.

Pour *Juniperus Phoenicea* : Un pH de 6 indique que l'huile essentielle de *Juniperus Phoenicea* est aussi légèrement acide, mais moins que celle de *Juniperus Sabina*. Elle se rapproche davantage de la neutralité mais reste légèrement acide, ce qui pourrait être dû à une composition chimique différente, avec peut-être moins de composés acides.

L'huile essentielle de *Juniperus Sabina* est légèrement plus acide que celle de *Juniperus Phoenicea*. Cette différence peut être attribuée à la variation dans les composés chimiques présents dans chaque huile essentielle. Des acides organiques ou des phénols présents dans l'huile essentielle de *Juniperus Sabina* pourraient contribuer à son pH plus bas.

En conclusion, les huiles essentielles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* ont des pH légèrement acides, avec *Juniperus Sabina* à 5,5 et *Juniperus Phoenicea* à 6. Cette différence de pH, bien que subtile, peut influencer la conservation, la formulation et l'activité biologique des huiles essentielles. L'acidité plus élevée de l'huile essentielle de *Juniperus Sabina* peut offrir de meilleures propriétés antimicrobiennes, mais nécessite des ajustements prudents lors de l'incorporation dans des produits topiques pour éviter l'irritation cutanée. Les fabricants et les utilisateurs doivent prendre en compte ces variations de pH pour optimiser l'utilisation des huiles essentielles dans différentes applications.

3.1.9 Mesures des différents indices

Le tableau suivant présente les différents indices des huiles essentielles des feuilles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea* :

	F. J. sabina	F. J. Phoenicea
Indice de réfraction (nD)	1,4508	1,4358
Indice d'acide (mg/g)	28,05	42,08
Indice d'ester (mg/g)	51,09	52,730
Indice de saponification	215	240

TABLE 3.9: Les différents indices des huiles essentielles de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea*

3.1.9.1 Indice de réfraction

Juniperus Sabina (indice de réfraction : 1,4508 nD) : Un indice de réfraction élevé comme celui-ci suggère une densité relative potentiellement plus élevée et des constituants chimiques principaux différents par rapport à *Juniperus Phoenicea*. Ces caractéristiques peuvent influencer les propriétés physiques telles que la viscosité et la densité des huiles essentielles, ainsi que leurs réactions chimiques avec d'autres substances.

Juniperus Phoenicea (indice de réfraction : 1,4358 nD) : Bien que l'indice de réfraction de *Juniperus Phoenicea* soit légèrement plus bas, il indique une composition chimique similaire avec une densité relative proche de celle de *Juniperus Sabina*. Cela suggère des propriétés physiques et chimiques comparables, bien que des nuances dans la volatilité et d'autres caractéristiques puissent être présentes, influençant leur utilisation dans diverses applications.

3.1.9.2 Indice d'acide

Pour *Juniperus Sabina* : Un indice d'acide de 28,05 indique une concentration relativement élevée d'acides libres dans l'huile essentielle, ce qui est significatif pour ce type de produit. Cette concentration peut principalement être attribuée aux acides organiques présents dans l'huile essentielle de *Juniperus Sabina*. La présence d'acides libres peut influencer plusieurs aspects, tels que la stabilité de l'huile, son interaction avec d'autres substances dans les formulations cosmétiques ou thérapeutiques, ainsi que ses possibles propriétés antimicrobiennes et anti-inflammatoires.

Pour *Juniperus Phoenicea* : L'indice d'acide de 42,08 pour l'huile essentielle de *Juniperus Phoenicea* est très élevé, signalant une concentration notable d'acides libres par rapport à *Juniperus Sabina*. Cette concentration élevée suggère la présence significative d'acides organiques dans l'huile, pouvant influencer de manière substantielle ses caractéristiques physiques et chimiques. Les acides libres à ce niveau peuvent aussi compromettre la stabilité de l'huile, la rendant plus sensible à l'oxydation et aux fluctuations de pH.

- *Juniperus Sabina* (28,05) : L'indice d'acide élevé mais inférieur à celui de *Juniperus Phoenicea* indique une quantité significative mais modérée d'acides libres. Cette composition suggère un bon équilibre entre stabilité et efficacité antimicrobienne.
- *Juniperus Phoenicea* (42,08) : Avec un indice d'acide très élevé, l'huile essentielle de *Juniperus Phoenicea* contient une quantité notablement plus élevée d'acides libres. Cette caractéristique pourrait renforcer l'efficacité antimicrobienne et anti-inflammatoire de l'huile, mais elle pourrait également compromettre sa stabilité, la rendant potentiellement plus sensible à l'oxydation et aux variations de pH.

3.1.9.3 Indice d'ester

Pour *Juniperus Sabina* : Un indice d'ester de 51,09 pour l'huile essentielle de *Juniperus Sabina* indique une présence modérée d'esters. Les esters, tels que l'acétate de bornyle et l'acétate de linalyle, sont reconnus pour leurs effets anti-inflammatoires, antispasmodiques et relaxants. La présence modérée de ces composés suggère que l'huile pourrait offrir des bénéfices thérapeutiques doux et des arômes agréables. Une valeur modérée de l'indice d'ester indique généralement un équilibre satisfaisant entre les esters et d'autres composés comme les monoterpènes et les sesquiterpènes, contribuant ainsi à une huile essentielle bien équilibrée en termes de propriétés aromatiques et thérapeutiques.

Pour *Juniperus Phoenicea* : Un indice d'ester de 52,73 pour l'huile essentielle de *Juniperus Phoenicea*, légèrement supérieur à celui de *Juniperus Sabina*, indique une quantité similaire mais légèrement plus élevée d'esters. Cette légère différence suggère que *Juniperus Phoenicea* pourrait offrir des propriétés aromatiques et thérapeutiques comparables à celles de *Juniperus Sabina*, mais potentiellement avec des effets relaxants et anti-inflammatoires légèrement plus marqués. Les esters présents dans cette quantité peuvent également contribuer à améliorer la stabilité de l'huile essentielle en aidant à prévenir l'oxydation des autres composés volatils.

3.1.9.4 Indice de saponification

Pour *Juniperus Sabina* :

- Un indice de saponification de 215 signifie qu'il faut 215 mg de KOH pour saponifier 1 gramme d'huile de *Juniperus Sabina*.

- Cet indice relativement élevé suggère que l’huile de *Juniperus Sabina* contient des acides gras de longueur moyenne à courte.
- Les huiles avec un indice de saponification élevé sont souvent utilisées pour produire des savons durs et mous, ainsi que pour des applications cosmétiques et pharmaceutiques.

Pour *Juniperus Phoenicea* :

- Un indice de saponification de 240 signifie qu’il faut 240 mg de KOH pour saponifier 1 gramme d’huile de *Juniperus Phoenicea*.
- Cet indice encore plus élevé que celui de *Juniperus Sabina* indique que l’huile de *Juniperus Phoenicea* contient des acides gras plus courts en moyenne que ceux de l’huile de *Juniperus Sabina*.
- Une huile avec un indice de saponification aussi élevé est particulièrement adaptée pour la fabrication de savons, en particulier des savons très durs ou des savons liquides. Elle peut aussi être utilisée dans des produits cosmétiques nécessitant des huiles avec des acides gras courts.

L’indice de saponification plus élevé de l’huile de *Juniperus Phoenicea* suggère une plus grande proportion d’acides gras à chaîne courte, ce qui peut influencer le choix de l’huile en fonction de l’application souhaitée dans les domaines de la savonnerie, de la cosmétique ou de la pharmacie.

3.2 Caractéristiques phytochimiques de *Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea*

L’analyse chimique des espèces de *Juniperus* (*Juniperus Sabina* et *Juniperus Phoenicea*) montre des variations intéressantes dans la distribution des métabolites secondaires entre les feuilles et les baies. Les flavones, tanins, mucilage, saponosides, glucosides, coumarines, et quinones sont présents différemment dans ces parties de la plante, reflétant des adaptations spécifiques aux stress environnementaux et biotiques.

le tableau situe avant le 1er notion de flavone

1. Flavones :

- Présents dans les baies de *Juniperus Sabina*, les flavones sont des composés phénoliques connus pour leurs propriétés antioxydantes et protectrices contre les

TABLE 3.10: Tableau des composants des feuilles et baies de *Juniperus sabina* (JS) et *Juniperus phoenicea* (JP).

Composants	Feuilles (JS)	Baies (JS)	Feuilles (JP)	Baies (JP)
Flavonoïdes	-	+	-	+
Flavones	-	+	-	+
Flavanones	-	-	-	-
Flavanoles	-	-	-	-
Tanins catéchiques	+	+	+	+
Éléments réducteurs	-	-	-	-
Mucilage	+	+	+	+
Quinones	-	+	-	-
Saponosides	++	++++	++++	++++
Glucosides	+	+	+	+
Amidons	-	-	-	-
Coumarines	+	+	+	+
Alcaloïdes	-	-	+	+

UV. Leur présence dans les baies suggère un rôle dans la protection des graines et la promotion de la dispersion par les animaux. L'absence de flavones dans les feuilles indique probablement l'utilisation d'autres mécanismes de protection par cette partie de la plante.

2. Tanins catéchiques :

- Présents à la fois dans les feuilles et les baies des deux espèces, les tanins sont des composés astringents et antinutritionnels. Ils jouent un rôle crucial dans la défense contre les herbivores et les pathogènes, protégeant ainsi les structures photosynthétiques et reproductives de la plante.

3. Éléments réducteurs :

- Absents dans les deux parties de la plante, les éléments réducteurs comme les sucres réducteurs sont importants pour les processus métaboliques de base et la régulation de l'osmose. Leur absence suggère que *Juniperus* utilise d'autres formes de stockage et de régulation métabolique.

4. Mucilage :

- Présent dans les feuilles et les baies, le mucilage est une substance polysaccharidique qui aide à la rétention d'eau et à la protection contre la déshydratation. Il constitue un mécanisme de défense contre les conditions de sécheresse, typique des environnements où l'on trouve souvent *Juniperus*.

5. Quinones :

- Absents dans les feuilles et présents dans les baies, les quinones sont des composés aromatiques impliqués dans la défense contre les herbivores et les pathogènes. Leur présence dans les baies indique une protection spécifique des graines contre les infections et la prédation.

6. Saponosides :

- Présents dans les feuilles et fortement présents dans les baies, les saponosides ont des propriétés antifongiques et insecticides, indiquant une stratégie de défense efficace contre une variété de stress biotiques.

7. Glucosides :

- Présents dans les feuilles et les baies, les glucosides sont des composés de stockage et de défense essentiels, jouant un rôle crucial dans le métabolisme et la protection chimique de la plante.

8. Coumarines :

- Présentes à la fois dans les feuilles et les baies, les coumarines possèdent des propriétés antimicrobiennes et antioxydantes. Leur présence généralisée renforce le rôle protecteur de *Juniperus* contre les pathogènes et les stress environnementaux.

9. Amidons :

- Absents dans les deux espèces de *Juniperus*, l'absence d'amidon suggère que ces plantes utilisent d'autres formes de stockage d'énergie, adaptées à leurs conditions de croissance spécifiques.

10. Alcaloïdes :

- Présents dans les feuilles et les baies de *Juniperus Phoenicea*, les alcaloïdes sont des composés bioactifs potentiellement puissants, connus pour leurs propriétés pharmacologiques variées allant de l'activité antitumorale à l'effet analgésique et anti-inflammatoire.

3.2.1 Dosages des polyphénols totaux

Pour EAF (Extrait Alcoolique des Feuilles)

- Feuilles de Sabina : 0,111
- Feuilles de Phénicie : 0,109 (proche de Sabina)

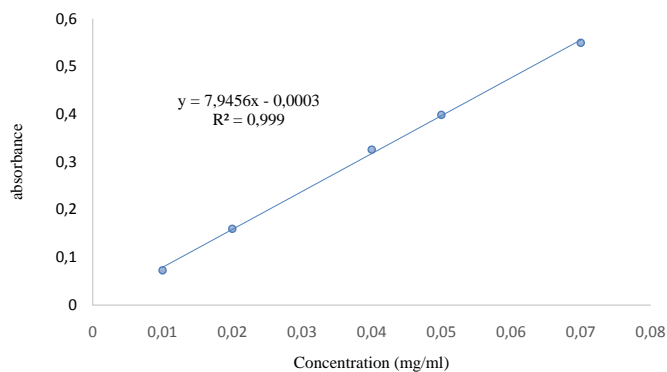


FIGURE 3.1: Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.

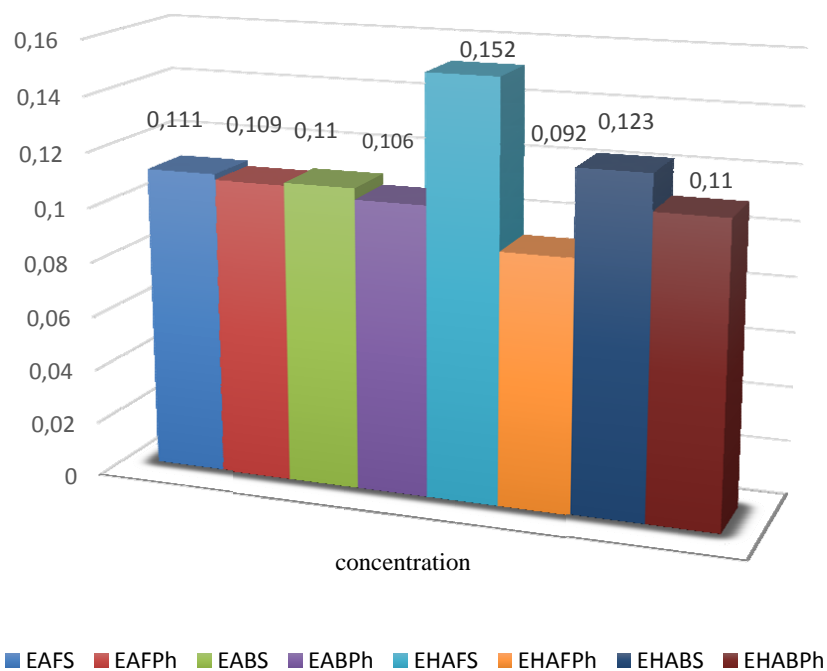


FIGURE 3.2: Dosage des polyphénols totaux.

Pour EAB (Extrait Alcoolique des Baies)

- Baies de Sabina : 0,11
- Baies de Phénicie : 0,106 (légèrement inférieur à Sabina)

Pour EHAF (Extrait Hydroalcoolique des Feuilles)

- Feuilles de Sabina : 0,152 (plus élevé que l'extrait alcoolique)
- Feuilles de Phénicie : 0,092 (moins élevé que Sabina en hydroalcoolique)

Pour EHAB (Extrait Hydroalcoolique des Baies)

- Baies de Sabina : 0,123 (plus élevé que Phénicie en hydroalcoolique)

- Baies de Phénicie : 0,11 (comparable à Sabina en alcoolique)
- **Extraits Alcooliques** : Les concentrations de polyphénols sont similaires entre Sabina et Phénicie pour les feuilles (0,111 et 0,109 respectivement) et pour les baies (0,11 et 0,106 respectivement).
- **Extraits Hydroalcooliques** : Les extraits hydroalcooliques montrent une efficacité accrue pour Sabina par rapport à Phénicie, tant pour les feuilles (0,152 vs 0,092) que pour les baies (0,123 vs 0,11).
- **Feuilles** : Sabina présente des concentrations de polyphénols plus élevées avec l'extraction hydroalcoolique par rapport à l'extraction alcoolique. Pour Phénicie, les concentrations sont plus élevées avec l'extraction alcoolique.
- **Baies** : Sabina montre des concentrations plus élevées avec l'extraction hydroalcoolique, tandis que Phénicie montre des concentrations similaires entre les deux méthodes.
- **Conclusion** : Les extraits hydroalcooliques sont généralement plus efficaces pour extraire les polyphénols, surtout pour Sabina. Phénicie montre une variabilité dépendant du type de matière première.

3.2.2 Dosage des flavonoïdes

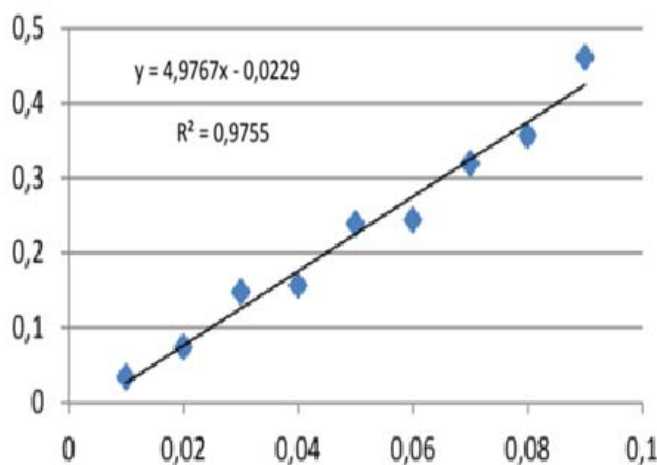


FIGURE 3.3: Courbe d'étalonnage de flavonoïdes.

- Feuilles de Sabina (0,13) : La concentration de flavonoïdes est modérée.
- Feuilles de Phénicie (0,3) : La concentration de flavonoïdes est nettement plus élevée que celle des feuilles de Sabina, indiquant une plus grande richesse en flavonoïdes dans les feuilles de Phénicie.

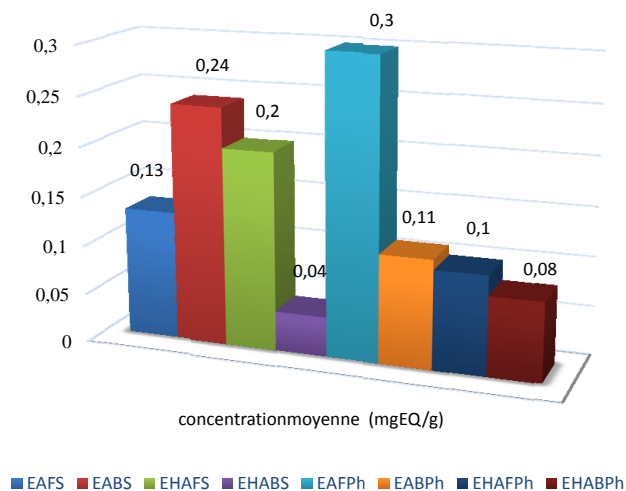


FIGURE 3.4: Dosage des flavonoïdes totaux.

Pour EAB :

- Baies de Sabina (0,24) : La concentration de flavonoïdes est relativement élevée.
- Baies de Phénicie (0,11) : La concentration de flavonoïdes est inférieure à celle des baies de Sabina, mais comparable à celle des feuilles de Sabina.

Pour EHAF :

- Feuilles de Sabina (0,2) : La concentration de flavonoïdes est plus élevée que celle des extraits alcooliques, indiquant une meilleure extraction avec le solvant hydroalcoolique.
- Feuilles de Phénicie (0,1) : La concentration de flavonoïdes est plus faible que celle des extraits alcooliques, indiquant une extraction moins efficace avec le solvant hydroalcoolique.

Pour EHAB :

- Baies de Sabina (0,04) : La concentration de flavonoïdes est faible, suggérant que l'extraction hydroalcoolique est moins efficace pour les baies de Sabina.
- Baies de Phénicie (0,08) : La concentration de flavonoïdes est faible, mais légèrement supérieure à celle des baies de Sabina.
- L'extraction hydroalcoolique est plus efficace pour les feuilles de Sabina.
- L'extraction alcoolique est plus efficace pour les feuilles de Phénicie.
- L'extraction alcoolique est beaucoup plus efficace pour les baies de Sabina.
- L'extraction alcoolique est légèrement plus efficace pour les baies de Phénicie.
- Pour les feuilles de Sabina, l'extraction hydroalcoolique est plus efficace pour extraire les flavonoïdes.
- Pour les feuilles de Phénicie, l'extraction alcoolique est nettement plus efficace.

- Pour les baies de Sabina et de Phénicie, l'extraction alcoolique est globalement plus efficace que l'extraction hydroalcoolique.
- Les feuilles de Phénicie ont une concentration de flavonoïdes beaucoup plus élevée dans les extraits alcooliques que les feuilles de Sabina.
- Les baies de Sabina montrent des concentrations plus élevées de flavonoïdes dans les extraits alcooliques par rapport aux baies de Phénicie.

3.3 Activités biologiques

3.3.1 Activité Antioxydante : Test de DPPH

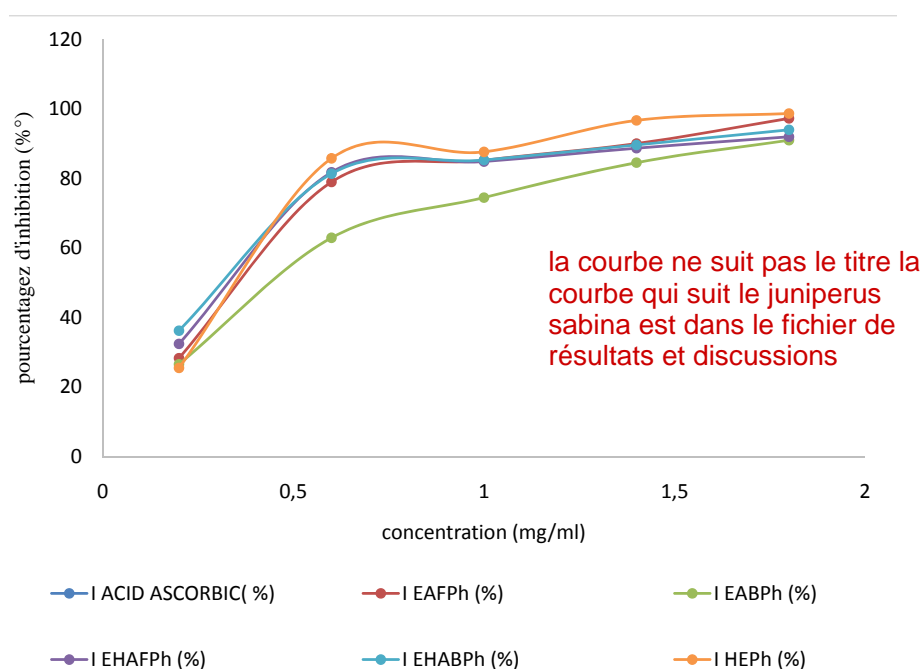


FIGURE 3.5: Pourcentage d'inhibition de l'activité antioxydante (DPPH) des extraits de *J. sabina*.

- À 0.2 mg/ml, l'extrait alcoolique des feuilles de *Juniperus sabina* montre une inhibition de 23.63 %, tandis que l'acide ascorbique à la même concentration a une inhibition de 25.25 %. L'extrait est légèrement moins efficace que l'acide ascorbique.
- À des concentrations plus élevées (0.6 mg/ml à 1.8 mg/ml), l'extrait alcoolique des feuilles de *Juniperus sabina* montre des pourcentages d'inhibition allant de 77.79 % à 83.03 %, surpassant largement l'acide ascorbique à ces concentrations.
- Pour les baies de *Juniperus sabina*, l'extrait alcoolique montre également des pourcentages d'inhibition élevés, notamment à partir de 0.6 mg/ml jusqu'à 1.8 mg/ml,

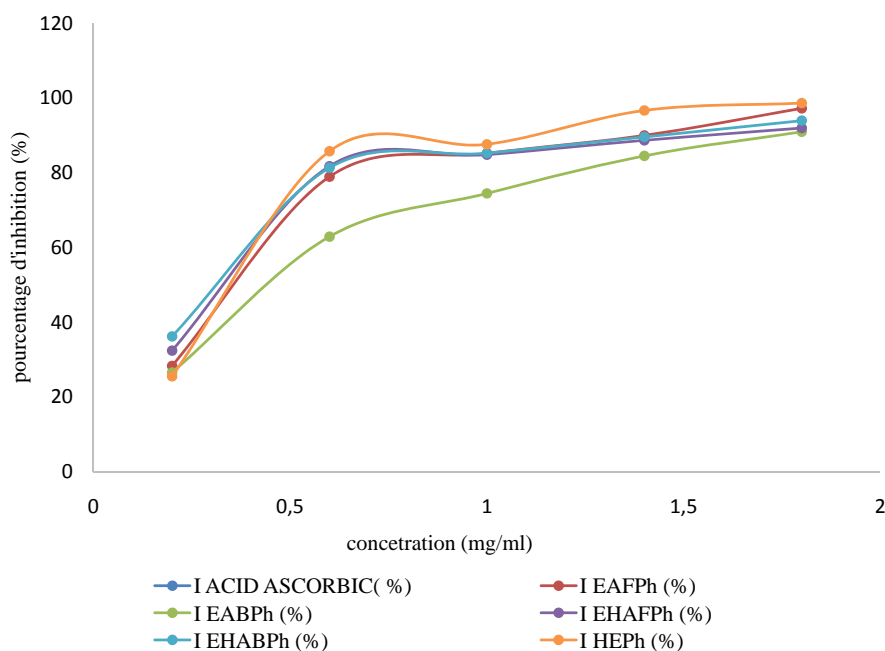


FIGURE 3.6: Pourcentage d'inhibition de l'activité antioxydante (DPPH) des extraits de *J. phoenicea*.

dépassant également les valeurs d'inhibition de l'acide ascorbique à ces concentrations.

- L'extrait hydro-alcoolique des feuilles montre une inhibition allant de 33.53 % à 83.43 % sur la plage de concentrations étudiée. Ces valeurs sont comparables voire légèrement supérieures à celles de l'acide ascorbique à des concentrations similaires.
- Les baies montrent également des performances similaires, avec des pourcentages d'inhibition allant de 32.73 % à 79.59 %, souvent comparables voire légèrement supérieurs à ceux de l'acide ascorbique.
- Les extraits alcooliques des feuilles et des baies de *Juniperus phoenicea* montrent des pourcentages d'inhibition qui augmentent avec la concentration, atteignant jusqu'à 92.52 % pour les feuilles et 90.5 % pour les baies à 1.8 mg/ml. Ces valeurs sont significativement plus élevées que celles de l'acide ascorbique à toutes les concentrations testées.
- Les extraits hydro-alcooliques montrent des pourcentages d'inhibition similaires à ceux des extraits alcooliques, atteignant jusqu'à 82.42 % pour les feuilles et 77.97 % pour les baies à 1.8 mg/ml. Ces valeurs sont également élevées, dépassant souvent celles de l'acide ascorbique.

- Les huiles essentielles montrent des pourcentages d’inhibition plus faibles aux concentrations plus faibles (0.2 mg/ml), mais elles augmentent considérablement à des concentrations plus élevées, dépassant parfois même les performances de l’acide ascorbique à 1.4 mg/ml et 1.8 mg/ml.
- En conclusion, les extraits alcooliques et hydro-alcooliques de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea* montrent généralement des capacités antioxydantes supérieures à celles de l’acide ascorbique, particulièrement à des concentrations plus élevées. Cependant, les huiles essentielles de ces plantes montrent des performances variables et sont souvent moins efficaces que l’acide ascorbique à faibles concentrations mais peuvent devenir plus efficaces à des concentrations plus élevées.
- Pour *Juniperus sabina*, les extraits alcooliques et hydro-alcooliques montrent des performances généralement similaires, avec quelques variations légères d’une concentration à une autre. Globalement, les deux types d’extraits présentent des pourcentages d’inhibition élevés, indiquant une forte activité antioxydante, surtout à des concentrations plus élevées.
- Pour *Juniperus phoenicea*, les extraits alcooliques montrent souvent des pourcentages d’inhibition légèrement supérieurs à ceux des extraits hydro-alcooliques, surtout à des concentrations plus élevées. Cependant, les deux types d’extraits montrent des performances antioxydantes robustes, avec des pourcentages d’inhibition élevés à toutes les concentrations testées.

3.3.1.1 Comparaison des Huiles Essentielles

- Les huiles essentielles des deux plantes montrent une augmentation progressive de leur activité antioxydante avec l’augmentation de la concentration.
- À 0.2 mg/ml, les huiles essentielles de *Juniperus phoenicea* montrent une activité antioxydante légèrement supérieure à celle de *Juniperus sabina* (38.58 % contre 26.86 %).
- À 0.6 mg/ml et 1 mg/ml, les deux huiles essentielles montrent des performances relativement similaires, avec *Juniperus phoenicea* montrant généralement des pourcentages d’inhibition légèrement plus élevés.
- À 1.4 mg/ml et 1.8 mg/ml, *Juniperus sabina* montre une augmentation significative de son activité antioxydante, atteignant des pourcentages d’inhibition très élevés (62.82

% à 85.45 %), tandis que *Juniperus phoenicea* reste stable avec des valeurs entre 52.52 % et 61.01 %.

3.4 Détermination de l'IC50%

Nous avons utilisé le logiciel ORIGINELAB pour déterminer les valeurs de l'IC50%. Voici le tableau contenant les valeurs d'IC50% :

TABLE 3.11: Les valeurs d'IC50% de l'activité antioxydante (partie 1).

Extrait	ESFA	ESBA	ESFHA	ESBHA	EPhFA	EPhBA	EPhFHA
IC50%	0.36	0.44	0.34	0.36	0.25	0.31	0.32

TABLE 3.12: Les valeurs d'IC50% de l'activité antioxydante (partie 2).

Extrait	EPhBHA	HES	HEPh
IC50%	0.39	1.18	0.92

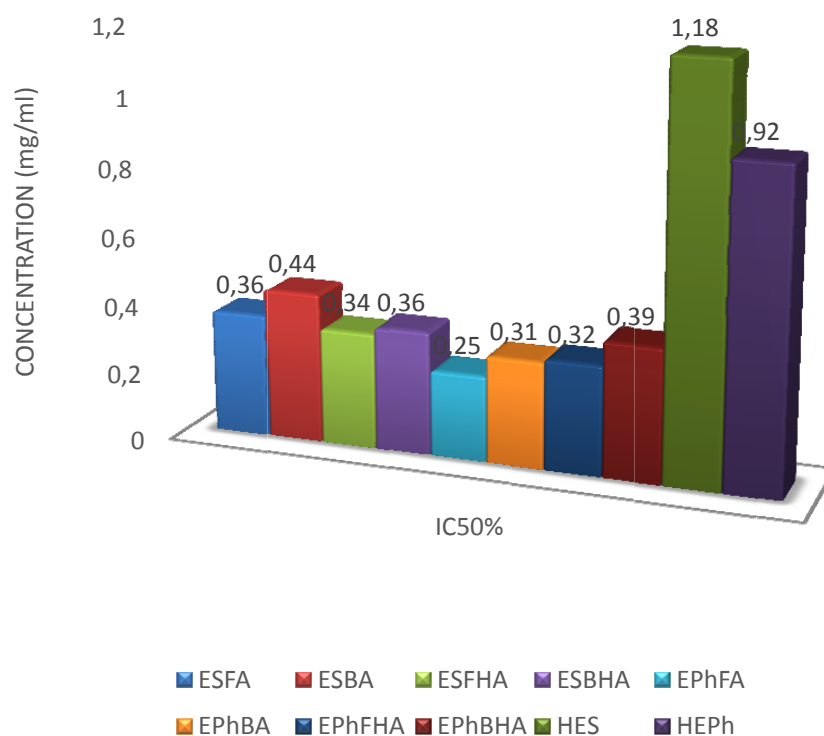


FIGURE 3.7: Histogramme des IC50% de l'activité antioxydante des extraits et huiles essentielles des deux espèces de *Juniperus*.

– Extraits alcooliques de *J. sabina* :

- Les extraits alcooliques des feuilles et des baies de *Juniperus sabina* montrent des IC50 de 0.36 et 0.44 respectivement. Cela suggère une certaine activité inhibitrice, avec une légère différence entre les parties de la plante.
- **Extraits alcooliques de *J. phoenicea* :**
 - Les extraits alcooliques des feuilles et des baies de *Juniperus phoenicea* ont des IC50 de 0.25 et 0.31 respectivement. Ils montrent une activité inhibitrice potentiellement plus forte que ceux de *J. sabina*, surtout pour les feuilles.
- **Huiles essentielles :**
 - Les huiles essentielles de *J. sabina* et de *J. phoenicea* montrent des IC50 de 1.18 et 0.92 respectivement. Les huiles essentielles ont généralement des IC50 plus élevés que les extraits, ce qui peut indiquer une activité inhibitrice moins forte à des concentrations similaires.
- **Extraits hydro-alcooliques :**
 - Les extraits hydro-alcooliques de *J. sabina* et de *J. phoenicea* montrent des valeurs d'IC50 assez proches des extraits alcooliques correspondants. Cela indique que le choix du solvant peut influencer l'efficacité de l'extrait, mais dans ce cas, les différences ne sont pas très significatives.

Les valeurs d'IC50% fournissent une indication de l'efficacité relative des extraits de plantes et des huiles essentielles dans l'inhibition d'une cible biologique. Des IC50% plus bas indiquent une meilleure activité inhibitrice à des concentrations plus faibles. Les résultats peuvent varier en fonction de nombreux facteurs, y compris la méthode d'extraction, la concentration exacte testée et la nature de la cible biologique.

- ***Juniperus sabina* :** Les extraits alcooliques et hydro-alcooliques montrent des pourcentages d'inhibition élevés, en particulier à des concentrations plus élevées. Les feuilles et les baies de *J. sabina* atteignent des valeurs allant jusqu'à 83.03% d'inhibition pour les extraits alcooliques et 83.43% pour les extraits hydro-alcooliques.
- ***Juniperus phoenicea* :** Les extraits alcooliques montrent souvent des performances légèrement supérieures à celles des extraits hydro-alcooliques, bien que les deux types d'extraits montrent des pourcentages d'inhibition élevés allant jusqu'à 92.52% pour les feuilles et 90.5% pour les baies.
- ***Juniperus sabina* :** Les huiles essentielles montrent des pourcentages d'inhibition allant de 26.86% à 85.45% à mesure que la concentration augmente.

- *Juniperus phoenicea* : Les huiles essentielles montrent des pourcentages d'inhibition allant de 38.58% à 61.01% à mesure que la concentration augmente.

Les extraits alcooliques et hydro-alcooliques des deux plantes, en particulier *J. phoenicea*, montrent des performances antioxydantes exceptionnelles, avec des pourcentages d'inhibition souvent supérieurs à 90% à des concentrations élevées. Les huiles essentielles des deux plantes présentent également une activité antioxydante significative, bien que légèrement inférieure à celle des extraits. En termes de meilleure performance antioxydante globale, les extraits alcooliques de *J. phoenicea* semblent surpasser les autres formulations testées, atteignant des niveaux d'inhibition très élevés à toutes les concentrations évaluées.

3.5 Activité anti-inflammatoire

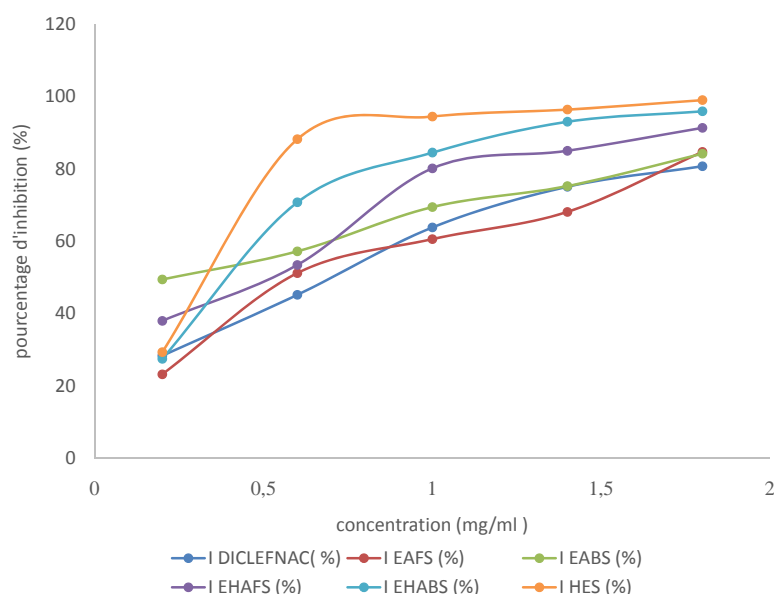


FIGURE 3.8: Courbe de pourcentage d'inhibition de l'activité anti-inflammatoire des extraits de *Juniperus sabina* L.

- Extrait alcoolique des baies de *J. sabina* : montre une activité anti-inflammatoire similaire ou supérieure au diclofénac à toutes les concentrations testées, en particulier à partir de 0,6 mg/ml.
- Huile essentielle de *J. sabina* : présente une activité anti-inflammatoire très élevée, surpassant celle du diclofénac à toutes les concentrations.

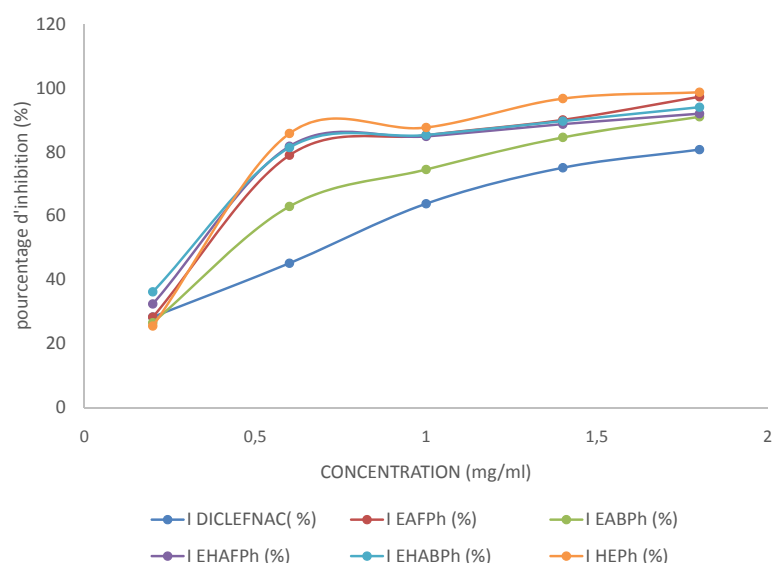


FIGURE 3.9: Courbe de pourcentage d'inhibition de l'activité anti-inflammatoire des extraits de *Juniperus phoenicea*.

- Extrait hydro-alcoolique des baies de *J. phoenicea* : montre une activité significative, comparable à celle du diclofénac à partir de 1 mg/ml.
- Extrait alcoolique des feuilles de *J. phoenicea* : présente également une activité anti-inflammatoire élevée, se rapprochant de celle du diclofénac à partir de 1 mg/ml.
- Les autres extraits montrent également une activité anti-inflammatoire intéressante, souvent comparable à celle du diclofénac à différentes concentrations, indiquant leur potentiel dans le traitement des inflammations.

En résumé, les extraits de *J. sabina* et *J. phoenicea*, ainsi que leurs huiles essentielles correspondantes, montrent un potentiel significatif comme agents anti-inflammatoires, pouvant rivaliser voire surpasser l'efficacité du diclofénac dans certaines conditions d'utilisation.

3.6 Détermination d'IC50%

Nous avons utilisé le logiciel ORIGINELAB pour détecter la valeur de l'IC50%. Voici le tableau contenant les valeurs d'IC50% :

- Les extraits de *Juniperus sabina* montrent une légère tendance à avoir des valeurs d'IC50% plus élevées que ceux de *Juniperus phoenicea*, ce qui pourrait indiquer une

TABLE 3.13: Les valeurs d'IC50% de l'activité anti-inflammatoire.

Première partie		Deuxième partie	
Extrait	IC50%	Extrait	IC50%
ESFA	0.58	EPhFA	0.35
ESBA	0.4	EPhBA	0.43
ESFHA	0.54	EPhFHA	0.32
ESBHA	0.38	EPhBHA	0.3
Autres extraits :			
HES	0.32	HEPh	0.33

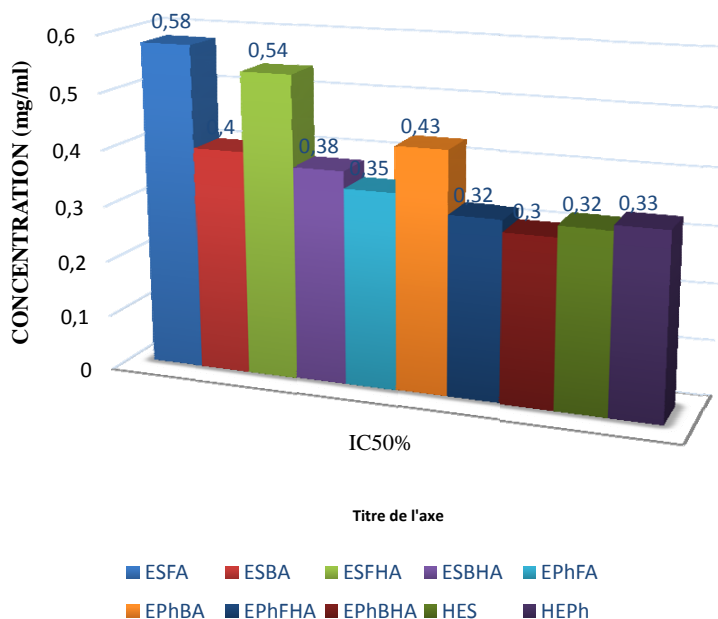


FIGURE 3.10: Histogramme des IC50% de l'activité anti-inflammatoire des extraits des deux espèces.

activité anti-inflammatoire potentiellement plus forte dans les extraits de *Juniperus phoenicea*.

- Pour *Juniperus sabina*, les extraits hydro-alcooliques tendent à montrer des valeurs d'IC50% légèrement inférieures aux extraits alcooliques, suggérant potentiellement une meilleure extraction des composés anti-inflammatoires avec un solvant hydro-alcoolique.
- Pour *Juniperus phoenicea*, les différences entre les types d'extraction ne semblent pas aussi marquées, bien que les extraits hydro-alcooliques montrent des valeurs d'IC50% globalement légèrement plus basses que les extraits alcooliques.
- Les extraits de baies montrent généralement des valeurs d'IC50% plus basses que les extraits de feuilles dans les deux espèces, suggérant que les baies pourraient contenir des composés anti-inflammatoires plus concentrés par rapport aux feuilles.

- Les huiles essentielles des deux espèces montrent des valeurs d'IC50% comparables et relativement basses, indiquant une forte activité anti-inflammatoire dans les huiles essentielles de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*.

En conclusion, les données d'IC50% indiquent que tant les extraits alcooliques qu'hydro-alcooliques ainsi que les huiles essentielles de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea* présentent une activité anti-inflammatoire notable. Les baies semblent être une source particulièrement riche en composés anti-inflammatoires. Les différences subtiles entre les types d'extraction et les parties de la plante pourraient orienter le choix des méthodes d'extraction en fonction des applications spécifiques visées.

3.7 Innocuité par hémolyse

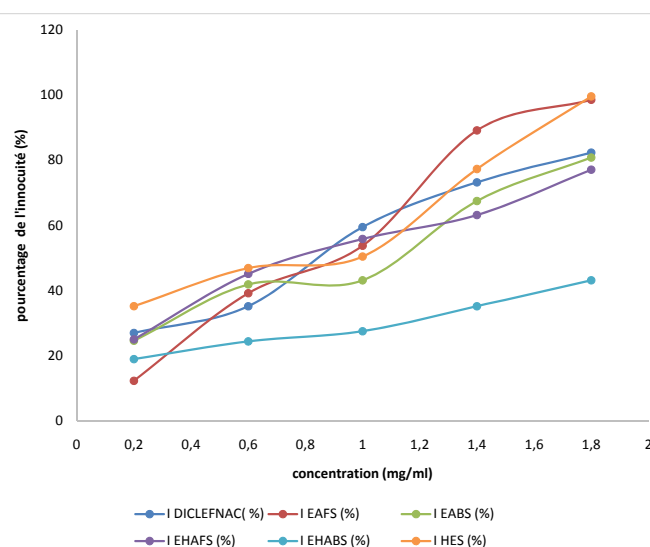


FIGURE 3.11: Courbe de pourcentage d'innocuité de *Juniperus Sabina*

- **EAFS :**
 - À 0,2 mg/ml, inhibition de 12,29% vs 26,98% pour le diclofénac.
 - À 1,8 mg/ml, inhibition de 98,54% vs 82,33% pour le diclofénac.
- **EABS :**
 - À 0,2 mg/ml, inhibition de 24,58% vs 26,98% pour le diclofénac.
 - À 1,8 mg/ml, inhibition de 80,83% vs 82,33% pour le diclofénac.
- **EHABS :**
 - Performances variables, EHABS feuilles montre 77,08% d'inhibition à 1,8 mg/ml.
- **HES :**

- Huiles essentielles montrent 99,58% d'inhibition à 1,8 mg/ml.

Pour Juniperus Phoenicea

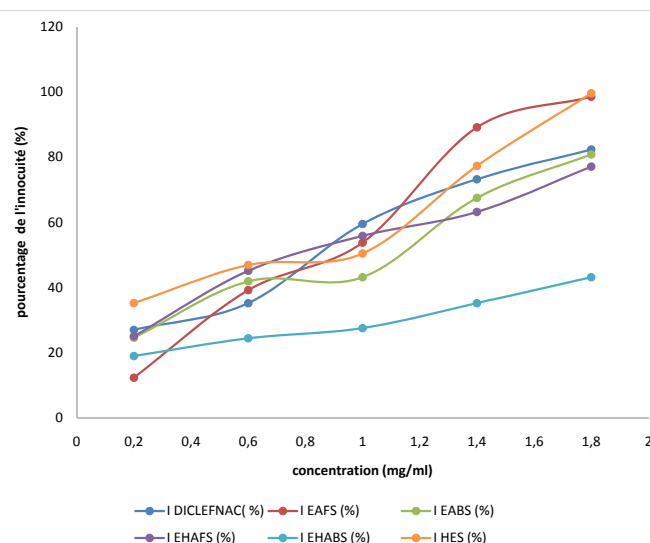


FIGURE 3.12: Courbe de pourcentage d'innocuité de Juniperus Phoenicea

- Résultats similaires ou supérieurs au diclofénac selon les extraits et les concentrations.

Les extraits de Juniperus Sabina et Juniperus Phoenicea, ainsi que leurs huiles essentielles, montrent une variété d'activités anti-inflammatoires à différentes concentrations. Les huiles essentielles semblent être les plus efficaces, suivies par les extraits alcooliques des feuilles et des baies. L'activité est souvent plus marquée à des concentrations plus élevées, dépassant parfois celle du diclofénac, suggérant un fort potentiel pour le développement de traitements anti-inflammatoires à base de ces plantes.

3.8 Activité antibactérienne

Activité antibactérienne pour Juniperus Sabina

- Extrait alcoolique de feuilles : Activité notable contre Klebsiella, faible activité contre Staphylococcus, aucune activité contre E. coli et Pseudomonas.
- Extrait hydro-alcoolique de feuilles : Activité modérée contre Klebsiella, faible activité contre Staphylococcus, aucune activité contre E. coli et Pseudomonas.

Résultats des zones d'inhibition pour *Juniperus Sabina*

	<u><i>Escherichia coli</i></u>	<u><i>Staphylococcus</i></u>	<u><i>Pseudomonas</i></u>	<u><i>Klebseilla</i></u>
<u>EAFS</u>	-	1 mm	-	8 mm
	-	0,5 mm	-	5 mm
	-	-	-	2 mm
<u>EABS</u>	10 mm	5 mm	-	12 mm
	-	4 mm	-	3 mm
	-	2 mm	-	2 mm
<u>EHAFS</u>	1 mm	2 mm	0,5 mm	9 mm
	0,5 mm	-	0,5 mm	8 mm
	-	-	0,5 mm	7 mm
<u>EHABS</u>	1 mm	4 mm	-	7 mm
	1 mm	3 mm	-	5 mm
	0,5 mm	2 mm	-	4 mm
<u>HES</u>	5 mm	12 mm	4 mm	5 mm
	2 mm	3 mm	0,5 mm	2 mm
	0,5 mm	2 mm	-	1 mm

- Extrait alcoolique des baies : Activité modérée contre Klebsiella et Staphylococcus, faible activité contre E. coli, aucune activité contre Pseudomonas.
- Extrait hydro-alcoolique des baies : Activité modérée contre Klebsiella et Staphylococcus, faible activité contre E. coli, aucune activité contre Pseudomonas.
- Huile essentielle : Meilleure activité contre Staphylococcus, bonne activité contre Klebsiella et E. coli, activité modérée contre Pseudomonas.

L'huile essentielle de *Juniperus Sabina* présente la meilleure activité antibactérienne, notamment contre Staphylococcus, Klebsiella, et E. coli, avec une activité modérée contre Pseudomonas. Les extraits alcooliques et hydro-alcooliques des feuilles et des baies montrent des performances similaires, principalement contre Klebsiella et Staphylococcus. En résumé, pour une application visant à combattre une large gamme de pathogènes bactériens, l'huile essentielle de *Juniperus Sabina* est recommandée en raison de son spectre d'activité plus large et de ses performances supérieures dans les tests d'activité antibactérienne.

Pour *Juniperus Phoenicea*

cette partie doit situer après les résultats des zones d'inhibiton pour juniperus phoenicea

- Extrait alcoolique des feuilles : Activité légère à modérée contre E. coli, activité modérée à élevée contre Staphylococcus, aucune activité contre Pseudomonas, activité

Résultats des zones d'inhibition pour *Juniperus Phoenicea*

	<u><i>Echerichia coli</i></u>	<u><i>staphilococcus</i></u>	<u><i>Pseudomonas</i></u>	<u><i>Klebseilla</i></u>
<u>EAFPh</u>	0,5 mm	1 mm	0,5 mm	5 mm
	0,5 mm	-	0,5 mm	5 mm
	-	-	0,5 mm	3 mm
<u>EABPh</u>	6 mm	0,5 mm	0,5 mm	20 mm
	2 mm	-	0,5 mm	7 mm
	1 mm	-	0,5 mm	5 mm
<u>EHAFFh</u>	-	12 mm	-	5 mm
	-	5 mm	-	5 mm
	-	5 mm	-	2 mm
<u>EHABPh</u>	-	2 mm	0,5 mm	6 mm
	-	-	-	6 mm
	-	-	-	3 mm
<u>HEPh</u>	4 mm	35mm	2 mm	11 mm
	2 mm	3 mm	1 mm	10 mm
	2 mm	1 mm	1 mm	1mm

modérée contre Klebsiella.

- Extrait alcoolique des baies : Activité modérée à élevée contre E. coli et Klebsiella, faible activité contre Staphylococcus et aucune activité contre Pseudomonas.
- Extrait hydro-alcoolique des feuilles : Aucune activité contre E. coli et Pseudomonas, activité modérée contre Staphylococcus et Klebsiella.
- Extrait hydro-alcoolique des baies : Aucune activité contre E. coli, Staphylococcus et Pseudomonas, activité modérée contre Klebsiella.
- Huile essentielle : Activité modérée contre E. coli, activité élevée contre Staphylococcus, activité modérée contre Pseudomonas, activité modérée contre Klebsiella.

L'huile essentielle de *Juniperus Phoenicea* se distingue comme l'agent le plus prometteur, notamment pour son efficacité contre Staphylococcus. Les extraits alcooliques des baies montrent également un potentiel significatif contre E. coli et Klebsiella. Les extraits de *Juniperus Phoenicea*, en particulier l'huile essentielle et les extraits alcooliques des baies, pourraient être explorés pour développer de nouveaux agents thérapeutiques contre les infections bactériennes, y compris celles résistantes aux antibiotiques conventionnels.

3.9 Caractérisation des Pommades obtenues

Caractères Macroscopiques

	Pommade 01	Pommade 02
Couleur	Vert	Vert
Odeur	Odeur de vaseline	Sans parfum
Consistance	Solide	Crémeuse

Homogénéité

Pommade 01	Pommade 02
Homogène	Homogène

pH

	pH
Pommade 01	5.5
Pommade 02	5.5

Un pH de 5,5 pour une pommade indique une formulation légèrement acide, adaptée à la compatibilité avec la peau et à la stabilité des ingrédients actifs.

Émulsion

Pommade 01	Pommade 02
Hydrophobe	Hydrophobe

La pommade forme une barrière physique limitant l'absorption de substances hydrophiles.

Stabilité

Pommade 01	Pommade 02
Stable	Stable

La stabilité assure la conservation des propriétés de la pommade.

3.10 Caractérisation du Savon obtenu

pH

pH = 9, un savon alcalin efficace pour nettoyer en profondeur mais potentiellement irritant pour certains types de peau.

Pouvoir Moussant

A un pouvoir moussant très fort, ce qui peut améliorer l'efficacité nettoyante mais peut être desséchant.

Conclusion générale

Notre étude a mis en évidence les remarquables propriétés biologiques et pharmacologiques des huiles essentielles et des extraits éthanoliques de *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*. Les essais antibactériens ont révélé une activité significative contre plusieurs souches de bactéries pathogènes, indiquant un potentiel prometteur pour le développement de nouveaux agents antimicrobiens naturels.

L'analyse des formulations de pommades a démontré leur stabilité et leur homogénéité, avec un pH de 5,5. La nature hydrophobe de ces formulations permet de former une barrière protectrice sur la peau, limitant l'absorption de substances hydrophiles. Les tests de tolérance cutanée ont confirmé l'absence d'effets indésirables, suggérant une bonne compatibilité avec la peau.

Les résultats de notre étude supportent l'utilisation des extraits de *Juniperus* dans des applications pharmaceutiques et cosmétiques pour leurs effets bénéfiques. Cependant, des études complémentaires, incluant des essais cliniques, sont nécessaires pour confirmer ces résultats et évaluer leur efficacité à plus grande échelle.

En conclusion, notre étude contribue de manière significative à la compréhension des potentialités thérapeutiques des plantes *Juniperus sabina* et *Juniperus phoenicea*. Elle ouvre la voie à de nouvelles applications dans le domaine de la santé et du bien-être, tout en soulignant l'importance de poursuivre les recherches pour exploiter pleinement les bienfaits de ces plantes.

Bibliographie

- [1] Pirard M. Initiation à la phytothérapie. Guide pratique d'une herboriste. Editions edilivre ed. Paris ; 1990.
- [2] Chevalier A. Encyclopedia of Medicinal Plants. Larousse - vuf ed. ; 2001.
- [3] Kia FJ, Lorigooini Z, Khoei HA. Medicinal plants : Past history and future perspective. J Herbmed Pharmacol. 2018;7(1) :1–7.
- [4] Teisseire PJ. Chimie des substances odorantes. Lavoisier ed. paris ; 1991.
- [5] Mazari K, Bendinerad N, Benkhechi C, x Fernandez. Chemical composition and antimicrobial activity of essential oil isolated from Algerian *Juniperus phoenicea L* and *Cupressus sempervirens*. Medicinal Plants Research. 2010;4(10) :959–964.
- [6] LAKHDAR L. Evaluation del'activité antibactérienne d'huiles essentielles marocaines sur aggregati bacteractinomycetemcomitans : Etude in vitro [PhD]. Université Mohammed V de Rabat. Maroc ; 2015.
- [7] Vernex-Lozet C. Les possibilités de la phytothérapie en Gériatrie canine [PhD]. France ; 2011.
- [8] Wichtl M, Anton R. Plantes thérapeutiques : traditions ; pratiques officinales ; science et thérapeutique. Lavoisier ed. Doc T, editor. Paris ; 1999.
- [9] Zaïbet W. Composition chimique et activité biologique des huiles essentielles de *Daucus aureus* (Desf) et de *Reutera lutea* (Desf.) Maire, et leur application comme agents antimicrobiens dans le polyéthylène basse densité (PEBD) [PhD]. Universté Ferhat ABBAS SETIF-1 (Algérie) ; 2016.

- [10] Padeloup GE. Phytothérapie; exemples de pathologies courantes à l'officine : Fatigue, Insomnie, Stress, Constipation, Rhume, Douleur et Inflammation [PhD]. Université de Lille. France ; 2019.
- [11] Poupon E, Boutefnouchet S, Girard C, Hennebelle T, Seguin E. Pharmacognosie Obtention et propriétés des substances actives médicamenteuses d'origine naturelle. Masson ed. Elsevier, editor ; 2020.
- [12] ElHamaoui-ElNach A. Évaluation de l'effet antidiabétique de plantes médicinales de la forêt boréale et identification des principes actifs de deux espèces prometteuses. Université de Montréal. Canada ; 2014.
- [13] ADOUANE S. Etude ethnobotanique des plantes médicinales dans la région méridionale des Aurès [Magister]. Université Mohamed Khider ; Biskra. Algérie ; 2016.
- [14] Chabrier JY. Plantes médicinales et formes d'utilisation en phytothérapie [Docteur en Pharmacie]. Université Henri POINCARÉ - NANCY 1. France ; 1980.
- [15] Bouabdallah IM, Slimani R. Les plantes endémiques médicinales en Algérie. Université Frères Mentouri Constantine. Algérie ; 2022.
- [16] FEKIH N. Propriété chimique et biologique d'huile essentielle de trois espèces du genre *Pinus* poussant en Algérie [PhD]. Université Abou Bekr Belkaid, Tlemcen. Algérie ; 2015.
- [17] HELLAL Z. Contribution à l'étude des propriétés antimicrobiennes et antioxydant de certaines huiles essentielles extrait des Citrus. Application sur la sardine (*Sardina pilchardus*) [Magister]. Université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzou.. Algérie ; 2011.
- [18] KHIMA S, MERABTI C. Evaluation de l'activité antioxydante des huiles essentielles de *Calamintha officinalis* et *Abies numidica* [Master]. Université A-Mira ; BejaiA. Algérie ; 2015.
- [19] européenne P, editor. Recommandations relatives aux critères de qualité des huiles essentielles. Agence Française de Sécurité Sanitaire des produits de santé ; 2008.
- [20] AFNOR. Recueil de normes : les huiles essentielles. Monographies relatives aux huiles essentielles ". AFNOR, Paris ; 2000 :661-3.. vol. 2 of Tome 2. ; 2000.

- [21] HAMIDI A. Toxicité des huiles essentielles [PhD]. École nationale vétérinaire-Toulouse. France; 2001.
- [22] Kaloustian J, Hadji-Minaglou F. In : Springer, editor. La connaissance des huiles essentielles : qualité et aromathérapie. Springer-Verlag France; Paris ed. France; 2012. .
- [23] M O, and SAUCIER L CS. Antimicrobial effects of selected plant essential oils on the growth of a *Pseudomonas putida* strain isolated from meat-science; 2006.
- [24] J B. Pharmacognosie - Phytochimie, plantes médicinales. Médicales Internationales ed. 2ème Ed Paris Tec & Doc, editor; 2008.
- [25] BENAYAD N. Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines : moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Maroc : Université Mohammed V ũ Agdal; 2008.
- [26] Swami-Handa S. Extraction Technologies for Medicinal and Aromatic Plants. International Centre for Science and High Technology ed.; 2008.
- [27] HUNTER M. Essential oils : art, agriculture, science, industry and entrepreneurship. New York : Nova Science Publishers, Inc.; 2009.
- [28] et al BM. *Klebsiella pneumoniae*, une cause majeure des infections nosocomiales. Revue Médicale de Bruxelles. 2013;34(3) :233–239.
- [29] et al HC. *Klebsiella pneumoniae* en unités de soins intensifs. Infection Control & Hospital Epidemiology. 2007;28(3) :679–684.
- [30] et al BJ. Infections nosocomiales par *Klebsiella pneumoniae*. Annales de Biologie Clinique. 2002;60(2) :235–240.
- [31] et al EFAR. Caractéristiques microbiologiques de *Klebsiella pneumoniae*. European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases. 2012;31(1) :1–8.
- [32] M RPK. *Pseudomonas aeruginosa*, une perspective médicale. Clinical Microbiology Reviews. 1995;8(3) :479–514.
- [33] F Z. *Escherichia coli* : germe commensal et pathogène. Microbiologie Médicale. 2008;38(4) :587–594.

-
- [34] J LLYG. Staphylococcus aureus : aspects microbiologiques et cliniques. Clinics in Microbiology and Infection. 2009 ;15(5) :587–594.
- [35] P G. Staphylococcus aureus et risques alimentaires. Journal of Food Protection. 2012 ;75(6) :1123–1136.