

Ministère de l'enseignement Supérieur et de la recherche Scientifique

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Badji Mokhtar Annaba

University

Université Badji Mokhtar –

Annaba

Faculté des Sciences

Département de Biologie



جامعة باجي مختار – عنابة

كلية العلوم
قسم البيولوجيا

Thèse

Présentée pour obtenir le diplôme de

Doctorat Troisième Cycle

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biologie Végétale et Pharmacognosie

Par :

AMIRAT Sabrina

Thème :

Etude phytochimique et evaluation du pouvoir biopesticide des extraits de quelques plantes médicinales de L'est algérien

Thèse soutenue le 18/06/2026 Devant le jury composé de :

N°	Nom et prénom	Grade	Etablissement	Qualité
01	ALI AHMED Mounia	Prof.	Université Badji Mokhtar -Annaba	Président
02	SADOU Nina	Prof.	Université Badji Mokhtar -Annaba	Rapporteur
03	SERIDI Ratiba	Prof.	Université Badji Mokhtar -Annaba	Co-rapporteur
04	HENNOUNI Nacera	MCA	Université Chadli Bendjedid El-Tarf	Examineur
05	ATTAB Saliha	MCA	Université Badji Mokhtar -Annaba	Examineur
06	BOUGHENDJIOUA Hicham	Prof.	ENSET- Skikda	Examineur

Préface

Ce travail a été réalisé au niveau du Laboratoire de Biologie Végétale et Environnement (**LBVE**) Université Badji Mokhtar Annaba, et également le fruit de nombreuses contributions de plusieurs laboratoires et institutions en particulier :

- Laboratoire des Biopesticides (**LB Pest**) du Centre de Biotechnologie de Sfax (**CBS**) Tunisie.
- Laboratoire de Biotechnologie et Amélioration des plantes (**LBAP**) du Centre de Biotechnologie de Sfax (**CBS**) Tunisie.
- Laboratoire de Développement et Contrôle de Préparation Pharmaceutique ;
Département de pharmacie. Faculté de médecine UBMA
- Laboratoire de Synthèse et Biocatalyseurs Organiques UBMA.
- Laboratoire de chimie organique appliquée. UBMA.
- Ecole Supérieure des Technologies et Industrie (**ESTI**).
- Département de Chimie, Université Badji Mokhtar Annaba.
- Conservation des Forêts de la wilaya de SOUK AHRAS
- Circonscription de Frina wilaya de Souk Ahras.
- Laboratoire Régionale de la Police Scientifique de Constantine



Dédicas

Je dédie ce modeste travail à la mémoire de mes parents, qui restent gravés dans mon esprit et que je n'oublierai jamais.

Pa ! Mohamed AMIRAT. Cette thèse n'est que le fruit de ton dévouement, de tes encouragements constants et de ton appui. Tu as été le père exceptionnel et inestimable.

Mama ! Ton sourire me fait atrocement défaut. Tes douas le bon matin, au réveil, me rappellent cette femme douce et irremplaçable qui a un cœur d'or.

En mémoire de Fayçal, Aïcha et Othman. Malgré la douleur, vous demeurez dans nos cœurs.

Que Dieu, le Tout-Puissant, vous accorde son infinie miséricorde et vous accueille dans son éternel paradis.

À mon époux Dr. Tarek YOUSFI pour son amour, sa patience et son soutien inestimable tout au long de ce projet. Je t'aime très fort.

À mes chers enfants Anes Ali et Alaa Kaouthar, vous êtes le plus beau cadeau de ma vie, je vous chéris énormément.

À ma sœur Samia, qu'Allah te préserve et t'accorde force et courage.

Tu as toujours été présente pour moi, je t'aime très fort.

À mon frère Mahmoud et à ma sœur Monia. Merci pour votre soutien.

À mes beaux-parents pour leur présence et leurs encouragements.

À mes nièces et neveux, Lina, Amel, Ishak, Nadjm Eddine, Olfa, Yakoub, Nour Lin, Fayçal Islem. Et notre petit trésor Mohamed Amir.

À mes belles-sœurs et beaux-frères

Sabrina

Remerciements

*Je tiens tout d'abord à exprimer ma grande reconnaissance à **Pr. SERIDI Ratiba** Professeure émérite à l'Université Badji Mokhtar Annaba, département de Biologie et Ex-directrice du Laboratoire de Biologie Végétale et Environnement (LBVE), ma co-Directrice de thèse pour son soutien et ses encouragements indéfectibles, et de m'avoir offert l'opportunité de réaliser et de mener à terme ma thèse de doctorat au sein du (LBVE).*

*Mes remerciements les plus sincères vont également à ma directrice de thèse **Pr. SADOU Nina** Professeure à l'Université Badji Mokhtar Annaba, département de Biologie et directrice du (LBVE) pour ses directives, ses précieux conseils, sa patience et sa générosité tout au long de ce parcours.*

*J'exprime mes vifs remerciements à **Mme ALI AHMED Mounia**, Professeur à l'Université Badji Mokhtar Annaba. Pour l'honneur qu'elle me fait de présider le jury de ma soutenance de thèse.*

*J'adresse mes sincères remerciements à **Mme HENNOUNI Nacera**, Maitre de conférences Classe A à l'Université Chadli Bendjedid EL-TARF, pour m'avoir fait l'honneur de juger mon travail de thèse.*

*Mes vifs remerciements vont également à **Mme ATTAB Saliha**, Maitre de conférences Classe A à l'Université Badji Mokhtar Annaba d'avoir accepté d'examiner ce travail de thèse.*

*Je tiens également à exprimer mes vifs remerciements à **Mr. BOUGHENDJIOUA Hicham** ; Professeur à L'Ecole Normale Supérieure D'enseignement Technologique De Skikda (ENSET) pour m'avoir fait l'honneur de juger mon travail de thèse.*

*Je tiens à avouer ma gratitude et mes remerciements à **Dr. BENSEGHIR -BOUKHARI Latifa Assia** enseignante retraitée de l'Université Chadli BENDJEDIDI EL TAREF, ma source inépuisable d'inspiration. Je vous remercie vivement pour votre amour, votre patience ainsi que pour votre générosité. Qui m'ont été d'un grand support pour mener à bien mes travaux de recherche. Que vous trouvez ici l'expression de mon grand amour et ma profonde gratitude, et merci d'avoir toujours cru en moi et de me pousser à chaque fois vers l'avant.*

*Je voudrais particulièrement remercier **Pr. HAMEL Tarek** enseignant à l'Université Badji Mokhtar Annaba, département de Biologie, notre botaniste, pour l'identification de la*

première plante, ses choix justes et notamment le choix de ma deuxième plante et son aide lors de la sortie pour la récolte, merci Tarek.

*Je souhaite remercier également, le Pr. **Slim TOUNSI** Directeur Générale de Centre de Biotechnologie de Sfax (CBS), de m'avoir accueilli et accepté au sein du centre, et au sein du Laboratoire de Biopesticides (LB Pest). Je vous témoigne ici, toute ma reconnaissance pour votre humeur, le soutien moral et la confiance totale que vous m'avez accordée, pour la planification de mon premier stage et le programme de recherche réalisé, sans vous monsieur je ne pouvais rien faire, merci.*

*Mes plus vifs remerciements s'adressent aussi à **Dr. Samar MAKNI** post doc au niveau du (LB pest), pour son assistance lors de mon stage au niveau du CBS, merci Samar pour votre patience et votre professionnalisme. Je vous souhaite un brillant avenir.*

*Je tiens à remercier également **Pr. Fayçal BRINI** Directeur du Laboratoire de Biotechnologie et Amélioration des Plantes (LBAP) du CBS pour son accueil chaleureux au sein du laboratoire sans oublier **Dr. Ines BOUCHRIT YAAKOUBI** maitre de recherche, pour ses efforts et son aide lors de mon second stage au niveau du CBS.*

*Je ne saurais oublier de remercier les membres du CBS qui m'ont apporté conseils et aides **Pr. Sami LAIFA ; Dr. Sami MNIF ; Pr. Ahmed REBEI ; Fathi HARTELI ; Slim LOUKIL ; Dr. Feras LEFKI ; Adel HADJI IBRAHIM.***

*Je remercie beaucoup mon amie et sœur **Sihem BENALI** pour son affection, son amour et son soutien lors de mon séjour à SFAX, ainsi que l'ensemble de son équipe adorable, pour l'atmosphère conviviale et l'amour inconditionnel ; Salma ; Najla ; Amna ; et toutes ses amies.*

*Je tiens également à rendre un grand hommage à **Pr. TAHAR Ali** enseignant retraité de l'Université Badji Mokhtar Annaba, département de Biologie, pour ses encouragements et ses conseils incessants et ininterrompus, et ce depuis mon parcours universitaire du master.*

*Ma grande gratitude et ma reconnaissance vont à **Monsieur le Professeur SOLTANE Mahmoud**, enseignant retraité de l'Université Chadli BENDJEDIDI EL TAREF, pour vos encouragements continus, vos suggestions et vos compétences prouvées. Votre altruisme, monsieur, votre ardeur au travail demeurent pour moi un exemple. Veuillez trouver ici l'expression de mon plus grand respect pour vos directives et vos conseils, le temps passé*

pour la lecture de cette thèse, sont un honneur pour moi inestimable, encore merci cher professeur.

*Je tiens à remercier **Pr. HADEF Youcef** pour son accueil au sein du laboratoire ainsi que la résidente en pharmacie Maroua.*

Mes remerciements les plus chaleureux vont aux responsables du Laboratoire de la Police Scientifique Régionale de la wilaya de Constantine.

*Je tiens également à remercier **Pr. DJILANI Salah** eddine qui m'a accueilli dans son labo sans oublier les précieux moments vécus avec **Pr. FERCHICHI Loubna ; Dr. CHOHR**
A Djaouhara ; Dr. MELOUK Karima et BOUCHEBCHEB Yasser.*

*Mes vifs remerciements vont également à **Pr. BERDJAM Malika** pour son aide précieuse et tous les membres du laboratoire.*

*J'exprime ma profonde et sincère reconnaissance à mon amie **Dr. OUKARA Fatima Zohra** Chercheuse à l'Institut Nationale des Recherches Forestières (INRF) de Baineme pour notre intimité scientifique et cette collaboration fructueuse, merci Fazou.*

*Je ne saurais oublier de remercier **Dr. KHALEF Yahia** pour son aide inestimable, sa présence et sa disponibilité à tout moment, merci Yahia.*

*Je tiens également à rendre hommage à toute l'équipe du LBVE. **GHARIB Ismahan et SAHRI fatma zohra et Dalila (DALY)** pour leurs aides tout au long de ces années de thèse, sans oublier cordialement mes jeunes amies **Imen, Karima, Asma, Bouchra, et l'adorable Sarah LAMARI.***

En fin, du fond du cœur je tiens à remercier, toutes personnes ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Sommaire

	Page
الملخص	
Résumé	
Abstract	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
INTRODUCTION	01
Chapitre 1	Description des deux espèces étudiées
1.1. Description botanique de <i>Capparis spinosa</i> L.	04
1.2. Dénomination scientifique et vernaculaire au Nord d'Afrique	05
1.3. La famille des Capparidaceae	05
1.4. Genre Capparis	08
1.5. Systématique de la plante	08
1.6. Répartition géographique	08
1.7. Usage traditionnel du câprier	10
1.8. Composition chimique de la plante	10
1.9. Activités biologiques du câprier	11
1.10. L'espèce <i>Brassica procumbens</i> poiret	13
1.10.1. Présentation de L'espèce <i>Brassica procumbens</i> poiret	13
1.10.2. Description botanique L'espèce <i>Brassica procumbens</i> Poiret	13
1.10.3. Position systématique de L'espèce <i>Brassica procumbens</i> Poiret	14
1.11. La famille des Brassicaceae	15
1.11. 1. Description botanique de la famille des Brassicaceae	15
1.11.1.1. Appareil végétatif de la famille des Brassicaceae	15
1.11.1.2. Appareil reproducteur de la famille des Brassicaceae	16
1.11.2. Principaux genres de la famille des Brassicaceae	18
1.11.3. Usages traditionnels de la famille des Brassicaceae	18
1.11.4. Composition chimique de la famille des Brassicaceae	19
1.12. Genre Brassica	20
1.12.1. Distribution géographique du genre Brassica	20
Chapitre 2	Molécules bioactives et phytopathologie
2.1. Biopesticides	21

2.2. Biopesticides d'origine végétale	22
2.3. Molécules bioactives	22
2.4. Intérêt des biomolécules végétales	22
2.5. Métabolites secondaires	23
2.6. Composés phénoliques	23
2.7. Classification des composés phénoliques	24
2.7.1. Phénols simples	24
2.7.2. Acides phénoliques	24
2.7.2.1. Acides hydroxycinnamiques	24
2.7.2.2. Acides hydroxybenzoïques	24
2.7.2.3. Flavonoïdes	25
2.7.3. Tannins	26
2.7.3.1. Tanins hydrolysables	26
2.7.3.2. Tannins condensés	26
2.7.4. Coumarines	27
2.7.5. Stilbènes	27
2.7.6. Lignanes	27
2.7.7. Quinones	27
2.8. Localisation et rôle physiologique des composés phénoliques dans la plante	28
2.9. Définition et histoire de la phytopathologie	29
2.10. Exemples de quelques souches phytopathogènes.	30
2.10.1. <i>Botrytis cinerea</i> (Pourriture grise)	
2.10.2. <i>Aspergillus niger</i> (Moisissure noire)	31
2.10.3. <i>Fusarium oxysporum</i> (Fusariose)	32
2.10.4. <i>Fusarium oxysporum lycopersici</i> (FOL)	33
2.10.5. <i>Agrobacterium tumefaciens</i> (Tumeur du collet)	33

Partie II **Matériel et Méthodes**

1. Matériel végétal	35
2. Enquête ethnobotanique	35
2.1. Fiche questionnaire	35
3. Description des zones d'études	35
3.1.1. Wilaya de Souk Ahras	
3.1.2. Wilaya d'El Taref	35
4. Prélèvement des échantillons	37
5. Activité biologique	38
6. Méthodes	39
6.1. Analyses sur les poudres	39
6.1.1. Screening phytochimique	39
6.1.1.1. Recherche des Tanins	39
6.1.1.2. Recherche des Anthocyanes	39
6.1.1.3. Recherche des Leuco-anthocyanes	39
6.1.1.4. Recherche des coumarines	40
6.1.1.5. Recherche des Saponosides	40
6.1.1.6. Recherche des Alcaloïdes	40
6.1.1.7. Recherche des Flavonoïdes	40
6.1.1.8. Recherche des Terpènes et stérols	40
6.1.1.9. Recherche des Quinones	41

6.1.1.10. Recherche des Anthraquinones	41
6.1.1.11. Recherche de L'Amidon	41
6.1.2. Analyse par Infra-Rouge a Transformée de Fourier (FT-IR)	41
6.1.3. Analyse des éléments minéraux par Microscopie Electronique à Balayage (MEB)	42
6.2. Techniques d'extractions	43
6.2.1. Extraction par ultrason	43
Principe	
6.2.2. Extraction par macération	46
Principe	
6.3. Calcul du rendement	47
6.4. Analyses chromatographiques	48
6.4.1. Analyse par HPLC	48
6.4.2. Analyse par HPLC-DAD des composés phénoliques	49
6.4.3. Analyse par GC/SM des extraits hydromethanoliques de <i>C. spinosa</i>	50
6.5. Dosage des polyphénols	52
6.5.1. Dosage des polyphénols totaux	52
6.5.2. Dosage des flavonoïdes totaux	52
6.5.3. Dosages des Tanins Totaux	52
6.6. Activité antimicrobienne	53
6.6.1. Préparation de l'inoculum	53
6.6.2. Activité antibactérienne	53
6.6.3. Activité antifongique	54
6.7. Analyses statistiques	55

Partie III

Résultats et Discussion

1. <i>Capparis spinosa</i> L.	56
1.1. Enquête ethnobotanique	56
1.1.1 Profil des informateurs	56
1.1.2. Domaine d'utilisation de <i>Capparis spinosa</i> L.	56
1.1.5. Formes d'utilisation thérapeutique <i>Capparis spinosa</i> L.	59
1.2. Screening phytochimique de <i>Capparis spinosa</i> L	61
1.3. Composition chimique par FT-IR <i>Capparis spinosa</i> L.	62
1.4. Composition des éléments minéraux par Microscopie Electronique à Balayage (MEB) de <i>Capparis spinosa</i> L.	64
1.5. Rendement des extractions de <i>Capparis spinosa</i> L.	68
1.6. Identification des composés phénoliques par HPLC de <i>Capparis spinosa</i> L.	70
1.7. Dosage des Polyphénols Totaux ; Flavonoïdes Totaux et Tanins Totaux de <i>C. spinosa</i>	71
1.8. Composition chimique par HPLC-DAD de <i>C. spinosa</i>	75
1.9. Composition chimique des fractions par GC/MS du fractionnement des extraits hydromethanoliques de <i>C. spinosa</i>	78
1.9.1. Composition chimique des fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des feuilles de <i>C. spinosa</i>	78
1.9.2. Composition chimique des fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des fruits de <i>C. spinosa</i>	82
1.10. Activité antimicrobienne de <i>Capparis spinosa</i> L	85

1.10.1. Activité antibactérienne de <i>C. spinosa</i>	85
1.10.1.1. Réponse des extraits de <i>C. spinosa</i> vis-à-vis de <i>A. Tumefaciens</i> C58	85
1.10.1.2. Réponse des extraits de <i>C. spinosa</i> vis-à-vis de <i>A. Tumefaciens</i> B6	86
1.10.2. Activité antifongique <i>C. spinosa</i>	88
1.10.2.1. Réponse des extraits de <i>C. spinosa</i> vis-à-vis de <i>B. cinerea</i> LPAP,630	88
1.10.2.2. Réponse des extraits de <i>C. spinosa</i> vis-à-vis de <i>Aspergillus niger</i> CTM 10099	90
1.10.2.3. Réponse des extraits de <i>C. spinosa</i> vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> (CTM 10402).	91
1.10.2.4. Réponse des extraits de <i>C. spinosa</i> vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>lycopercisi</i> (FOL).	93
2. <i>Brassica procumbens</i> Poiret	94
2.1. Screening phytochimique de <i>Brassica procumbens</i> Poiret	94
2.2. Composition chimique par FT-IR de <i>Brassica procumbens</i> Poiret	96
2.3. Composition des éléments minéraux par Microscopie Electronique à Balayage (MEB) <i>Brassica procumbens</i> Poiret	98
2.4. Rendement des extraits de <i>Brassica procumbens</i> Poiret	101
2.5. Composition chimique par HPLC de <i>Brassica procumbens</i> Poiret	102
2.6. Composition chimique par HPLC-DAD de <i>Brassica procumbens</i> Poiret	103
2.7. Dosage des Polyphénols Totaux ; Flavonoïdes Totaux ; Tanins Totaux de <i>B. procumbens</i>	104
2.8. Activité antimicrobienne de l'espèce <i>Brassica procumbens</i> Poiret.	106
2.8.1. Activité antibactérienne de <i>B. procumbens</i>	106
2.8.1.1. Réponse des extraits de <i>B. procumbens</i> vis-à-vis de <i>A. Tumefaciens</i> C58	106
2.8.1.2. Réponse des extraits de <i>B. procumbens</i> vis-à-vis de <i>A. Tumefaciens</i> B6	107
2.8.2. Activité antifongique des extraits de <i>B. procumbens</i>	109
1.8.2.1. Réponse des extraits de <i>B. procumbens</i> vis-à-vis de <i>Botrytis cinerea</i> LPAP,630	109
1.8.2.2. Réponse des extraits de <i>B. procumbens</i> vis-à-vis de <i>Aspergillus niger</i> CTM 10099	110
1.8.2.3. Réponse des extraits de <i>B. procumbens</i> vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> (CTM 10402)	112
1.8.2.4. Réponse des extraits de <i>B. procumbens</i> vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>lycpercici</i> (FOL)	113
Conclusion et perspectives	115
Références bibliographiques	120
Annexes	
Production scientifique	

الملخص

دراسة كيميائية نباتية وتقييم القدرة المبيدة للآفات الحيوية لمستخلصات بعض النباتات الطبية في شرق الجزائر.

عملنا هو جزء من تبيين النباتات الجزائرية من خلال دراسة كيميائية نباتية وتقييم النشاط الحيوي للمبيدات البيولوجية لنوعين تلقائيين من شمال شرق الجزائر.. *Capparis spinosa* L.، من منطقة فرينا في ولاية سوق أهراس و *Brassica procumbens* Poiret. أصلها من منطقة بريجان في ولاية الطارف والتي تمت دراستها لأول مرة. تم إجراء دراسة إثنونباتية على نوع *C. spinosa* بهدف تعميق المعرفة الموجودة حول هذا النبات، وخاصة استخدامه في الطب التقليدي والغذاء.

تم تنفيذ تقنيتين للاستخلاص، وهما: الاستخلاص بالموجات فوق الصوتية والاستخلاص بالنقع باستخدام نوعين من المذيبات: نظام هيدرو ميثانولي بنسبة 80% ونظام هيدرو إيثانولي بنسبة 80%. كشف التوصيف الكيميائي لمسحوق أجزاء الأوراق والثمار من *C. Spinosa* وكذلك الأجزاء الهوائية والجذرية من *B. Procumbens* بعد الفحص الكيميائي النباتي عن ثراء النباتين في العائلات الكيميائية (الفلافونويدات؛ العفص؛ القلويدات وما إلى ذلك). وفي العناصر المعدنية بعد تحليلها بواسطة المجهر الإلكتروني الماسح، أظهر فحص المساحيق بواسطة الأشعة تحت الحمراء بتقنية تحويل فورييه أيضًا تنوعًا كبيرًا في المجموعات الكيميائية ضمن النوعين. أظهر التحليل الكروماتوغرافي للمستخلصات بواسطة HPLC وفرة من المركبات الفينولية. تم إجراء تقدير كمية لبعض المركبات بواسطة HPLC-DAD لتأكيد النتائج التي تم العثور عليها. مع هيمنة الكاتيكولات في *C. spinosa* بقيمة 41.326 ميكروجرام/جرام من ES من مستخلص EF1US وهيدروكسي تيروسول في مستخلص EPA1us من *B. procumbens* بمحتوى 8.283 ميكروجرام/جرام من ES.

بعد سلبية أجزاء المستخلصات الهيدروميثانولية من أوراق وثمار *C. spinosa*، أظهر تحليل GC-MS وجود 73 مركبًا حيويًا في أجزاء أسيتات الإيثيل والهكسان للأوراق، بينما تم الكشف عن 32 مركبًا للثمار. وأظهرت جرعات البوليفينول الكلية والفلافونويد الكلية والعفص الكلية لجميع المستخلصات قيمًا كبيرة جدًا لكلا النباتين. تظهر نتائجنا محتوى عالي جدًا من PPT مع (0.042 ± 287.765 EAG mg / g ES) لمستخلص EF2Ma. تم تسجيل محتوى FVT (2.38 ± 35.013 ملغ EQ / جم ES) لمستخلص EL1Ma بقيمة (0.96 ± 33.6 ملغ EC / جم ES) للعفص مع (0.96 ± 33.6 ملغ EC / جم ES) بالنسبة لمستخلص EF2Ma لنبات *C. spinosa*. وبالمثل، فإن نبات *B. procumbens* لديه قيم PPT عالية جدًا (10.16 ± 214.658 مجم EAG / جم ES) لمستخلص ER2Ma ومحتوى FVT (1.26 ± 34.03 مجم EQ / جم ES) لمستخلص EPA1US مع قيمة TAT (1.89 ± 28.47 مجم EC / جم ES) لمستخلص EPA2Ma.

أظهر تقييم الأنشطة المضادة للميكروبات للمستخلصات ضد سلالات مسببات الأمراض النباتية إمكانات عالية جدًا للمبيدات الحيوية للنوعين المدروسين ضد سلالات *Botrytis cinerea* LPAP، 630؛ الرشاشيات السوداء CTM 10099؛ أغروباكتيريوم توميفاسينس ب6 أغروباكتيريوم توميفاسينس سي58.

الكلمات المفتاحية: HPLC-DAD؛ الكيمياء النباتية؛ *Brassica procumbens* Poiret، *Capparis spinosa* L.

: مبيد بيولوجي

Résumé

Notre travail s'inscrit dans le cadre de la valorisation de la flore algérienne à travers une étude phytochimique et l'évaluation de l'activité biopesticide de deux espèces spontanées du Nord-est algérien : *Capparis spinosa* L., provenant de la région Frina dans la wilaya de Souk Ahras et *Brassica procumbens* Poiret, originaire de la région Berrihane dans la wilaya d'El-Tarf et qui a été étudiée pour la première fois.

Une étude ethnobotanique sur l'espèce *C. spinosa* a été menée dans le but d'approfondir les connaissances existantes concernant cette plante, en particulier son emploi en médecine traditionnelle et en alimentation.

Deux techniques d'extraction ont été mises en œuvre, à savoir : l'extraction par ultrasons et l'extraction par macération utilisant deux types de solvants : un système Hydro-méthanoliques à 80% et un système Hydro-éthanolique à 80%.

La caractérisation chimique sur poudre des parties feuilles et fruits de *C. spinosa* ainsi que la partie aérienne et racinaire de *B. Procumbens* a révélé après screening phytochimique la richesse des deux plantes en familles chimiques (Flavonoïdes ; Tanins ; Alcaloïdes etc...). En éléments minéraux après analyse par MEB, ainsi l'examen des poudres par FT-IR a montré également une grande diversité des groupements chimiques au sein des deux espèces.

L'analyse chromatographique des extraits par HPLC a révélé une abondance des composés phénoliques. Une quantification de quelques composées a été effectuée par HPLC-DAD confirmant les résultats trouvés. Avec une dominance des Catéchols dans le *C. spinosa* avec une valeur de $41.326\mu\text{g/g ES}$ de l'extrait EF1US et de l'Hydroxytyrosol dans l'extrait EPA1us de *B. procumbens* avec une teneur de $8.283\mu\text{g/g ES}$.

Après silylation des fractions des extraits hydromethanoliques des feuilles et des fruits de *C. spinosa* l'analyse par GC-MS a révélé la présence de 73 composés bioactifs dans les fractions d'acétate d'éthyle et d'hexane pour les feuilles, tandis que 32 composés ont été détectés pour les fruits

Les dosages de polyphénols totaux et flavonoïdes totaux et tanins totaux des tous les extraits ont exhibé des valeurs assez importantes pour les deux plantes. Nos résultats affichent des teneurs très importantes en PPT avec ($287.765 \pm 0.042 \text{ EAG mg/g ES}$) pour l'extrait EF2Ma Une teneur en FVT de ($35.013 \pm 2.38 \text{ mg EQ/g ES}$) pour l'extrait EL1Ma et une valeur de ($33.6 \pm 0.96 \text{ mg EC/g ES}$) enregistré pour les tanins avec ($33.6 \pm 0.96 \text{ mg EC/g ES}$) relative à l'extrait EF2Ma pour la plante *C. spinosa*. De même la plante *B. procumbens* des valeurs assez importantes en PPT ($214.658 \pm 10.16 \text{ mg EAG/g ES}$) de l'extrait ER2Ma et une teneur de FVT de ($34.03 \pm 1.26 \text{ mg EQ/g ES}$) pour l'extrait EPA1US ave une valeur de TAT de ($28.47 \pm 1.89 \text{ mg EC/g ES}$) pour l'extrait EPA2Ma.

L'évaluation des activités antimicrobiennes des extraits contre des souches phytopathogènes à montrer un très grand potentiel biopesticide des deux espèces étudiées vis- à -vis des souches *Botrytis cinerea* LPAP,630 ; *Aspergillus niger* CTM 10099 ; *Agrobacterium tumefaciens* B6 *Agrobacterium tumefaciens* C58.

Mots clés : *Capparis spinosa* L., *Brassica procumbens* Poiret ; Phytochimie ; HPLC-DAD ; biopesticide.

Abstract

Phytochemical study and evaluation of the biopesticidal power of extracts from some medicinal plants of eastern Algeria.

The aim of our work is to highlight the Algerian flora through a phytochemical study and evaluation of the biopesticidal activity of two spontaneous species from north-eastern Algeria: *Capparis spinosa* L, from the Frina region in the wilaya of Souk Ahras, and *Brassica procumbens* Poiret, from the Berrihane region in the wilaya of El-Tarf. This has been studied for the first time.

An ethnobotanical study of the *C. spinosa* species was carried out with the aim of expanding existing knowledge of this plant, in particular its use in traditional medicine and food.

Two extraction techniques were used: ultrasonic extraction and maceration extraction using two types of solvent: an 80% hydromethanolic system and an 80% hydroethanolic system.

Powder characterization of the leaf and fruit parts of *C. spinosa* and the aerial and root parts of *B. procumbens* revealed, after phytochemical screening, the richness of both plants in chemical families (flavonoids, tannins, alkaloids, etc.). SEM analysis of the mineral elements and FT-IR examination of the powders also revealed a wide diversity of chemical groups.

Chromatographic analysis of the extracts by HPLC revealed an abundance of phenolic compounds. A quantification of some compounds was performed by HPLC-DAD confirming the results found. With a dominance of catechols in *C. spinosa* with a value of 41.326 µg/g ES of the extract EF1US and Hydroxytyrosol in the extract EPalus of *B. procumbens* with a content of 8.283 µg/g ES.

After silylation of the fractions of the hydromethanolic extracts of the leaves and fruits of *C. spinosa*, GC-MS analysis revealed the presence of 73 bioactive compounds in the ethyl acetate and hexane fractions for the leaves, while 32 compounds were detected for the fruits.

The dosages of total polyphenols and total flavonoids and total tannins of all extracts showed quite important values for both plants. Our results show very high levels of PPT with (287.765 ± 0.042 EAG mg/g SE) for the extract EF2Ma FVT content of (35.013 ± 2.38 mg EQ/g SE) for the extract EL1Ma and a value of (33.6 ± 0.96 mg EC/g SE) recorded for the tannins with (33.6.96 mg EC/g ES) relating to EF2Ma extract for the plant *C. spinosa*. Similarly, the plant *B. procumbens* of fairly high values in PPT (214,658 ± 10.16 mg EAG/g ES) of the ER2Ma extract and an FVT content of (34.03 ± 1.26 mg EQ/g ES) for the EPalUS extract has a TAT value of (28.47 ± 1.89 mg EC/g ES) for the EPa2Ma extract.

Evaluation of the antimicrobial activities of the extracts against phytopathogenic strains showed the very high biopesticidal potential of the two species studied against the strains *Botrytis cinerea* LPAP630; *Aspergillus niger* CTM 10099; *Agrobacterium tumefaciens* B6 and *Agrobacterium tumefaciens* C58.

Key words: *Capparis spinosa* L. *Brassica procumbens* Poiret; HPLC-DAD; biopesticide.

Liste des abréviations

CMi	: Concentration Minimale Inhibitrice
CMB	: Concentration Minimale Bactéricide
CFU	: Colony-forming unit
DMSO	: Diméthylsulfoxyde
DO	: Densité optique
EL1US	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> hydromethanolique par ultrason
EL2US	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> hydroethanolique par ultrason
EF1US	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> hydromethanolique par ultrason
EF2US	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> hydroethanolique par ultrason
EL1Ma	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> hydromethanolique par Maceration
EL2Ma	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> hydroethanolique par Maceration
EF1Ma	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> hydromethanolique par Maceration
EF2Ma	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> hydroethanolique par Maceration
ELAEUS	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> d'Acétate d'Ethyle par ultrason
ELAEMa	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> d'Acétate d'Ethyle par Maceration
ELHUS	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> d'Hexane par ultrason
ELHMa	: Extrait des feuilles de <i>C. spinosa</i> d'Hexane par Maceration
EFAEUS	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> d'Acétate d'Ethyle par ultrason
EFAEMa	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> d'Acétate d'Ethyle par Maceration
EFHUS	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> d'Hexane par ultrason
EFHMa	: Extrait des fruits de <i>C. spinosa</i> d'Hexane par Maceration
EPa1US	: Extrait de la Partie aérienne de <i>B. procumbens</i> hydromethanolique par ultrason
EPa2US	: Extrait de la Partie aérienne de <i>B. procumbens</i> hydroethanolique par ultrason
EPa1Ma	: Extrait de la Partie aérienne de <i>B. procumbens</i> hydromethanolique par Macération
EPa2Ma	: Extrait de la Partie aérienne de <i>B. procumbens</i> hydroethanolique par ultrason
ER1US	: Extrait des Racine de de <i>B. procumbens</i> hydroethanolique par ultrason
ER2US	: Extrait des Racines de <i>B. procumbens</i> hydroethanolique par ultrason
ER1Ma	: Extrait des Racine de de <i>B. procumbens</i> hydromethanolique par Maceration
ER2Ma	: Extrait des Racine de de <i>B. procumbens</i> hydroethanolique par Maceration
FTIR	: spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier
FVT	Flavonoïdes Totaux
GC/MS	: Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse
HPLC	: La Chromatographie Liquide Haute Performance
HPLC-DAD	: La Chromatographie Liquide Haute Performance -Diode Array Detection
MEB	: Microscopie Electronique à Balayage
MTT	: 3-(4,5-Dimethyl-2-thiazolyl)-2,5-diphenyl-2 H-tetrazoliumbromide
PPT	Polyphénols Totaux
TAT	Tanins Totaux
LB	: Bouillon de Luria- Burtani
PDB	: Potatose Dextrose Broth

Liste des Figures

Numéro	Figure	Page
1	Schéma de la structure type campylotrope de l'ovule chez les capparidacées (a) (b)structure type classique chez les angiospermes ; Diagramme, formule florale et coupes longitudinales	05
2	Distribution naturelle du Câprier	08
3	Bouton (câpre) et fleur méristémone du câprier	09
4	Organisation florale chez les Brassicaceae	14
5	Le fruit chez les Brassicaceae	15
6	Herbier <i>Brassica procumbens</i> Poiret.	20
7	Structure chimique d'acides hydroxycinnamiques	24
8	Structure chimique d'acides hydroxybenzoïques	25
9	Carte de localisation des sites de prélèvement des deux espèces (<i>C. spinosa</i> et <i>B. procumbens</i>).	36
10	<i>Capparis spinosa</i> L dans son habitat naturel.	37
11	<i>Brassica procumbens</i> Poiret dans son milieu naturel.	38
12	Appareil FT-IR Type : Shimadzu, IR Affinity	41
13	Microscope Electronique à Balayage FEI de type Quanta 250 piloté par le logiciel ZEISS.	42
14	Protocole d'extraction des différentes parties étudiées par Ultrason avec les deux systèmes de solvants.	45
15	Protocole d'extraction des différentes parties étudiées par Macération avec les deux systèmes de solvants.	47
16	Appareil HPLC (Prominence- <i>i</i> LC-2030C).	48
17	Appareil HPLC-DAD (Agilent 1200)	49
18	Fractionnement des extraits hydromethanoliques secs par différents solvants	50
19	Appareil GC-MS (Agilent Technologies 6890N)	51
20	Technique des micro-dilution sur plaque Elisa.	55
21	Pourcentage du domaine d'utilisation de <i>Capparis spinosa</i> L.	57
22	Différentes marques vendues et exposées au niveau des magasins enquêtés.	57
23	Pourcentage des parties utilisées par la population locale	58
24	Parties à usage thérapeutiques vendues chez les herboristes de la wilaya de Souk Ahras (Feuilles et Fruits)	58
25	Pourcentage des utilisations thérapeutiques de <i>Capparis spinosa</i> L.	59
26	Pourcentage des formes d'utilisation thérapeutique de <i>C. spinosa</i>	60
27	FT-IR de la Poudre des Feuilles de <i>Capparis spinosa</i> L.	62
28	FT-IR de la poudre des Fruits de <i>Capparis spinosa</i> L.	63
29	Composition en éléments minéraux des feuilles de <i>C. spinosa</i> obtenu par MEB.	65
30	Composition en éléments minéraux des fruits de <i>C. spinosa</i> .	66

31	Droite d'étalonnage de l'Acide gallique.	71
32	Droite d'étalonnage de la quercétine.	72
33	Droite d'étalonnage de la Catéchine.	72
34	Identification et concentration des composés phénoliques des extraits de <i>C. spinosa</i>	75
35	Activité antibactérienne des extraits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Agrobacterium tumefaciens</i> C58.	86
36	Activité antibactérienne des extraits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Agrobacterium tumefaciens</i> B6.	87
37	Activité antifongique des extraits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Botrytis cinerea</i> LPAP,630.	89
38	Activité antifongique contre <i>Aspergillus niger</i> CTM 10099.	91
39	Activité antifongique des extraits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Fusarium oxysporum</i> (CTM 10402).	92
40	Activité antifongique des extraits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Fusarium oxysporum lycopersici</i> (FOL).	94
41	FT-IR de la Poudre de la partie aérienne de <i>B. Procumbens</i>	97
42	FT-IR de la Poudre des Racines de <i>B. Procumbens</i>	98
43	Eléments minéraux de la partie aérienne de <i>B. procumbens</i> .	99
44	Eléments minéraux des racines de <i>B. procumbens</i> .	100
45	Identification et concentration des composés phénoliques des extraits de <i>B. procumbens</i>	104
46	Activité antibactérienne contre des extraits de <i>Agrobacterium tumefaciens</i> C58.	108
47	Activité antibactérienne contre <i>Agrobacterium tumefaciens</i> B6	109
48	Activité antifongique contre <i>Botrytis cinerea</i> LPAP,630.	111
49	Activité antifongique contre <i>Aspergillus niger</i> CTM 10099.	112
50	Activité antifongique contre <i>Fusarium oxysporum</i> (CTM 10402).	114
51	Activité antifongique des extraits de <i>B. procumbens</i> contre <i>Fusarium oxysporum lycopersici</i> (FOL).	115

Liste des tableaux

Numéro	Tableau	Page
01	Dates de récolte et coordonnées géographiques des sites d'étude des deux espèces choisies.	37
02	Liste des souches utilisées pour l'activité microbienne.	38
03	Profil des personnes enquêtées.	56
04	Screening phytochimique des parties étudiées de <i>Capparis spinosa</i> L.	61
05	Rendements issus des différentes méthodes d'extractions de <i>C. spinosa</i> .	68
06	Composés phénoliques dans les différents extraits de <i>C. spinosa</i> obtenus par HPLC.	70
07	Teneurs en PPT ; FVT ; TAT des différents extraits de <i>C. spinosa</i> .	73
08	: Identification des composés chimiques fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des feuilles de <i>C. spinosa</i> .	78
09	Identification des composés chimiques des fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des fruits de <i>C. spinosa</i> .	82
10	Valeur des CMI CMB des extraits des feuilles et des fruits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Agrobacterium tumefaciens</i> C58.	85
11	Valeur des CMI CMB des extraits des feuilles et des fruits contre <i>Agrobacterium tumefaciens</i> B6	87
12	Valeur des CMI ; CMF des extraits des feuilles et des Fruits contre <i>Botrytis cinerea</i> LPAP,630.	89
13	Valeur des CMI CMF des extraits de <i>C. spinosa</i> contre <i>Aspergillus niger</i> CTM 10099.	90
14	Valeur des CMI CMF des extraits des feuilles et des fruits contre <i>Fusarium oxysporum</i> (CTM 10402).	92
15	Valeur des CMI CMF des extraits des feuilles et des fruits contre <i>Fusarium oxysporum lycopersici</i> (FOL).	93
16	Screening phytochimique des parties étudiées de <i>Brassica procumbens</i> Poiret	94
17	Rendements issus des différentes méthodes d'extractions de <i>B. procumbens</i> .	100
18	Composés phénoliques dans les différentes parties étudiées de <i>Brassica procumbens</i> Poiret par HPLC.	101
19	Teneurs en PPT ; FVT ; TAT des différents extraits de <i>B. Procumbens</i>	103
20	Valeurs des CMI CMB des extraits de <i>B. procumbens</i> contre	105

Agrobacterium tumefaciens C58.

21	Valeur des CMI CMB des extraits <i>B. procumbens</i> contre <i>Agrobacterium tumefaciens</i> B6	107
22	Valeur des CMI CMF des extraits de <i>B. procumbens</i> contre <i>Botrytis cinerea</i> LPAP,630.	108
23	Valeur des CMI CMF des extraits de la partie aérienne et des Racines contre <i>Aspergillus niger</i> CTM 10099.	110
24	Valeur des CMI CMF des extraits de la partie aérienne et des Racines de <i>B. procumbens</i> contre <i>Fusarium oxysporum</i> (CTM 10402)	111
25	Valeur des CMI CMF des extraits des parties aériennes et des Racines contre <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>lycopercisi</i> (FOL).	113

INTRODUCTION

L'Algérie jouit d'un large éventail de climats qui favorisent le développement d'une flore abondante et diversifiée. Par son emplacement géographique spécifique, effectivement, le territoire algérien regorge de vastes ressources en plantes réparties sur ses côtes, ses plaines, ses sommets, sa steppe et son Sahara (**Quezel et Santa, 1962**).

L'emploi des différents types de pesticides de synthèse a largement contribué à la gestion des pertes causées par des maladies des plantes, mais qui soulève également un certain nombre de problèmes environnementaux et sanitaires. L'utilisation de biomasse végétale comme source de molécules bioactives peut être une excellente alternative (**Isman, 2006**).

Les plantes contiennent et génèrent une large gamme de composés organiques, dont la grande partie ne semble pas intervenir directement dans leur croissance et leur développement. Ces composés, que l'on désigne couramment sous le nom de métabolites secondaires, sont fréquemment répartis de manière inégale parmi quelques groupes taxonomiques restreints au sein du règne végétal (**Macheix et al., 2005**).

On peut catégoriser les métabolites secondaires en fonction de leurs voies de biosynthèse. On considère généralement trois principales catégories de molécules : les composés phénoliques, les terpènes et les stéroïdes, ainsi que les composés azotés ou alcaloïdes ; Ces composés possèdent de multiples propriétés biologiques thérapeutiques, ayant des impacts et des actions bénéfiques sur la santé. Ces actions se manifestent et englobent par exemple, les activités anticancéreuses, antivirales, antibactériennes, antifongiques, insecticides, antipaludiques, antioxydantes ainsi que l'inhibition enzymatique (**Veiga et al., 2020**).

Les biopesticides, qui combinent diverses variétés de produits, des produits issus de micro-organismes aux produits botaniques, font partie de ces mesures envisagées. Néanmoins, la disponibilité des biopesticides sur le marché demeure restreinte en raison de divers obstacles, entre autres techniques ou financiers.

L'utilisation de biopesticides issus des plantes, diminue par leur action, la présence de résidus chimiques dans les cultures. C'est particulièrement crucial pour la santé des humains et de l'environnement. Les biopesticides botaniques sont généralement biodégradables et moins nocifs pour les organismes qui ne sont pas ciblés, favorisant ainsi une agriculture plus

INTRODUCTION

respectueuse de l'environnement. Les extraits végétaux peuvent être employés pour maîtriser diverses nuisances tout en réduisant les effets sur l'environnement (**Isman,2006**).

Le cout élevé des pesticides, les exigences des marchés internationaux en termes de qualité des produits agricoles, le souci de la santé des consommateurs et les préoccupations environnementales nous pousse pour le développement de méthodes peu onéreuses et compatibles avec les préoccupations sanitaires (**Dabé et al., 2016**).

Dans le programme général de perspective de développement de la production agricole biologique, en vue d'une part, d'une augmentation des rendements, et d'autre part vers une utilisation rationnelle et sécurisante des moyens de production, et en particulier de l'action d'intrants biologiques en substitution des produits chimiques phytosanitaires, revêt une importance capitale, dans le contexte actuel.

Notre travail s'inscrit principalement dans le cadre de la valorisation de certains produits biologiques, appartenant à deux espèces végétales, qui poussent à l'état spontanée en Algérie, appartenant à l'ordre des brassicales (Capparales) à savoir : *Capparis spinosa* L. et *Brassica procumbens* Poiret. Ce travail présente, en plus de son originalité manifeste de l'étude phytochimique et biologique de l'espèce ***Brassica procumbens* Poiret**, un intérêt et une importance pratique, sur l'aspect phytopharmacologique de leur action.

La première espèce étant *C. spinosa* de la famille des capparidaceae est une espèce qui présente des potentialités intéressantes, avérées, non seulement sur le plan purement écologique, mais également sur l'aspect nutritionnel, et en particulier sur l'aspect phytopharmacologique ce qui nous a poussé a mené des investigation phytochimiques et tester son pouvoir biopesticide.

En effet *C. spinosa* ne cesse d'inspirer les chercheurs à travers le monde et le sujet est toujours d'actualité (**Abdelhamid et al.,2022 ; Darif et al.,2023 ; Sgadari et al.,2023 ; Shahrour et al.,2024 ; Helali et al.,2024 ; Oukara et al.,2024 ; Finou et al.,2024 ; Amri et al.,2025**).

La seconde espèce, ***Brassica procumbens* Poiret**, appartenant à la famille des Brassicaceae, n'a jusqu'à présent fait l'objet d'aucune recherche phytochimique ou biologique selon notre recherche.

INTRODUCTION

Cette situation a éveillé notre intérêt pour contribuer à sa valorisation par le biais d'une étude phytochimique de ses parties aérienne et racinaire, ainsi une évaluation de leurs effets en tant que biopesticides.

Notre travail est scindé principalement en trois parties :

Une première partie bibliographique où nous avons effectué une synthèse des données bibliographiques traitant en :

❖Chapitre 1 : Une description des deux espèces étudiées.

❖Chapitre 2, où ont été abordées des notions sur les molécules bioactives et phytopathologie.

Une seconde partie expérimentale, consacrée à :

❖Matériel et méthodes où nous avons exposé tout le matériel et les méthodes expérimentales retenues tout en assignant les objectifs suivants :

- Une étude ethnobotanique de l'espèce *C. spinosa*.
- Etude phytochimique des deux espèces *C. spinosa* et *B. Procumbens* choisies par un screening chimique ; FT-IR ; Analyses élémentaire par MEB.
- Analyses chromatographiques de tous les extraits par HPLC et HPLC -DAD.
- Analyse des extraits hydromethanoliques de *C. spinosa* par GC/MS.
- Activité antimicrobienne des extraits des deux espèces étudiées contre des souches phytopathologiques.
- Une troisième consacrée aux :

❖Résultats et Discussion : Dans cette partie nous avons présenté les différents résultats obtenus et leurs discussions.

Et enfin, la dernière partie représentée par une conclusion et les perspectives dégagées de cette étude.

Chapitre 1

**Description des deux espèces
étudiées.**

1.1. Description botanique de *Capparis spinosa* L.

C.spinosa est un arbuste vivace épineux, à rameaux feuillés et étalés, de 0,3 à 1 mètre de long et racines profondes qui peuvent s'étendre jusqu'à 6 à 10m (Nabavi et al., 2016). Il se caractérise par des :

* Feuilles alternes, de forme ovale et un peu charnu, courtement pétiolées, pourvues de stipules épineuses, persistantes.

Al-Snafi, (2015) décrit de grandes fleurs révélant une beauté exceptionnelle malheureusement très éphémères, pédonculées, solitaires et axillaires, mesurant jusqu'à environ 6 cm de diamètre et pourvues de quatre sépales verts, concaves, de corolle à quatre grands pétales blanc rosé de forme ovale-arrondie et de nombreuses étamines à filets longs et pourprés comme les anthères, dépassées par le petit ovaire porté par un "pied" allongé (Figure 1).

* Les fruits sont des baies ovoïdes ou pyriformes longuement stipités, rougeâtres à nombreuses graines réniformes, avec une saveur délicieuse (Quezel et Santa, 1962 ; Al-Snafi, 2015).



Figure 1 : Bouton (câpre) et fleur méristémone du câprier (Guignard et Dupond, 2015).

1.2. Dénomination scientifique et vernaculaire au Nord d'Afrique

a) Kabbar, Kronbeiza

Les boutons floraux de cette espèce, appelés en arabe kabbar, sont utilisés comme condiment dans les régions méditerranéennes.

Ce simple nom provient du mot kabbariya qui signifie « câpre confite ».

Cet arbrisseau arbustif est également appelé en arabe Kronbeiza. Ce mot est dérivé du mot krobn qui signifie « chou ».

Cette dénomination est utilisée pour désigner l'aspect crambé du fruit (câpron) qui génère des boutons floraux à maturité.

b) Tailoulout

Le câprier, qui pousse naturellement dans la plupart des régions tempérées, est appelé Tailoulout en berbère.

Il s'agit d'un nom simple qui provient des mots taylalt, tiylilin et tiylal, qui sont issus de la même racine /YL/ et qui signifie « enveloppe sèche de fruit, grenade desséchée ».

En effet, le nom de Tailoulout fait référence à l'apparence du fruit de la plante.

c) Câprier

Il s'agit d'un arbrisseau orné des rochers, des murs anciens des régions méditerranéennes.

D'une famille des Caparacées ou des Caparidacées, attesté en 1517.

L'arbrisseau capparis est un arbrisseau connu sous le nom scientifique de câpre, qui signifie « bouton à fleur » du câprier, qui est confit dans du vinaigre pour servir d'assaisonnement.

Le câprier fait ainsi référence à ses boutons floraux qui servent de condiment (**Khoufache, 2019**).

1.3. La famille des Capparidaceae

La flore méditerranéenne abrite des membres de familles subtropicales ou tropicales que les régions tempérées n'imaginent même pas, y compris la famille des capparidacées (**Paccalet, 1981**).

Ces derniers comprennent de petits arbres, des buissons ou des herbes. Plusieurs caractéristiques les différencient des autres familles, dont certains aspects prédominent :

Les Capparidées, selon Jussieu, se distinguent par les caractéristiques suivantes : des feuilles alternes, 4 sépales, 4 pétales, 4 à 6 étamines et un ovaire atténué en podogyne (Figure2).

(**Quezel et Santa, 1962**).

Cette famille, très affinité aux Brassicaceae, se distingue par son port ligneux, la méristémonie et la présence d'un gynophore.

Gynophore portant parfois plusieurs carpelles (6-8) et produisant un fruit juteux (**Guignard et Dupond, 2015**).

Dans les écotypes méditerranéens, la famille des Capparidaceae se compose d'herbes, de buissons et d'arbres, comprenant 46 genres et près de 700 espèces.

Selon **Aghel et al., (2007)** les genres les plus significatifs incluent Capparidaceae, Cleome et Crateva.

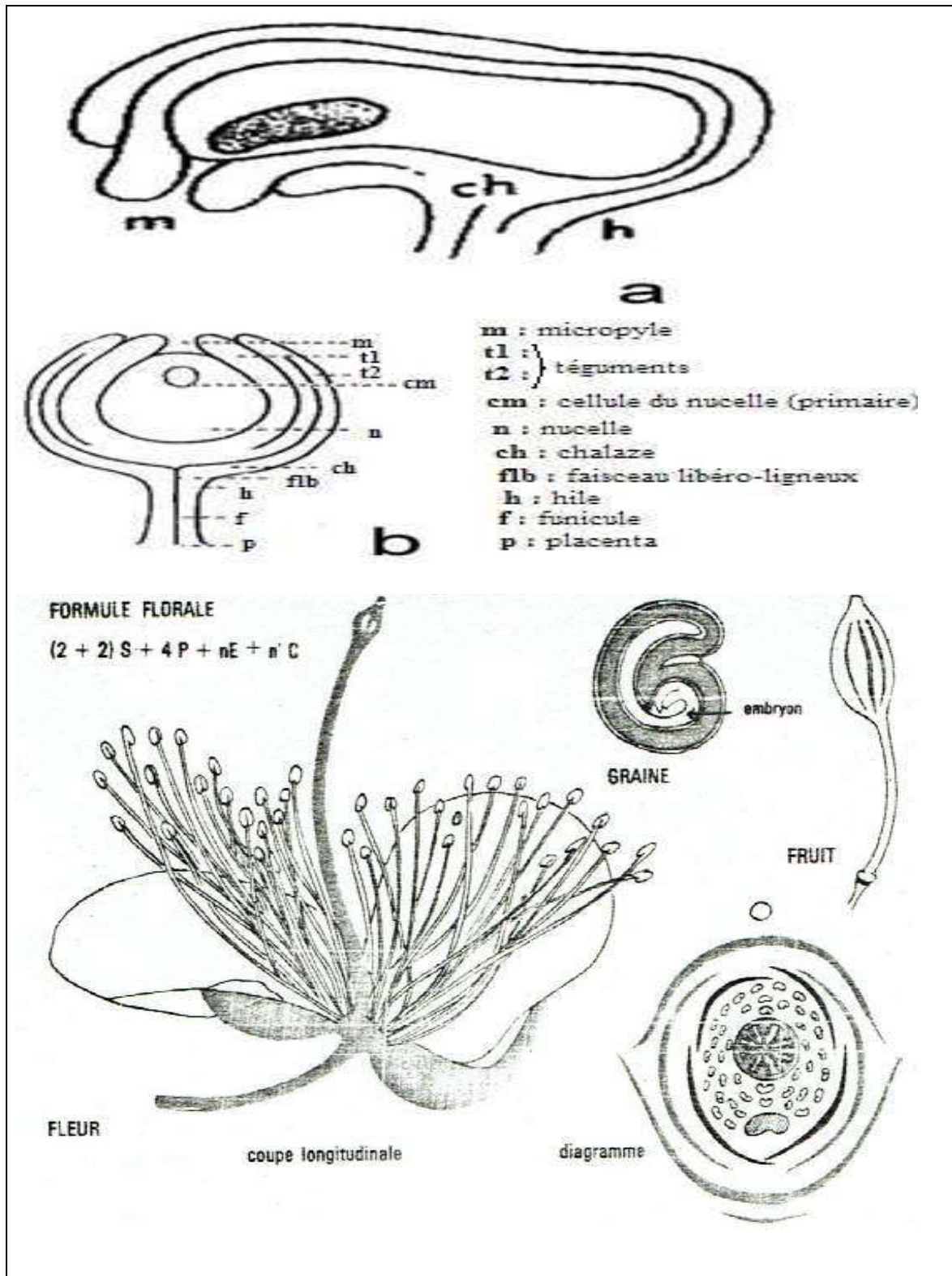


Figure2 : Schéma de la structure type campylotrope de l'ovule chez les capparidacées (a) (b)structure type classique chez les angiospermes ; Diagramme, formule florale et coupes longitudinales (Bensghir - Boukhari, 2015).

1.4. Genre Capparis

Le genre *Capparis* comporte plusieurs espèces distribuées dans des zones tropicales et subtropicales de l'Amérique méridionale, de l'Europe, de l'Afrique, du Madagascar, de l'Asie, de l'Australie, et des îles Pacifiques (Willis, 1988).

1.5. Systématique de la plante

La systématique de l'espèce *C. spinosa* est la suivante selon APG III :

Règne : *Planta*

Sous règne : Tracheobionta

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Capparales

Famille : *Capparaceae*

Genre : *Capparis*

Espèce : *Capparis spinosa* L. (Benzidane et al., 2020).

1.6. Répartition géographique

Capparis spinosa L. est présent dans presque tous les pays du pourtour méditerranéen, ainsi que dans l'Inde et la Chine (Figure 3).

D'après Zohary, (1960) l'aire de répartition naturelle du Câprier est l'Europe, l'Asie, l'Australie et l'Afrique du nord.

Capparis spinosa L présente des variations morphologiques considérables dues aux divers facteurs tels que la différenciation éco-géographique, les modifications topographiques et les processus d'hybridation favorisant la présence de phénotypes intermédiaires (Chedraoui et al., 2017).

Le câprier est communément sub-spontané dans la région méditerranéenne, on le trouve, sur les murets des champs en terrasse, il est aussi cultivé dans les parties les moins chaudes des régions de l'Olivier (Lieutaghi, 2004).

En Italie le *C. spinosa* se trouve principalement en Sicile, Salina et Pantelleria (Barbera, 1991).

En Tunisie cette plante croit spontanément dans les sols les plus défavorisés (Ghorbel et al., 2001).

Au Maroc le câprier se rencontre dans les régions côtières jusqu'aux zones continentales à plus de 1000m d'altitude (**Lakrimi, 1997**).

En Algérie, le câprier s'étend sur de vastes territoires toutefois de façon dispersée.

Effectivement, le câprier possède un système racinaire extrêmement robuste qui capte de vastes volumes de sous-sol. Cette particularité lui donne une grande résistance face à la sécheresse, En effet sa particularité réside donc dans sa croissance sur des sols extrêmement ingrats et en pentes prononcées, ce qui justifie son intérêt écologique face à l'érosion dans les régions sèches et semi-arides.

On signale qu'il y a des stations les plus xérophiles réunis sur une seule station, sans aucune différence écologique. Des variétés intermédiaires moins épineuses (**Benseghir-Boukhari et Seridi,2007**).

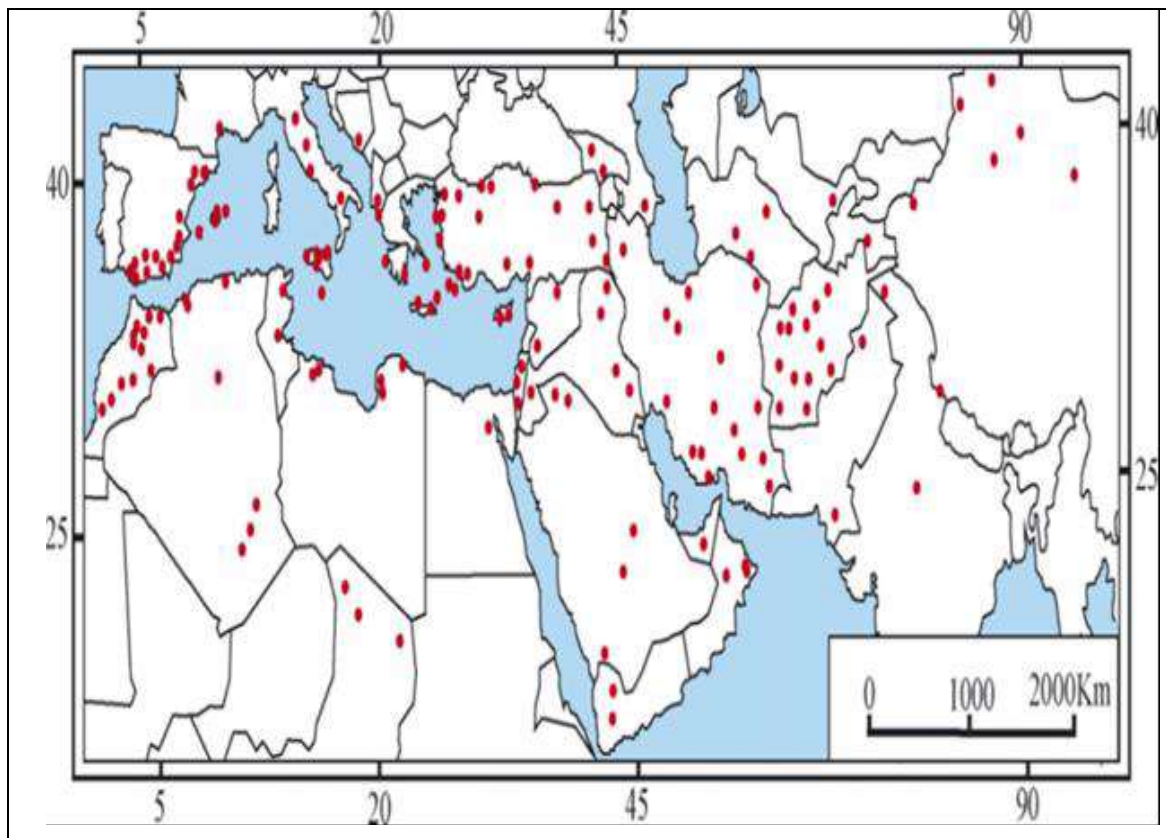


Figure 3 : Distribution naturelle du Câprier (Jiang et *al.*, 2007).

1.7. Usage traditionnel du câprier

Depuis l'antiquité, le câprier est employé dans de nombreux pays pour la cuisine et la médecine folklorique.

Le grec ancien avait employé les fruits pour soigner les convulsions (**Tlili et al., 2011**).

Beloued, (1998) avait mentionné dans son ouvrage Plantes médicinales d'Algérie l'utilisation de l'écorce de racine comme traitement des maladies de la rate et du foie elle est également diurétique, astringente, et tonique.

Les boutons floraux sont très appréciés comme condiment, ils sont stimulants et rafraichissants. La décoction (30g /L d'eau) est un remède interne contre la sciatique.

On utilise les tiges pour traiter la dysenterie ; Le câprier stimule la faim et la soif, ce qui entraîne une augmentation de l'appétit (**Duke et al., 2003**).

L'extrait aqueux des parties aériennes de la plante, utilisé en médecine traditionnelle, a démontré ses vertus antifongiques, anti-inflammatoires, antidiabétiques et antihyperlipidémiques (**Stefanucci et al., 2018**).

En cuisine méditerranéenne les câpres et les feuilles sont couramment employés en tant qu'épices, accompagnés d'olives et de fromage comme apéritif (**Grimlat, 2019**).

1.8. Composition chimique de la plante

Un grand nombre d'études phytochimiques ont démontré que *C. spinosa* contient une combinaison de composés actifs dans ses différentes parties. Selon Inocencio et al. (2000), les flavonoïdes suivants ont été identifiés dans les bourgeons floraux du câprier : la quercétine, la rutine, le quercétine-3-rutinoside, le quercétine-7-O-glucorhamnoside, le kaempférol-3-rutinoside et le kaempférol 3-O-rhamnosyl-rutinoside.

La quercétine 3-O-glucoside, la quercétine 3-O-glucoside-7-O-rhamnoside et la quercétine 3-O-[6''- α -L-rhamnosyl-6''- β -D-glucosyl] sont également présentes dans la partie aérienne de la plante. - β -D-glucoside et le quercétine-7-O-D-glucopyranoside- β -L-rhamnopyranoside (**Satyanarayana et al., 2008**).

Le câprier contient également une grande quantité d'acides hydroxycinnamiques tels que l'acide caféique, l'acide férulique, l'acide p-coumarique et l'acide cinnamique.

Le câprier contient également des alcaloïdes, qui se trouvent principalement dans les racines et les graines (**Panico et al., 2005**).

Selon **Romeo et al., (2007)**, environ 145 composés volatils ont été identifiés dans le câprier.

Dans la plante, les classes chimiques les plus représentées sont les aldéhydes (22,2 %) et les esters (21 %).

Les isothiocyanates, les n-alkanes, les terpènes, les phénylpropanoïdes, les aldéhydes et les acides gras constituent principalement la composition des feuilles de câprier. L'extrait volatile de la plante est principalement composé de thymol (26,4 %), d'isothiocyanate d'isopropyle (11 %), de 2-hexenal (10,2 %) et d'isothiocyanate butylate (6,3 %). Les composés volatils présents dans les fruits mûrs et les racines de la plante sont principalement représentés par le méthyle isothiocyanate, l'isopropyle isothiocyanate et le sec-butyl isothiocyanate (Satyanarayana et al., 2008).

Selon Panico et al., (2005), le glucocapperine (90%) est le principal glucosinolate présent dans les bourgeons floraux du câprier.

On a également isolé d'autres glucosinolates tels que la sinigrine, la glucoiberine et la glucocleomine à partir des graines et des feuilles de cette plante. De plus, ces mêmes chercheurs ont signalé la présence d'indoles glucosinates telles que le glucobrassicine, le neoglucobrassicine et le 4-méthoxyglucobrassicine dans les racines de la plante.

On a identifié des triterpènes (α -amyrin), des stérols, des saponines et de la vitamine C dans la plante (Satyanarayana et al., 2008).

Selon Tlili et al., (2009), les feuilles, les bourgeons et les fleurs de *Capparis spinosa* présentent une composition distincte en caroténoïdes tels que le β -carotène, la lutéine, la néoxanthine et la violaxanthine, ainsi qu'en tocophérols.

1.9. Activités biologiques du câprier

Les bourgeons des fleurs et des feuilles de *Capparis spinosa* L ont été examinés pour déterminer leur teneur totale en composés phénoliques, la rutine, les tocophérols, les caroténoïdes et la vitamine C, tout comme leur lien avec leurs applications médicinales.

Le câprier possède de nombreuses fonctions biologiques. Il est utilisé comme analgésique, antirhumatismale et pour soigner la goutte (Tlili et al., 2010).

Selon leur recherche Ponico et al., (2005), l'extrait méthanolique des bourgeons floraux du câprier exerce une action protectrice sur les chondrocytes en empêchant la synthèse de prostaglandines, de monoxyde d'azote et d'espèces réactives de l'oxygène qui provoquent la détérioration du cartilage.

Les composés naturels issus du câprier ont aussi une fonction cruciale en tant qu'antioxydants. En effet, divers modèles in vitro suggèrent l'emploi possible de l'extrait méthanolique des

bourgeons floraux crus de la plante dans des conditions pathologiques liées au stress oxydant (**Tesoriere et al., 2007**).

Par ailleurs, une recherche in vitro a prouvé un fort pouvoir antioxydant et antiradicalaire. De plus, l'utilisation locale de cet extrait prévient les troubles respiratoires provoqués par les rayons UV (**Bonina et al., 2002**).

L'extrait aqueux de la partie aérienne de la plante est utilisé pour soigner les douleurs hépatiques (**Handa et al., 1986**).

En effet, cet extrait est fréquemment utilisé pour mesurer la capacité anti-hépatotoxique de différents composants de la plante. La câpre a aussi prouvé sa capacité à résister aux bactéries. On a prouvé que la substance extraite des bourgeons floraux de la plante présente une capacité antivirale (**Arena et al., 2008**).

Selon une recherche réalisée par (**Arrar et al., 2013**), les extraits de *Capparis spinosa* L. Ont montré des propriétés antioxydantes et broncho-relaxantes.

Une étude effectuée par **Rahimi et al., (2020)** rapportant les effets protecteurs de l'extrait de *C. spinosa* sur la réduction de l'inflammation systémique induite par les lipopolysaccharides, associée à la déficience cognitive et à la neuro-inflammation.

Selon **Yan et al., (2022)** une activité antiparasitaire élevée a été enregistrée après utilisation des extraits de fruits prouvant ainsi l'efficacité de la plante pour le traitement de certaines pathologies animales.

1.10. L'espèce *Brassica procumbens* poiret

Du moins à notre connaissance aucune étude phytochimique ou biologique sur l'espèce n'a été réalisée.

1.10.1. Présentation de L'espèce *Brassica procumbens* poiret

Synonyme botanique : (= *Sinapis procumbens* Poiret).

Est une espèce endémique Algéro-tunisienne. Nommé également chou couché (**Quezel et Santa ,1962**).

Thérophyte commune selon (**Sakhraoui et al., (2020)**) avec une distribution disjointe dans la zone centrale méditerranéenne : l'archipel toscan (île du Giglio) et la Corse. Lors d'une révision taxonomique et d'une mise à jour de la flore du Gigliano (Figure 4) (**Baldini ,1998**).

1.10.2. Description botanique de L'espèce *Brassica procumbens* Poiret.

C'est une plante annuelle, herbacée, avec une tige généralement légèrement ligneuse au sommet, atteignant de 20 à 110 cm. Selon la description de l'appareil végétatif par (**Tison & de Foucault (2014)**) : « souche qui produit une première tige dressée, habituellement automnale, comportant 0 à 4 feuilles caulinaires. Généralement, elle est suivie d'une ou plusieurs tiges décombantes présentant des feuilles caulinaires variées. »

Feuilles rares, rapidement caduques et légèrement pubescentes. Les parties inférieures sont lyrées-pennatipartites, dotées de lobes entiers ou dentés, tandis que les parties supérieures sont allongées et oblongues.

Inflorescence : Des grappes de 15 à 25 cm de long, présentant un axe comportant quelques poils basiques, blancs et ascendants.

Fleurs en boutons avec des épanouies à la fin de la grappe, sur environ 1 cm de long. Les sépales ont une largeur de 4 mm et les pétales ont une hauteur de 8mm.

Les siliques pédonculées, à différents degrés de maturité, se trouvent dans le reste de la grappe. Les pédoncules de fruits, mesurant entre 6 et 10 mm de long, sont quasiment parallèles à l'axe de l'inflorescence.

Siliques linéaires, légèrement velues (héritées de poils blancs, courts et dressés), mesurant entre 1,5 et 1,8 mm en largeur et entre 15 et 20 mm en long. Le bec inclut un triangle allongé et comprimé de 6 à 10mm.

4-8 graines par silique ; des graines globuleuses, de 1 mm de diamètre, initialement d'un vert

clair puis d'un rouge intense et finement réticulées ; des cotylédons marqués (**Paradis et Piazza ,2023**).



Figure 4 : Herbar *Brassica procumbens* Poir (Baldini, 1998).

1.10.3. Position systématique de L'espèce *Brassica procumbens* Poir.

La systématique de l'espèce *B. Procumbens* est la suivante :

Règne : Plantae

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Capparales

Famille : Brassicaceae

Genre : *Brassica*

Espèce : *Brassica procumbens* (Poir) O.E. Schulz (**Quezel et Santa, 1962**).

1.11. La famille des Brassicaceae

Brassicaceae Burnett (=Cruciferae A. L. de Jussieu), Famille de la moutarde (nom utilisé par Pliny pour les plantes ressemblant à des choux) (**Gurcharan 2010, Michael 2010**). Anciennement nommées crucifères, signifiant « portant la croix » par allusion à la disposition des pétales en forme de croix (**Judd et al., 2002**).

Plantes dicotylédones, variables ; annuelles, vivaces ou suffrutescentes ; glabres ou velues, à poils fournissant parfois de précieuses indications (simples, étoilés, en navette, glanduleux). (**Quezel et Santa, 1963**).

C'est une importante famille, comprenant plus de 4 000 espèces qui habitent sur tout dans les régions tempérées et froides ; elle joue un grand rôle cependant dans la physionomie de la flore du Sahara septentrional et centrale où elle compte des espèces très communes, mais leur importance relative décroît rapidement lorsqu'on s'avance plus au sud (**Ozenda, 1977 ; El Shahbaz et al., 2006**).

Les Brassicaceae sont cosmopolites, certains se sont adaptées à des milieux particuliers, comme les montagnes ou les déserts, et présentent alors une lignification poussée et une surface foliaire réduite. (**Maire, 1967 ; Dupond et Guignard, 2015**).

En Algérie la famille des crucifères est représentée par 10 tribus (**Maire, 1967**) à savoir : Arabidaceae ; Alyseae ; Brassiceae ; Drabeae ; Eucilideae ; Hesperideae ; Lepidieae ; Lunreae ; Matthioleae ; Sisymbrieae. (**Berghioua et al., 2009**).

1.11.1. Description botanique de la famille des Brassicaceae

1.11.1.1. Appareil végétatif de la famille des Brassicaceae

Ce sont des herbes à feuilles isolées et plus au moins découpées (**Dupond et Guignard 2015**). Le plus souvent alternes par fois en partie opposées ; les inférieurs souvent disposés en rosette ; de formes très variées mais souvent lyrées. Qui peuvent être sans stipules ou à stipules très caduques (**Quezel et Santa 1962**).

1.11.1.2. Appareil reproducteur de la famille des Brassicaceae

a). Les Fleur de la famille des Brassicaceae

La famille est très homogène et les fleurs sont toujours constituées sur le même plan d'ensemble, comprenant de l'extérieur :

Le calice comprend 4 sépales. Les sépales internes 4 pétales ; 6 étamines, dont 2 plus petite opposées aux sépales bossus et portant à leur base une glande nectarifère, les 4 autres étant plus grandes, disposées par groupe de deux en face des sépales non bossus ; en fin un ovaire à deux loges séparées par une cloison membraneuse (**Figure 5**).

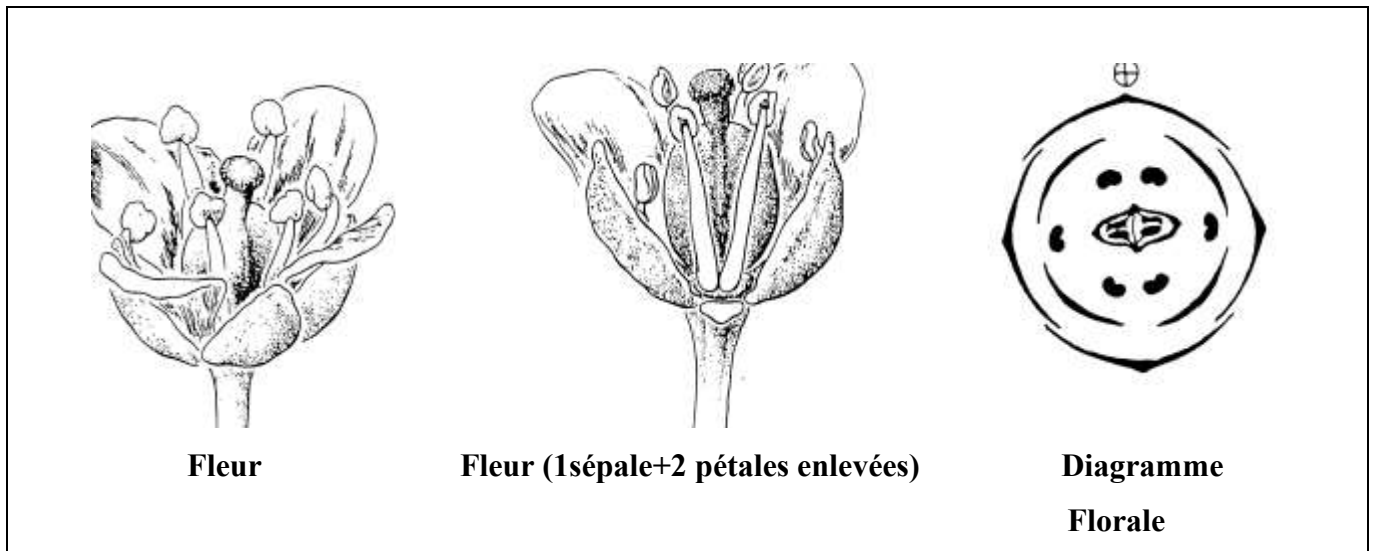


Figure 5 : Organisation florale chez les Brassicaceae (Dupond et Guignard 2015).

b). Le Fruit de la famille des Brassicaceae

Fruits secs de constitutions variées, mais pouvant se ramener aux types suivants :

1 : Capsule s'ouvrant par deux valves de séparant de la fausse cloison et de bas en haut.

a) Capsule plus de trois fois aussi longue que large ; valves parallèles à la fausse cloison, qui est large. Partie séminifère généralement surmontée par un rostre ou bec variable, séminifère ou stérile : Silique.

b) Capsule tout au plus 3 fois aussi longue que large : Silicule.

Si les valves sont parallèles à la fausse cloison, (qui alors est aussi large que le plus grand diamètre du fruit) la silicule est dite latiseptée (du latin *latus*, large et *septum*, cloison). Si les valves sont perpendiculaires à la fausse cloison, celle-ci est étroite, et la silicule est dite angustiseptée (du latin *angustus*, étroit). (**Quezel et Santa 1962**).

2 : Fruit court ou long, sans fausse cloison, à 2 ou plusieurs articles superposées (2 dans la grande majorité des cas), qui à maturité peuvent (ou non) se séparer. Les 2 articles

peuvent être soit fertiles, soit stériles. L'inférieur est soit déhiscent à 2 valves, soit indéhiscent ; dans certain cas, il est réduit et en forme de pédicelle (stipitifforme).

L'article supérieur (rostré ou non) est en général indéhiscent, parfois il finit par se diviser en plusieurs articles monospermes. Tous les cas qui précèdent appartiennent au type Fruit lomentacé.

3 : le fruit ayant l'aspect d'une noix (Nucamentacé), sans fausse cloison, dur, ailé ou non. Généralement indéhiscent (exceptions : *Anastatica* et *Clypeola* qui sont à déhiscence tardive) ; à 1-4 loges transversales (généralement 1-2) (Figure 6) (Quezel et Santa 1962).

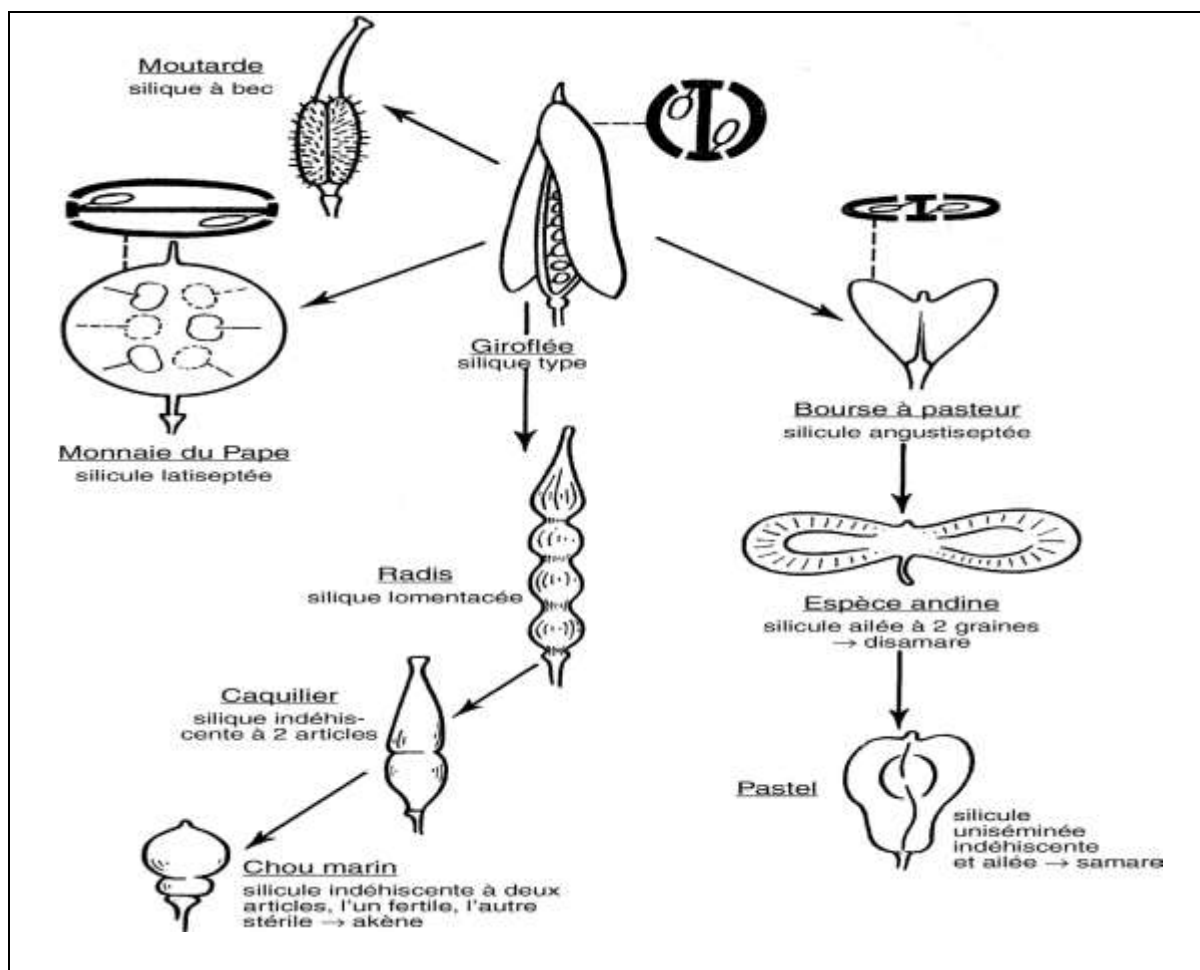


Figure 6 : Fruit chez les Brassicaceae (Quezel et Santa 1962).

c). Les graines

Les graines sont ailées, vésiculaires ou pulvérulentes sont adaptées à la dissémination par le vent ; Sans albumen, ont des embryons volumineux dont les cotylédons sont repliés de diverses façons. Ceci permet de définir plusieurs types de graines, utilisés dans la

classification des différents genres ; ces caractères sont très secondaires n'ont été utilisés par les systématiciens qu'en raison de l'exceptionnelle homogénéité de la famille (**Judd et al.,2002**).

1.11.2. Principaux genres de la famille des Brassicaceae

Les principaux genres cités sont : *Draba* (350 espèces), *Erysimum* (180), *Lepidium* (170), *Cardamine* (160), *Arabis* (160), *Alyssum* (150), *Sisymbrium* (90) et *Brassica* (50) (**Gurcharan ,2010**).

1.11.3. Usages traditionnels et propriétés thérapeutiques de la famille des Brassicaceae

Etant donné l'importance économique de la famille il a été mentionné son utilisation en médecine traditionnelle chinoise comme *l'Erysimum cheranthoides* pour soulager les fièvres et pour traitement des maladies cardiaques (**Berghioua et al., 2009**).

Selon **Bellakhdar (1997)** au Maroc plusieurs brassicacées trouvent de multiples usages traditionnels à savoir : *Alyssum maritimum* utilisée comme fébrifuge.

Amastica hierochutica, également connue sous les noms de Kaff en-nabbi et Kaff el-adra (Palestine). ; cette plante saharo-sindienne est connue pour sa capacité à faciliter les accouchements et à apaiser les douleurs, ainsi que pour guérir la stérilité.

Elle joue un rôle dans le traitement de l'épilepsie et est également employée pour soulager le refroidissement.

On prescrit les diplotaxes de la même manière que les autres. On utilise les brassicacées en interne comme un réchauffant et en externe comme un cataplasme, comme un rubéfiant.

De plus, on utilise la décoction des graines ou des feuilles de différents diplotaxes pour lutter contre la galle des animaux. Les diplotaxes sont des terres cultivées par les camelins, les bovins, les ovins et les caprins, mais en alternance avec d'autres types.

De nombreuses études ont confirmé que la famille des Brassicaceae est remarquablement vitale pour la remédiation des métaux lourds et des métalloïdes dans le monde entier (**Roy et Shyamashree,2020**)

1.11.4. Composition chimique de la famille des Brassicaceae

On a identifié plusieurs flavonoïdes provenant des espèces de la famille Brassicaceae, comme Lutoline-7-O-di-glucoside, Apigénine 6, 8-di-C-glycoside, Luteoline, Apigénine Kaempferol, Isorhamnétine et Quercétine (**Berghioua et al., 2009**). Alcaloïdes

Les Terpènes : Ils se trouvent largement dans la nature et de nombreuses espèces appartenant à la famille des Brassicaceae renferment des mono- et des sesquiterpènes.

Modèle Le β -sitostérol, un produit tritérpenique, a été dérivé de l'extrait chloroformique de *Psuderucaria teritifolia*

De nombreuses espèces de Brassicaceae contiennent des stérols qui se distinguent entre elles.

Habituellement, les stérols végétaux présentent une double liaison ou plus ; on les désigne sous le nom de phytostérols tandis que leurs homologues saturés sont désignés comme phytostanols. Les stérolines sont des glycosides présents dans les stérols.

La première identification du Brassicastérol remonte à la *Brassica napus* (**Robert et al., 2002**).

Cette espèce produit des stérols comprenant : Brassicastérol (12%), Sitostérol (57%) et Campesterol 135 (30%). Initialement, il a été identifié sous le nom de *Brassica campestris* (**Gaignaut et al., 1989**).

La classe des glucosinolates (GLS) : Depuis des milliers d'années, les glucosinolates sont présentes dans la vie humaine. C'est grâce à eux que les graines de moutarde ont une saveur piquante. L'observation initiale des glucosinolates et de leurs résultats d'hydrolyse, couramment désignés sous le nom d'huiles de moutarde, remonte au début du XVII^e siècle.

Les graines de la moutarde noire (*Brassica nigra*) ont permis d'isoler la sinigrine et la sinalbine a blanche (*Sinapis alba*) et la blanche (*Sinapis alba*) ont respectivement vu le jour dans les années 1830.

Elle regroupe plus de 130 molécules provenant du métabolisme secondaire des plantes appartenant au genre Brassicales (**Ouassou et al., 2019**).

La structure des glucosinolates est composée d'un thiohydroximate-O-sulfonate, de glucose et d'une partie plutôt hydrophobe (R), qui représente l'unique variant structurale.

Divers acides aminés sont biosynthétisés par N-hydroxylation et décarboxylation (**Anton, 2016**).

Toutes les plantes contenant des GLS présentent également une enzyme particulière, la myrosinase. C'est la seule enzyme capable d'hydrolyser ces composés thiosacharidiques. Cette unique relation entre une enzyme et un substrat est essentielle dans les mécanismes de protection de ces végétaux face à diverses agressions, grâce à la production de substances bioactives comme les fongicides, bactéricides et insecticides (**Fahey et al., 2001**). De plus, leurs caractéristiques chimio- protectrices contre le cancer ont suscité une recherche intense.

1.12. Genre Brassica

Brassica est le genre le plus varié, avec une cinquantaine d'espèces et de nombreuses sous-espèces et variétés. Parmi ces dernières figurent notamment le colza, le chou et ses différentes variantes (comme le chou-fleur, le chou de Bruxelles, le chou rouge, etc.).

On trouve fréquemment dans notre régime alimentaire du brocoli, de la navette, du navet et des moutarde (**Hébert,2020**).

1.12.1. Distribution géographique du genre Brassica

Le genre Brassica et les espèces sauvages qui lui sont apparentées font partie de la tribu des Brassiceae, dont l'origine se situe dans le bassin méditerranéen et dans le sud-ouest de l'Asie.

Toutefois, on pense que le centre géographique se trouve dans la région méditerranéenne du sud-ouest (Algérie, Maroc et Espagne), où plusieurs espèces se sont révélés endémiques ou présentent une diversité maximale (**OCDE,2016**).

Chapitre 2

Molécules bioactives et phytopathologie

2.1. Biopesticides

Les biopesticides sont des agents de lutte antiparasitaire basés sur des micro-organismes vivants ou des produits naturels ayant la particularité de supprimer ou limiter les ennemis des cultures. Les biopesticides ont démontré un fort potentiel de lutte dans le monde entier **(Chlander et al., 2011)**. Ils sont classés en trois principaux groupes selon leurs origines (microbienne, végétale ou animale).

Les biopesticides peuvent également améliorer la physiologie et la productivité des plantes. Comme ces biopesticides sont généralement biodégradables, ils sont capables de se décomposer rapidement et n'ont pas d'impact négatif sur les eaux de surface et les eaux souterraines **(Ramli et al., 2018)**.

De plus, les biopesticides se distinguent par leur spécificité. En effet, ils s'attaquent spécifiquement à certains parasites au lieu de détruire le tout sans distinction.

2.2. Biopesticides d'origine végétale

L'utilisation de plantes est maintenant un des moyens les plus utilisés pour protéger les cultures et l'environnement contre la pollution par les pesticides chimiques. Les plantes produisent des substances actives ayant des propriétés biologiques intéressantes, appelées métabolites secondaires. L'utilisation de plantes comme insecticides a commencé depuis longtemps. Mais ce n'est qu'au 19^{ème} siècle que les chercheurs se sont intéressés à l'isolement et l'investigation de quelques composés bioactifs d'origine végétale comme répulsifs ou produits toxiques

Les plantes produisent des substances actives ayant des propriétés insecticides, aseptiques ou encore régulatrices de la croissance des plantes et des insectes. Le plus souvent, ces substances actives sont des métabolites secondaires qui, à l'origine, protègent les végétaux des herbivores (Guèye *et al.*, 2011).

2.3. Molécules bioactives

Les molécules bioactives d'origine végétale jouent un rôle crucial dans le développement de biopesticides. Ces composés naturels, extraits de plantes, sont utilisés pour protéger les cultures contre les ravageurs et les maladies tout en respectant l'environnement.

Parmi les biomolécules notables, on trouve les flavonoïdes, les alcaloïdes et les terpènes.

En intégrant ces biomolécules dans des stratégies de lutte intégrée, les agriculteurs peuvent réduire l'utilisation de produits chimiques synthétiques, favorisant ainsi une agriculture durable. L'utilisation de ces agents naturels contribue à la préservation de la biodiversité et à la santé des écosystèmes.

2.4. Intérêt des biomolécules végétales

Pendant longtemps, le contrôle des bioagresseurs par le biais d'extraits de plantes était traditionnel et leur application se fonde généralement sur des fondements empiriques.

L'approfondissement de la compréhension du fonctionnement de ces produits ouvre des opportunités inédites pour la sauvegarde des cultures, compte tenu de leurs multiples bénéfices sur le plan écologique.

On distingue actuellement plusieurs méthodes : l'emploi de formulations phytosanitaires spécifiques (biopesticides issus des plantes), ou mixtes (association avec des pesticides organiques synthétiques) (Ajouz, 2009).

Ces deux méthodes offrent des opportunités de développement commercial pour ces composés provenant des plantes, dans le but de combattre les maladies de la plante.

Cela stimule le développement d'une nouvelle génération de solutions renouvelables et respectueuses de l'environnement et du milieu naturel, face aux bioagresseurs.

2.5. Métabolites secondaires

L'une des particularités significatives des plantes réside dans leur aptitude à générer une grande variété de substances naturelles.

Ils accumulent des métabolites secondaires qui, bien que leur fonction physiologique ne soit pas toujours claire, constituent une source significative.

L'homme peut utiliser des molécules dans divers domaines, comme la pharmacologie ou l'alimentaire (**Macheix et al., 2005**).

Dans le règne végétal, la répartition de ces métabolites secondaires varie en fonction des niveaux d'accumulation qualitatifs et quantitatifs.

On peut mentionner, entre autres, les alcaloïdes, les terpénoïdes, les composés phénoliques :

Appelés également polyphénols qui constituent un ensemble de molécules chimiques propres aux plantes.

2.6. Composés phénoliques

Les composés phénoliques comprennent les phénols simples, les acides phénoliques (hydroxycinnamiques les dérivés d'acides cinnamiques et hydroxybenzoïques comme le p-hydroxybenzoïques, acides vanilliques, protocatéchiques, etc.), monoterpéniques (comme l'eugénol et thymol), flavonoïdes, isoflavonoïdes, coumarines, stilbène, lignanes, les lignines, les tanins condensés et les naphtoquinones sont des sous-produits bioactifs.

Largement répandues dans les plantes alimentaires. Plus de 8 000 composés phénoliques de différentes structures ont été signalées et elles sont largement dispersées à travers les plantes. Ils sont synthétisés par le shikimate, le polykétide et des voies du mévalonate ou des voies mixtes, qui produisent une grande variété de phénols végétaux.

Les polyphénols peuvent exercer un effet antioxydant indirect, en protégeant les enzymes antioxydantes dans le corps humain (**Bensemmane et al., 2021**).

2.7. Classification des composés phénoliques

2.7.1. Phénols simples

Comme le catéchol, le guaiacol et le phloroglucinol sont généralement peu présents dans la nature, contrairement à l'hydroquinone qui se retrouve dans plusieurs familles (Ericaceae, Rosaceae...).

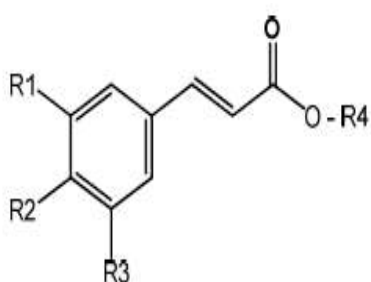
On a démontré la toxicité des deux phénols hydroxylés vis-à-vis des micro-organismes : Le catéchol qui possède deux groupes OH et le pyrogallol qui en possède trois (Cowan, 1999).

2.7.2. Acides phénoliques

On peut utiliser l'expression « acide phénolique » pour désigner tous les composés organiques qui ont au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. Dans le domaine de la phytochimie, cette appellation est exclusivement réservée aux dérivés des acides benzoïque et cinnamique.

2.7.2.1. Acides hydroxycinnamiques

Les acides hydroxycinnamiques constituent une classe essentielle dont la structure fondamentale (C6-C3) est dérivée de l'acide cinnamique. L'un des aspects cruciaux de la réactivité chimique de ces molécules est le niveau d'hydroxylation du cycle benzénique et sa possible altération par des réactions secondaires (Figure 7).



R1 = R2 = R3 = R4 = H : acide cinnamique (non phénolique)

R1 = R3 = R4 = H, R2 = OH : acide *p*-coumarique

R1 = R2 = OH, R3 = R4 = H : acide caféique

R1 = OCH₃, R2 = OH, R3 = R4 = H : acide férulique

R1 = R3 = OCH₃, R2 = OH, R4 = H : acide sinapique

R1 = R2 = OH, R3 = H, R4 = H : acide quinique ; acide chlorogénique

Figure 7 : Structure chimique d'acides hydroxycinnamiques (Chanforan, 2010)

2.7.2.2. Acides hydroxybenzoïques

Les acides phénoliques en C6-C1, qui sont des dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque, sont largement répandus, que ce soit sous leur forme libre ou associée sous forme d'ester ou d'hétéroside (Bruneton, 1999). On retrouve principalement les acides *p*-hydroxybenzoïques, protocatéchiques, vanilliques, gallique et syringique parmi les acides hydroxybenzoïques présents dans les plantes (Figure 8).

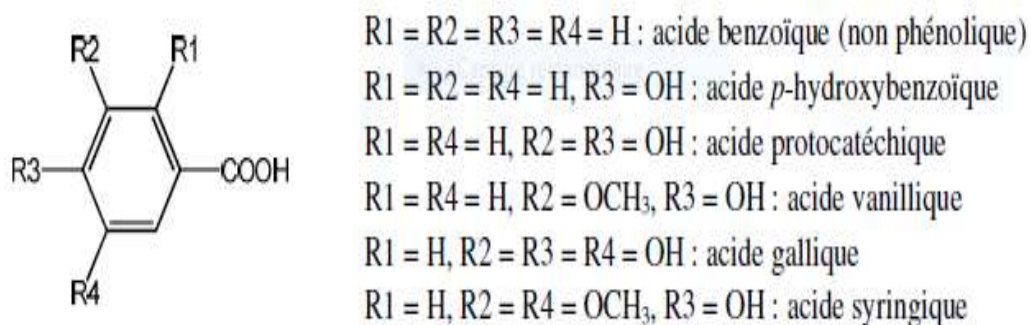


Figure 8 : Structure chimique d'acides hydroxybenzoïques (Chanforan,2010)

2.7.2.3. Flavonoïdes

Le mot flavonoïde provient du latin (*flavus*), qui signifie « Jaune ». Les flavonoïdes confèrent aux fleurs un pigment jaune orangé et bleu. Les flavonoïdes appartiennent à une catégorie de composés naturels couramment présente dans les plantes. On les retrouve abondamment dans les feuilles, les semences, l'écorce et les fleurs des plantes. Les flavonoïdes, qui forment une vaste classe de composés polyphénoliques, partagent la structure du diphenyl propane C6-C3-C6.

Les flavonoïdes, qui forment une vaste classe de composés polyphénoliques, partagent la structure du diphenyl propane C6-C3-C6. Généralement, un hétérocycle oxygéné C est formé par les trois carbones qui servent de lien entre les deux noyaux benzéniques appelés A et B. Les diverses catégories structurelles des flavonoïdes seraient déterminées par les changements de l'hétérocycle C. Le squelette de base des flavonoïdes est constitué de 15 atomes de carbone, disposés sous la forme C6-C3-C6. Cela correspond à deux cycles aromatiques A et B reliés par une unité de trois atomes de carbone, qui pourrait ou non engendrer un troisième anneau. Il existe plusieurs catégories de flavonoïdes en fonction de leur structure, du niveau d'oxydation et d'établissement du cycle C, mais aussi de leurs relations avec les cycles A et B. Cela donne lieu à neuf catégories distinctes : chalcones, aurones, flavones, isoflavones, flavonols, flavanones, flavane-3-ols, flavane-3,4-diols et anthocyanes. Dans chaque classe, les différences concernant la structure fondamentale (flavane) se concentrent principalement sur le nombre.

Concernant le nombre et la localisation des hydroxyles aromatiques, le degré de méthylation, ainsi que les niveaux, les lieux et les caractéristiques des glycosylations.

Ils sont fréquemment associés aux sucres dans les plantes, ce qui donne lieu au terme d'hétérosides. Ces derniers se composent d'une partie phénolique appelée aglycone ou génine liée au sucre. En règle générale, une liaison O-glycosidique permet la liaison entre l'ose et les flavonoïdes. Dans certaines circonstances moins fréquentes, la liaison est de nature C-glycosidique. La liaison du sucre aux flavonoïdes peut varier, depuis la majorité des oses (glucose, galactose, arabinose et rhamnose) jusqu'à des diholosides ou des formulations plus complexes (Chohra et al., 2020).

2.7.3. Tannins

Les tanins, également appelés tanins, sont des substances polyphénoliques employées dans le but de doré les peaux. Les tannins possèdent diverses fonctions biologiques. Des recherches ont démontré que plusieurs tannins possèdent des caractéristiques antioxydantes. Ces substances ont une forte aptitude à capturer les radicaux libres et contribuent également à inhiber les ions pro-oxydants. Selon leurs structures biochimiques, on distingue deux classes de tannins : les tannins hydrolysables et les tannins condensés (Bruneton, 1999).

2.7.3.1. Tanins hydrolysables

Ces tannins sont des dimères d'acide gallique condensés sur des dérivés glycosylés. Ces composés donnent après hydrolyse à chaud à l'aide de solutions acides étendues une fraction glucidique (glucose) et une fraction polyphénolique.

2.7.3.2. Tannins condensés

Ces composés sont appelés aussi proanthocyanidines. Ils possèdent comme structure de base le flavan-3-ol ou le flavan-3,4-diol (Bruneton, 1999).

Ces tannins ne renferment pas de sucres dans leurs molécules. Ils ne sont pas hydrolysés par les acides comme c'est le cas des tannins hydrolysables. Ils se transforment en présence d'acide fort ou d'agents d'oxydation en substances rouges qui sont les phlobaphènes.

Les tannins condensés donnent une structure hérissée du groupement hydroxyle OH du composé phénolique pour former des liaisons avec les protéines (Cheynier et al., 2006).

2.7.4. Coumarines

Ces phénols sont des dérivés hydroxylés de la coumarine simple, leur squelette carboné est (C6-C3).

Les coumarines qui ne sont pas associées à une chaîne organique (coumarines aglycones) portent des groupements méthoxy (-OCH₃) (**Frederic, 2022**).

Les coumarines sont divisées en catégories selon la nature des substitutions : les coumarines simples, les furanocoumarines (linéaires et angulaires), les Pyranocoumarines, les coumarines dimériques.

2.7.5. Stilbènes

Les composés de cette catégorie présentent une structure C6-C2-C6, similaire aux flavonoïdes. Il s'agit de phytoalexines, des substances produites par les plantes en réaction aux microbes pathogènes fongiques, bactériens et viraux. Les stilbènes proviennent essentiellement des raisins, des vins, du soja et de l'arachide (**Crozier et al., 2006**).

2.7.6. Lignanés

Ce sont des composés qui se créent par la condensation d'unités phénylpropaniques (C6-C3). On constate une vaste distribution botanique, avec des centaines de composés identifiés dans près de soixante-dix familles.

2.7.7. Quinones

Ce sont des composés oxygénés qui correspondent à l'oxydation de dérivés aromatiques avec deux substitutions cétoniques. Elles sont caractérisées par un motif 1,4-dicéto cyclohexa-2,5-diénique (para-quinones) ou, éventuellement, par un motif 1,2-dicéto cyclohexa-3,5-diénique (ortho-quinones) (**Bruneton, 1993**).

Elles sont ubiquitaires dans la nature, principalement dans le règne végétal et sont fortement réactives (**Cowan, 1999**).

Il s'agit de composés oxygénés qui se traduisent par l'oxydation des dérivés aromatiques en utilisant deux substitutions cétoniques. Elles se distinguent par une structure 1,4-dicéto cyclohexa-2,5-diénique (para-quinones) ou, potentiellement, une structure 1,2-dicéto cyclohexa-3,5-diénique. Orthoquinones) selon **Bruneton (1993)**.

Elles se trouvent partout dans la nature, surtout dans le monde des plantes, et présentent une grande réactivité (Cowan, 1999).

2.8. Localisation et rôle physiologique des composés phénoliques dans la plante

À l'échelle de la cellule, les composés phénoliques sont principalement distribués dans les compartiments des vacuoles et de la paroi. L'emplacement des polyphénols dans les tissus peut présenter une grande distinction et est associé. ; Leur rôle au sein de la plante. Par exemple, la répartition des composés dans les feuilles varie. La majorité des flavonoïdes se trouvent dans l'épiderme. Chaque catégorie de composés phénoliques contribue aux processus de résistance.

Outre leur rôle dans la coloration (comme le jaune, les pigments orange, rouge et bleu), le goût et la saveur des aliments, les polyphénols se distinguent notamment par leur aptitude à capter les radicaux, ce qui contribue aux caractéristiques antioxydantes, ainsi qu'une capacité d'interaction avec les protéines.

Les polyphénols, grâce à leur capacité antioxydante exceptionnelle, jouent un rôle crucial dans la protection chimique des plantes contre les pathogènes et prédateurs, ainsi que dans les interférences entre les plantes (Evans, 1997).

Il est fort probable que les composés phénoliques contribuent à la formation des mécanismes de défense, puisque leur accumulation est habituellement plus significative chez les plantes résistantes. En outre, elle se localise principalement dans les tissus infectés, à proximité immédiate, et même dans des formations défensives.

L'utilisation de composés phénoliques pour renforcer le système de protection des cultures a conduit à la recherche de substances actives dans le secteur de la lutte biologique. Des acides phénoliques tels que l'acide chlorogénique, l'acide quinique, l'acide férulique, etc., agissent comme des inhibiteurs in vitro de divers pathogènes fongiques présents dans les cultures. Tandis que certains (comme l'acide 2,5-dihydroxybenzoïque et le diméthoxybenzoïque) ont une efficacité in vivo pour empêcher la germination des spores et le développement des champignons pathogènes provenant de diverses cultures, comme *Botrytis cinerea*, *Penicillium digitatum*, etc.

Différents mécanismes semblent être inhibés par les composés phénoliques pour empêcher le développement des affections végétales. Ces mécanismes comprennent l'inhibition des enzymes extracellulaires fongiques (telles que cellulases, pectinases, laccase, xylanase, etc.),

l'inhibition de la phosphorylation oxydative des champignons, la réduction des substrats utilisés par le pathogène, ainsi que leur capacité antioxydante dans les tissus végétaux (Sahli, 2017).

2.9. Définition et histoire de la phytopathologie

La phytopathologie est l'étude des éléments biotiques et abiotiques responsables des maladies, comprenant notamment les champignons, bactéries, virus, nématodes, plantes parasites et les formes de stress abiotiques résultant des facteurs environnementaux susceptibles d'entraîner des maladies sur les végétaux. Cela englobe également l'examen des processus par lesquels ces divers composants opèrent ainsi que l'élaboration de stratégies pour prévenir ou maîtriser les affections.

Ainsi, la gestion des pathologies entraîne généralement une amélioration de la qualité des produits, souvent associée à un coût supérieur en raison des dépenses liées à la recherche et au développement. Depuis cent ans, la lutte contre les maladies végétales s'est majoritairement réalisée par le recours intensif aux pesticides, qui se révèlent nocifs non seulement pour les agents pathogènes et les plantes, mais également pour le public consommateur. Il reste encore complexe d'évaluer les conséquences à court et à long terme de ces usages abusifs. Par conséquent, l'objectif principal du contrôle actuel des maladies végétales vise à recourir à des méthodes combinées de génétique, de sélections naturelles, de rotations culturales et d'emploi d'agents biologiques antagonistes aux microorganismes responsables.

Par ailleurs, l'accroissement de la population associé à la réduction des terres arables entraînera l'émergence de cette discipline dans les décennies futures.

La phytopathologie a « commencé » avec les débuts de l'agriculture, il y a approximativement 9000 ans. À cette époque, la sauvegarde des cultures (écosystèmes artificiels) contre les plantes indésirables, les nuisibles et les maladies était primordiale pour la survie des individus. Les nuisibles et les mauvaises herbes, clairement reconnaissables, étaient simples à éradiquer tandis que les maladies ont été longtemps attribuées à des origines divines.

En 1807, Prévost établit que le champignon *Tilletia caries* cause la carie du blé et recommande le traitement des semences à l'aide de sulfate de cuivre.

En 1845 et 1846, l'Irlande subit une épidémie de mildiou de la pomme de terre, qui était le principal aliment du pays. Cette famine a causé la mort de centaines de milliers de personnes et a conduit des millions d'Irlandais à émigrer vers les États-Unis.

En 1846, Berkeley démontre que l'apparition du mildiou est due à la croissance d'un champignon parasite. Des problèmes de santé de la vigne commencent à se manifester en

Europe durant la même période.

L'oïdium a été introduit en Grande-Bretagne en 1847, puis s'est rapidement propagé à travers l'Europe.

En 1878, la rouille a décimé les plantations de caféiers.

En 1898, Beijerinck avance que l'agent causant la mosaïque du tabac est un fluide appelé « *contagium vivum fluidum* ».

En 1904, Erwin F. Smith a identifié la bactérie *Agrobacterium tumefaciens*, responsable de la galle du collet (« crown Gall »), chez les dicotylées. Il est toujours très difficile de mener des recherches sur les virus.

En 1926, une particule isostable est décrite comme étant un virus, puis en 1935, Stanley réussit à le cristalliser.

En 1936, Bawden a démontré que les cristaux sont essentiellement composés de protéines et contiennent de l'ARN. En 1939, le VMT a été observé à l'aide de la microscopie électronique. Ce n'est qu'en 1956 que la découverte a été faite que l'information génétique est contenue dans l'ARN viral.

Diener a fait la découverte des viroïdes spécifiques aux plantes en 1971 (**Agrios,2005**).

2.10. Exemples de quelques souches phytopathogènes.

2.10.1. *Botrytis cinerea* (Pourriture grise)

La pourriture grise est une affection provoquée par *Botrytis cinerea*, un champignon qui parasite une multitude de plantes supérieures.

Ce champignon se distingue par sa polypropagation, ce qui lui permet de s'attaquer à différentes plantes dès que les conditions météorologiques le permettent.

Il peut se développer en tant que saprophyte, sur des débris de la flore, ou comme parasite, sous l'influence d'une plante vivante (**Kasmi et al.,2017**).

Les spores se développent à des températures de 18 à 23°C et un pourcentage d'humidité supérieur à 95%. La conidie produit ensuite un tube germinatif qui se divise rapidement en une cellule spécifique, appelée appressorium, qui pénètre dans les tissus de la plante ciblée.

Il est capable de franchir la cuticule, mais il peut également bénéficier d'une légère blessure pour entrer. On a également observé d'autres structures qui se manifestent sous la forme d'appressoria multilobés au cours de l'infection (**Holz,2007**).

Plusieurs armes chimiques sont disponibles pour le champignon : Des enzymes moléculairement importantes qui caractérisent la paroi et la membrane cellulaire, provoquant ainsi la dégradation des tissus : Des enzymes de dégradation de la pectine comme la pectine estérase de méthyle, la pectine lyase et plusieurs polygalacturonases. Des toxines sesquiterpéniques présentant un squelette de botryane, principalement du botrydial et du dihydrobotrydial, ainsi que leurs dérivés, jouent un rôle crucial dans la virulence. Après son retour, le champignon élimine les cellules sous-jacentes. Au fil du temps et même en avance sur sa progression. On l'appelle nécrotrophe en raison de sa capacité à détruire les tissus avant de les coloniser, et à se nourrir des tissus morts et de pouvoir progresser parmi eux (Alfanzo,2011).

2.10.2. *Aspergillus niger* (Moisissure noire)

Les espèces d'*Aspergillus* associées aux maladies des plantes sont généralement des agents pathogènes opportunistes, et les blessures sont nécessaires à l'infection et à la colonisation de la plante hôte. L'infection par *Aspergillus* se produit généralement en raison des dégâts causés par les insectes après une sécheresse ou un stress thermique.

Pour qu'*Aspergillus* provoque une maladie, les conidies doivent germer, suivies de la pénétration des hyphes et de la colonisation des tissus végétaux. Par la suite, la physiologie de la plante hôte est altérée et *Aspergillus* doit s'adapter à l'environnement végétal.

Après la colonisation et l'apparition de la maladie, les conidies sont produites et dispersées dans l'environnement et constituent un facteur important pour la survie d'*Aspergillus* dans les conditions hostiles.

Les stades de développement de la pathogenèse d'*Aspergillus* impliquent des gènes qui permettent l'infection et suppriment la résistance. L'expression des gènes impliqués peut être influencée par les mécanismes de défense des plantes et la composition en nutriments.

Pour *Aspergillus*, plus de données sont disponibles sur la pathogenèse chez les animaux et les humains que sur la pathogenèse chez les plantes. Cependant, la pathogenèse fongique chez les animaux, les humains et les plantes est similaire, et les informations sur la pathogenèse chez les animaux et les humains peuvent être appliquées aux plantes pour comprendre les mécanismes des maladies.

L'agent pathogène se produit principalement dans des conditions chaudes et humides.

Épidémies de couronne la pourriture est sporadique, avec des graines de mauvaise qualité, des changements dans l'humidité du sol dus à des températures élevées pendant le stade des semis, le stress dû à la sécheresse, les dommages aux semis dus aux pesticides et

l'alimentation par les foreurs des racines et des tiges parmi les facteurs contribuant à l'incidence de la maladie (**Zakaria,2024**).

Aspergillus niger est un pathogène végétal grave et produit de nombreuses mycotoxines (par exemple, ochratoxines et aflatoxines) qui contaminent les denrées alimentaires (par exemple, arachide, maïs, oignon, etc.). De plus, *A. niger* provoque la pourriture des légumes et des fruits et entraîne des pertes substantielles pour l'économie et les produits agricoles.

Le champignon réduit la germination des graines, l'émergence des plantules et l'élongation des racines et des pousses, provoquant la mortalité au point d'émergence des plantes.

La pathogénicité fongique est liée au mécanisme d'action des mycotoxines ; il permet au champignon d'envahir l'environnement tissulaire et renforce l'activité lytique de défense de l'hôte. Les protéinases, les lipases et les phospholipases font partie des enzymes hydrolytiques produites par les champignons dans des conditions de culture.

Ces enzymes jouent un rôle dans la pathogenèse fongique et nuisent aux cellules hôtes. L'absorption nutritionnelle fongique, l'invasion des tissus et l'apport de nutriments dans un environnement confiné sont tous facilités par ces enzymes (**Tawfik et al.,2022**).

2.10.3. *Fusarium oxysporum* (Fusariose)

Fusarium spp. Sont parmi les champignons telluriques les plus agressifs causant des flétrissements et des pourritures racinaires de plusieurs espèces végétales (**Hibar et al.,2007**).

Les champignons filamenteux appartiennent au genre *Fusarium* (Sordariomycetes, Hypocreales et Nectriaceae) (**Rana et al., 2017**).

La fusariose est une maladie responsable du flétrissement ou de la pourriture des racines et des collets des plantes. Dans certains cas, surtout chez les plantes céréalières, les graines peuvent être impropres à la transformation et à la consommation à cause de la contamination par le champignon.

Fusarium oxysporum est une espèce anamorphe qui ne possède pas de forme idéale.

En tant que saprophyte actif, le *Fusarium oxysporum* occupe aussi une place prépondérante dans la maladie des plantes ; sa virulence peut être particulièrement spécifique.

Cette espèce révèle une grande diversité morphologique. On peut constater des différences morphologiques au sein d'une forme particulière ou d'une race.

Le *F. oxysporum* se distingue par des hyphes septées et fortement branchées. Les microconidies ont habituellement une forme non septée, qu'elle soit ovale, elliptique ou réniforme, et se forment en fausses têtes sur des phialides de courte durée. Les macroconidies,

dont le nombre est inférieur aux microconidies, se composent de 3 à 5 cloisons. De forme courte à moyenne, légèrement incurvée et dotées d'une paroi mince.

Les chlamydospores peuvent être générées individuellement ou en paire, et peuvent également se présenter sous forme de grappes ou de chaînes courtes, dans une position terminale ou intercalaire, dotée d'une paroi lisse ou rugueuse (Debbi, 2020).

2.10.4. *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopercisi* (FOL)

Le flétrissement vasculaire est plus sévère dans des conditions chaudes du sol et dans les serres. Les symptômes développés sont le résultat d'un stress sévère d'eau.

La tomate est souvent cultivée en serre où les températures élevées du sol massif des vaisseaux conducteurs dans lesquels le champignon sporule. Les microconidies sont transportées de façon passive par le flux du xylème et peuvent ainsi infecter des parties aériennes. La présence de mycélium et de ces conidies ainsi que les réponses locales de la plante (formation des tyloses, gommages) vont causer un blocage du transport d'eau dans les vaisseaux et donc des symptômes de flétrissement sont observés sur la plante (Bergeul, 2020).

Il semble que *F. oxysporum* f. sp. *Lycopercisi* possède des chromosomes additionnels transférés de manière horizontale. Ces chromosomes codent pour une suite d'effecteurs, notamment les six protéines qui se produisent dans le xylème de la plante hôte. Effectivement, il a été signalé que chaque isolat de la forme spécifique *lycopercisi* présente une zone génomique identique (Debbi, 2020).

2.10.5. *Agrobacterium tumefaciens* (Tumeur du collet)

La tumeur du collet, provoquée par *Agrobacterium* spp., est une affection aux répercussions économiques significatives.

Elle se manifeste principalement en pépinières provoquant la dépréciation des plants préparés, mais aussi dans les zones de culture d'arbres fruitiers ou hors-sol dans les serres de production de fleurs coupées ou de concombres, où c'est la production entière qui subit des dommages.

Plusieurs espèces de plantes appartenant à diverses catégories, principalement des dicotylédones, peuvent être affectées par la maladie de la galle du collet. Entre autres, on note la vigne, des arbres fruitiers, des cultures ornementales telles que le rosier, le chrysanthème et le dahlia, ainsi que des arbres forestiers tels que les peupliers, le noyer et l'eucalyptus.

Dans la nature, la tumeur du collet provoque une diminution de productivité en raison d'une diminution de vitalité des plantes touchées, pouvant parfois mener à leur mort généralement

causé par l'intervention d'organismes pathogènes secondaires qui infestent les plantes vulnérables (Al arabi et *al.*,2011).

Partie II

Matériel et Méthodes

Matériel et Méthodes

1. Matériel végétal

Dans cette étude deux espèces de l'ordre des Brassicales ont été choisies à savoir :

**Capparis spinosa* L. (Figure 10). Le choix de la plante c'est basé en tenant compte du potentiel élevé en constituants bioactifs, en particulier en composés poly-phénoliques qui confèrent à la plante son potentiel alimentaire et des spécificités phytopharmacologiques.

**Brassica procumbens* Poir. (Figure 11). Il s'agit d'une plante endémique Algéro-tunisienne qui n'a fait l'objet d'aucune étude phytochimiques d'après nos recherches et dont le genre *Brassica* nous renseigne sur la plus grande richesse en principes actifs de ses espèces.

Les paramètres géographiques des deux sites de prélèvement des espèces sont mentionnés dans le Tableau 1 et la (Figure 9).

2. Enquête ethnobotanique

L'enquête ethnobotanique sur la plante *Capparis spinosa* L. a été réalisée durant l'année 2020-2021 à l'aide des fiches questionnaires dans la région de Souk Ahras.

Justifiant l'utilisation en médecine traditionnelle par la population de la région.

On a suivi la méthode d'enquête hybride (Questionnaire en ligne via les réseaux sociaux visant la population concernée) : enquête auprès de la population rurale, enquête auprès des herboristes de la wilaya de SOUK-AHRAS ; où nous avons remplis 100 fiches d'enquêtes.

2.1. Fiche questionnaire

L'outil de notre enquête est un formulaire constitué de deux parties, la première est basée sur la personne enquêtée (le sexe, l'âge et le niveau d'étude). La deuxième partie collecte des renseignements concernant la plante étudiée, ces informations permettent d'évaluer la connaissance de la plante, l'utilisation, la prescription et le mode de préparation préconisé de chacun des personnes interrogées (**Annexe-1**).

3. Description des zones d'études

3.1.1. Wilaya de SOUK AHRAS

La wilaya de Souk Ahras se trouve à l'extrême nord-est de l'Algérie. Elle est bordée au nord et à l'ouest par les wilayas d'El Tarf et Guelma, au sud-ouest par la wilaya d'Oum el Bouaghi, au sud-est par la wilaya de Tébessa et à l'est par la Tunisie. Sa superficie totale est d'environ 4360 km² et elle abrite une population de 440 300 personnes, ce qui représente une densité de 101 habitants/km² (**Véla et Benhouhou, 2007**).

Les températures quotidiennes fluctuent en fonction des saisons (de 10°C en janvier à 45°C en août).

Selon Seltzer (1946), les températures moyennes mensuelles varient de 15°C en janvier à 35°C en juillet, tandis que la précipitation annuelle fluctue entre 300 et 1000 millimètres par an. Marqué par une alternance de périodes humides et sèches.

3.1.2. Wilaya d'EL TARF

La wilaya d'El Tarf (36° 46'00" N, 8° 19' 00" E) est située à l'extrême Nord-est algérien près des frontières algéro-tunisiennes, elle est distante de 650 km de la capitale. Elle s'étend sur une superficie de 3339 Km² avec une population totale estimée à 430.000 habitants, soit une densité de 129 habitants/km² (ANDI, 2013).

La région d'El Tarf est considérée comme la plus importante et la plus riche d'un point de vue écologique, compte tenu de sa situation géographique, son climat méditerranéen avec un hiver doux et pluvieux et un été chaud et humide, marqué par une pluviométrie annuelle de 1200 mm. En effet, elle renferme les plus grandes zones humides d'Afrique du Nord (Toumi, 2016).

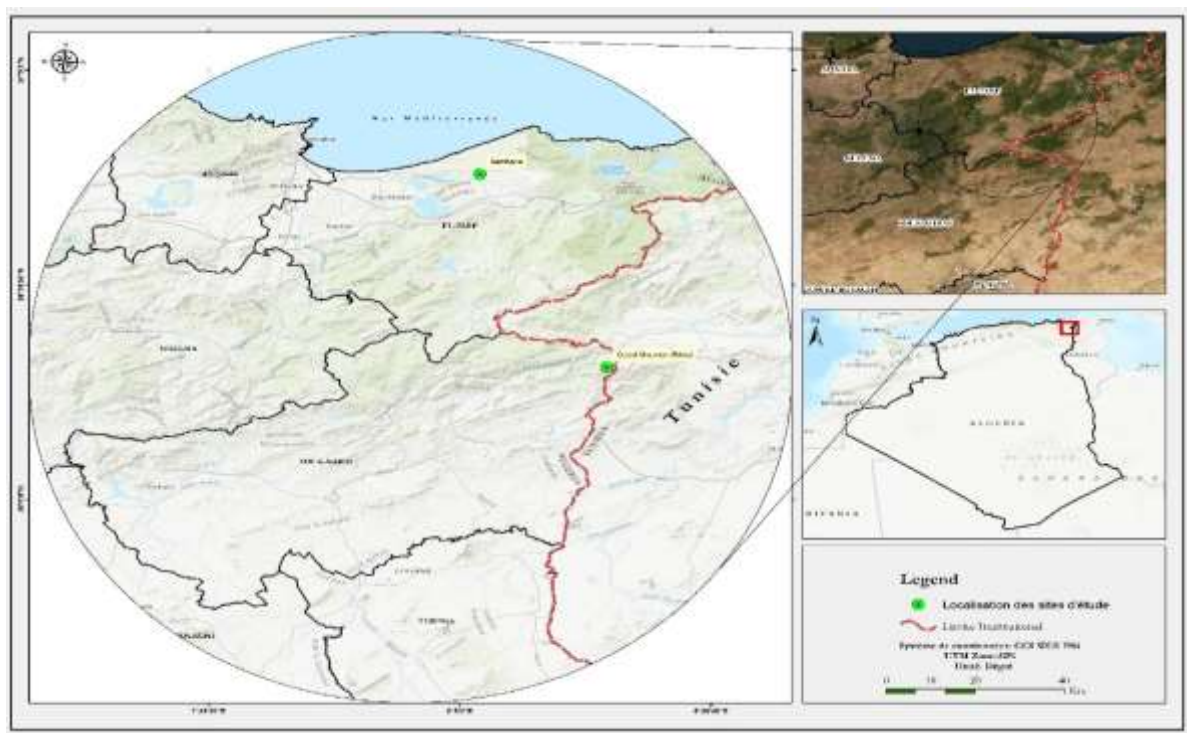


Figure 9 : Carte de localisation des sites de prélèvement des deux espèces (*C. spinosa* et *B. procumbens*). (AMIRAT Sabrina, 2024).

4. Prélèvement des échantillons

Le prélèvement des échantillons a été effectué de manière aléatoire durant les dates présentées dans le Tableau 1.

L'identification des deux espèces a été assurée par **Pr. HAMEL Tarek** botaniste au niveau du département de Biologie à l'Université Badji Mokhtar Annaba.

Tableau 1 : Dates de récolte et coordonnées géographiques des sites d'étude des deux espèces choisies.

Espèce	Parties étudiées	Date de Récolte	Site de prélèvement	Wilaya	Commune	Coordonnées Géographiques
<i>Capparis spinosa</i> L	*Feuilles *Fruits	20/07/2020	Frina	Souk Ahras	Ouled Moumen	N 36° 22' 48,72" E 8° 22' 48,72"
<i>Brassica procumbens</i> Poiret	*Partie aérienne *Racines	28/02/2020	Berrihane	El teref	Berrihane	N 36° 50' 14" E 8° 7' 26"

Les plantes ont subi un traitement par tri, lavage, et séchage à l'ombre puis chaque partie a été réduite en poudre et conservée dans des récipients opaques et hermétique jusqu'au moment de l'utilisation.



Figure10 : *Capparis spinosa* L. dans son habitat naturel (AMIRAT Sabrina ,2020)



Figure11 : *Brassica procumbens* Poiret dans son milieu naturel (AMIRAT Sabrina,2020)

Le matériel biologique utilisé a été fournis par le Laboratoire des Biopesticides (LB Pest) du Centre des Biotechnologies de Sfax (CBS) Tunisie.

Les souches utilisées sont présentées dans le Tableau 2.

Tableau 2 : Liste des souches utilisées pour l'activité microbienne

	Nom de la souche	Référence
Souches Fongiques	<i>Fusarium oxysporum</i>	CTM 10402
	<i>Botrytis cinerea</i>	LPAP 630
	<i>Aspergillus niger</i>	CTM 10099
	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>lycpercici</i>	/
Souches Bactériennes	<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	B6
	<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	C58

5.Méthodes

5.1. Analyses sur les poudres

5.1.1. Screening phytochimique

La méthode du screening par réactions en tubes permet l'identification de quelques grandes familles chimiques telles que : les alcaloïdes, les flavonoïdes, les quinones, les stérols et terpènes, ...etc.

Il s'agit d'une analyse qualitative basée sur des réactions de coloration et/ou de précipitation des composés des grandes familles chimiques présentes. Celle-ci est effectuée sur les broyats des végétaux secs et/ou frais.

Ces tests préliminaires ont été réalisés selon les techniques de **Solfo (1973) et Harborne (1989)**.

5.1.1.1. Recherche des Tanins

Nous avons pris 5ml de l'infusé (Préparation de l'infusé à 10 % : 10 g de drogue broyée, puis sont placés dans 100ml d'eau bouillante, après 15mn nous avons filtré et recueillir l'infusé). En ajoutant goutte à goutte 1ml d'une solution de chlorure ferrique (FeCl_3) à 1%. L'apparition d'une coloration verdâtre indique la présence des tanins catéchiques, bleue noirâtre indique la présence de tanins galliques.

✓ Test de confirmation :

A 30 ml de l'infusé nous avons ajouté 15ml de réactif de STIASNY (Formol à 30% +HCl concentré (3- v /v), après chauffage de 30mn au bain- marie, l'observation d'un précipité orange indique la présence des tanins catéchiques.

5.1.1.2. Recherche des Anthocyanes

L'identification des anthocyanes est basée sur la modification de la couleur de l'infusion à 10% en fonction du changement de pH.

Nous avons incorporé à l'infusion quelques gouttes d'HCl pur. Par la suite, nous avons ajouté quelques gouttes de NH_4OH , et le changement de couleur signale la présence d'anthocyanes.

5.1.1.3. Recherche des Leuco-anthocyanes

Nous avons pris 5ml de l'infusé et mélangé avec 4ml d'alcool chlorhydrique (éthanol /HCl 3v/v). Après un chauffage au bain marie à 50°C, pendant quelques minutes. L'apparition d'une couleur rouge cerise indique la présence des leuco-anthocyanes.

5.1.1.4. Recherche des coumarines

Nous avons versé 2 ml d'extrait dans un tube à essai. L'apparition de coumarines a été détectée suite à l'ajout de 0,5 ml de NH_4OH à 25 %, et la fluorescence vive observée sous une lampe UV à 366 nm a signalé la présence de ces coumarines.

5.1.1.5. Recherche des Saponosides

Nous avons transféré 10 ml de l'extrait aqueux total dans un tube à essai. On agita le tube pendant un quart d'heure, puis on le laissa au repos pendant une durée de 15 minutes. Une mousse persistante d'une hauteur dépassant 1 cm signalait la présence de saponosides.

5.1.1.6. Recherche des Alcaloïdes

Nous avons prélevé 5 g de poudre, puis nous l'avons mélangée avec 50 ml d' HCl à 1% dans un contenant. Suite à une macération, nous avons procédé à la filtration du mélange et ajouté quelques gouttes de réactif de Dragendorff au filtrat. L'apparition d'un précipité de couleur orangée signale la présence des alcaloïdes.

5.1.1.7. Recherche des Flavonoïdes

Nous avons prélevé 10g de la poudre, que nous avons ensuite laissée macérer dans 150ml d' HCl à 1% pendant une durée de 24 heures. Après avoir effectué la filtration du mélange, nous avons prélevé 10 ml du filtrat. Nous avons ensuite ajouté du NH_4OH et laissé reposer pendant trois heures. La manifestation d'une teinte jaune pâle dans la partie supérieure du tube signale la présence de flavonoïdes.

5.1.1.8. Recherche des Terpènes et stérols

On utilise une quantité de 0.5g de la poudre qui a été macérée dans 20 ml d'éther de pétrole. Après avoir procédé à la filtration et à l'évaporation de la phase organique dans un bain de sable chauffé à 90°C . On dissout le résidu dans 5 ml d'acide acétique, puis on ajoute 1 ml d' H_2SO_4 concentré. Un cercle de couleur marron ou violet se crée à l'interface des deux liquides, qui par la suite devient gris. Ce changement du cycle signale la présence de stérols et de terpènes.

5.1.1.9. Recherche des Quinones

Nous avons pris 01g de la poudre, puis nous l'avons macérée dans 30 ml d'éther éthylique pendant 24h. Après filtration, nous avons rajouté quelques gouttes de NaOH à 1N. Le virage de la phase aqueuse au rouge indique la présence des quinones.

5.1.1.10. Recherche des Anthraquinones

Nous avons prélevé 1 gramme de la poudre, puis incorporé 10 ml de KOH (0.5N) et 1 ml de H₂O₂ (à 5%). On fait bouillir le mélange pendant quelques minutes. Après avoir refroidi et filtré, nous avons acidifié le filtrat à l'aide d'acide acétique. Ensuite, la solution acide a été extraite avec 10 ml de benzène. Nous avons ajouté 05ml de NH₄OH à l'extrait benzénique. Après agitation, la teinte rouge au niveau de la couche alcaline signale la présence d'anthraquinones.

5.1.1.11. Recherche de L'Amidon

Nous avons utilisé 1g de la poudre que nous avons fait macérer dans 30 ml d'eau distillée tiède pendant une heure. Après une filtration, nous avons incorporé quelques gouttes de réactif d'amidon (liqueur de Fehling) à la solution aqueuse. L'apparition d'une teinte bleu violacé signale la présence d'amidon.

5.1.2. Analyse par Infra-Rouge a Transformée de Fourier (FT-IR)

Fourier Transformed Infrared Spectroscopy (FT-IR) est une technique de caractérisation rapide et peu couteuse des différentes parties des plantes choisies (**Fan et al.,2012**).

Les poudres ont été testées par un appareil de type : Shimadzu, IR Affinity, Japon (Figure 12) dans un intervalle de 400-4000 cm⁻¹.



Figure11 : Appareil FT-IR Type : Shimadzu, IR Affinity (AMIRAT Sabrina).

5.1.3. Analyse des éléments minéraux par Microscopie Electronique à Balayage (MEB)

La microscopie électronique à balayage MEB est une technique puissante d'observation de la topographie des surfaces. Elle est fondée, principalement, sur la détection des électrons secondaires émergeants de la surface sous l'impact d'un très fin pinceau d'électrons primaires qui balaye la surface et permet d'obtenir des images avec un pouvoir séparateur souvent inférieur à 5nm et une grande profondeur de champs

La microscopie électronique à balayage est couplée à un détecteur d'analyse spectrométrique par dispersion d'énergie des rayons X(EDS) qui est une technique d'analyse chimique multi élémentaire très rapide et non destructive. La détection des rayons X permet de compléter l'étude par l'analyse de composition chimique (résultat semi- quantitatif) avec une précision de l'ordre du % atomique (Goldstein et *al.*,2017).

La composition en éléments chimiques des espèces végétales étudiées au cours de ce travail a été déterminée par une analyse EDS du microscope Electronique à Balayage FEI de type Quanta 250 piloté par le logiciel ZEISS (Figure13)



Figure12 : Microscope Electronique à Balayage FEI de type Quanta 250 piloté par le logiciel ZEISS

5.2. Techniques d'extractions

Deux systèmes de solvants ont été choisis à savoir : MeOH80% et EtOH80%

5.2.1. Extraction par ultrason

- **Principe**

L'extraction par ultrason est une méthode simple, efficace et peu coûteuse. Cette technique utilise des ondes sonores à fréquence supérieure à 20 KHz, la vibration se propage dans le milieu en transportant de l'énergie mécanique sous forme de rapides variations de pression. Le milieu de propagation de l'onde ultrasonore est soumis à une succession, de compressions et de décompressions provoquant la formation de bulles (**Poux et al., 2010**).

Les ultrasons entraînent de très fortes modifications de la température et de la pression, à l'intérieur des bulles. Au moment où la dimension critique est atteinte. Les bulles implosent. Ce processus appelé « cavitation ».

Les effets mécaniques induits par les ultrasons favorisent une meilleure pénétration du solvant au sein des matrices végétales, améliorant ainsi le transfert de matière. Cette « pulsation » du milieu permet d'augmenter les coefficients de perméabilité des parois cellulaires, facilitant ainsi la libération des composés d'intérêt vers le solvant. L'application des ultrasons permet donc non seulement d'accélérer le processus d'extraction à partir de sources végétales, mais également, dans certains cas, d'en augmenter les rendements (**Chemat et al., 2017**).

Mode opératoire

L'extraction est faite selon la méthode (**Chouikh et al., 2015**), 200ml de solvants (MeOH80%, EtOH80%). Sont ajouter à 20g de chaque partie étudiée des plantes.

Ensuite sont mis au bain à ultrason à 30°C pendant 30 min (Figure14) après filtration le filtrat est évaporé par rotavapeur à une température de 50°C. La figure15 illustre le protocole adopté.

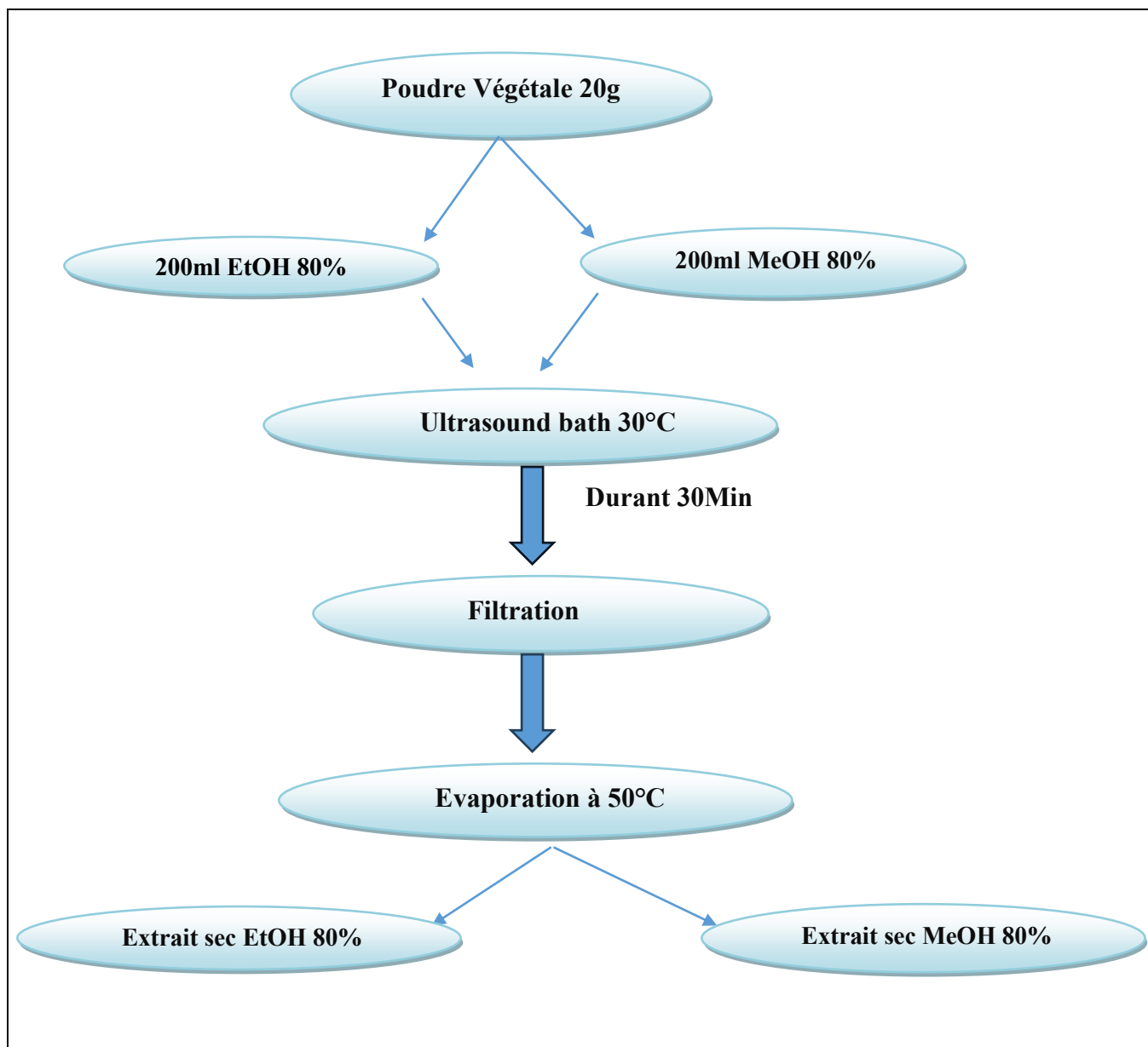


Figure 13 : Protocole d'extraction des différentes parties étudiées par Ultrason avec les deux systèmes de solvants.

5.2.2. Extraction par macération

Principe

La macération est la technique d'extraction solide-liquide la plus élémentaire. Elle implique le contact du matériel végétal avec le solvant, soit avec agitation, soit sans. Bien que cette opération puisse être longue et a un rendement souvent modeste, elle est privilégiée pour l'extraction de molécules thermosensibles (**Leybros et Fremeaux, 1990**).

Mode opératoire

La macération consiste à émerger 20g de poudre dans 200 ml du solvant pendant 24 heure à température ambiante (Figure16).

Ensuite la filtration est réalisée sur papier filtre et le solvant a été récupéré du filtrat par évaporation dans un rotavapeur à une température de 55°C. L'extrait obtenu a été conservé au 4°C jusqu'à utilisation. La technique est illustrée par la figure 17 (**Rebaya et al., 2015**).

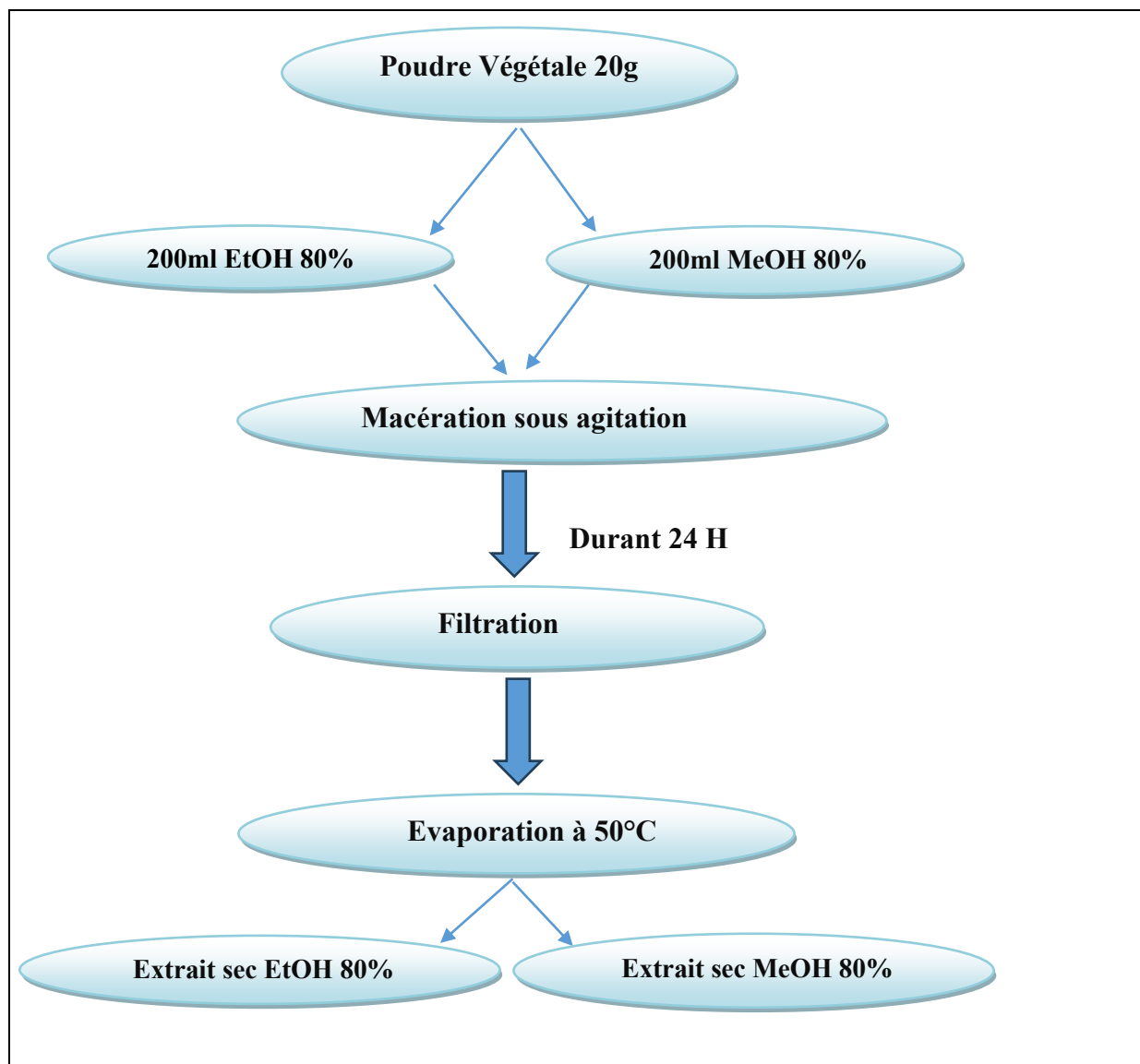


Figure14 : Protocole d'extraction des différentes parties étudiées par Macération avec les deux systèmes de solvants.

5.3. Calcul du rendement

On détermine le rendement (R) de la plante en extrait sec par la formule suivante :

$$R\% = \frac{P1-P2}{PE} \times 100$$

R% : Rendement.

P1 : Poids du ballon + échantillon après évaporation.

P2 : Poids de ballon vide.

PE : Prise d'essai.

5.4. Analyses chromatographiques

5.4.1. Analyse par HPLC

La Chromatographie Liquide Haute Performance (HPLC) est une technique de séparation des mélanges même les plus complexes. L'analyse des composés phénoliques contenus dans les différents extraits a été effectuée à l'aide d'un appareil de type : Prominence-*i* LC-2030C (Figure18), une colonne chromatographique C18 (25 mm X 4,6, 5 μ m). La température de la colonne était maintenue à 40 °C. La phase mobile est composée d'un solvant (A) : un mélange d'eau (80 %), acétonitrile (19 %), et acide formique (1 %), et d'un solvant (B) : un mélange d'acétonitrile (59 %), méthanol (40 %) et acide formique (1 %). Le débit était de 1 ml/min, le volume d'injection était de 10 μ l et la détection s'est faite à une longueur d'onde de 350 nm. La concentration de la solution injectée était de 5 mg/ml pour l'extrait méthanolique et de 1 mg/10 ml de standard pur dans du méthanol. Temps d'analyse : 60 min. L'identification des composés sur chromatogrammes (**Annexe-2**) et (**Annexe-3**) est effectuée par comparaison des temps de rétentions avec les temps de rétention des standards (**Abdulhussein,2017**).



Figure15 : Appareil HPLC ; Prominence-*i* LC-2030C. (AMIRAT Sabrina,2022).

5.4.2. Analyse par HPLC-DAD des composés phénoliques

L'analyse des composés phénoliques a été réalisée à l'aide d'un modèle HPLC de la série 1260 d'Agilent, couplé à un détecteur à réseau de diodes (HPLC-DAD), et équipé d'un injecteur et d'un four à colonne thermostatique à 25 °C. La séparation a été réalisée sur une colonne C18 Kinetex PFP (100 4,6 mm, 2,6 μ m, Phenomenex). La colonne et l'échantillonneur ont été réglés à 25 °C, avec un débit de 1,5 ml/min. (Figure19)

Le volume d'injection est de 20 μ l. La phase mobile est constituée d'eau avec 0,1 % d'acide formique (solvant A) et d'acétonitrile avec 0,1 % d'acide formique (solvant B). Le gradient utilisé était : 5% B pendant les six premières minutes, suivi de 20% B pendant les 7 minutes suivantes, puis 60% B pendant les 4 minutes suivantes, 100% B pour les 2 minutes suivantes, puis un lavage de la colonne pendant 1 minute à 100% B, suivi d'un retour aux conditions d'origine (5% B) en 1 min, et 5% de régénération de B pendant 4 min. Le débit était de 1,5 ml/min et le volume d'injection était de 20 μ l. L'identification de chaque composé a été basée sur son temps de rétention et la comparaison des données spectrales avec des produits de référence à 250, 280, 315 ou 370 nm (Su et *al.*, 2013).



Figure 16 : Appareil HPLC-DAD (Agilent 1200). (AMIRAT Sabrina,2023).

5.4.3. Analyse par GC/SM des extraits hydromethanoliques de *C. spinosa*

Un certain nombre de méthodes ont été proposées pour la séparation et la quantification des composés phénoliques. Certains auteurs ont proposé la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS) comme une méthode qui peut fournir des résultats précis de la composition des polyphénols. Cependant, l'analyse des composés phénoliques non volatils et thermolabiles par GC-MS suppose la conversion en substances volatiles et thermotolérantes par dérivation chimique.

Seul les extraits hydromethanoliques secs des parties feuilles et fruits, ont subi des fractionnements successifs par deux solvants : Acétate d'éthyle et Hexane. Les fractions sont ensuite évaporées et conservées à 4 °C jusqu'à l'utilisation (Figure20).

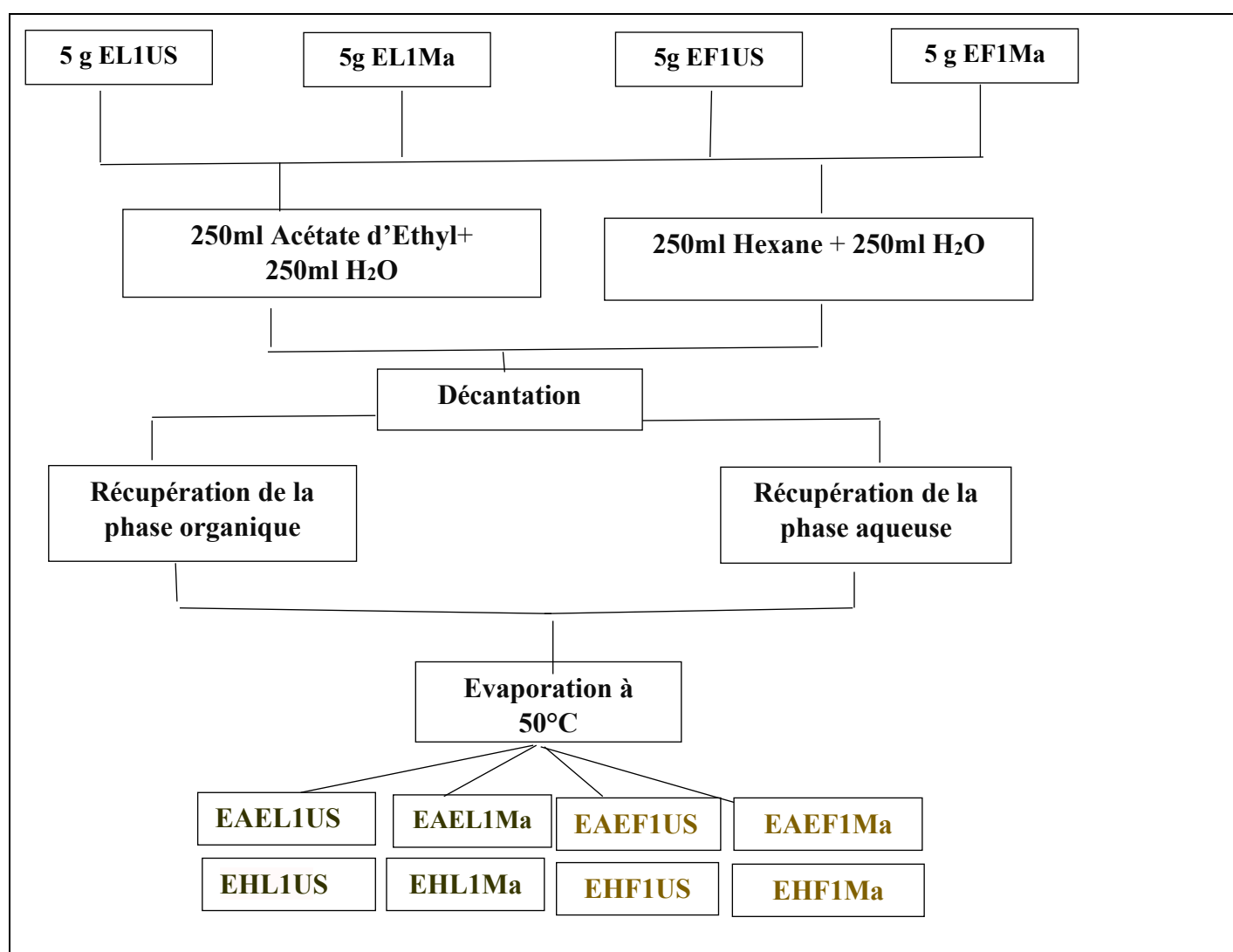


Figure 17 : Fractionnement des extraits hydromethanoliques secs par différents solvants

Vingt mg de chaque fraction ont été triméthylsilylés à l'aide de 50 μ l N, d'O-bis (triméthylsilyl) trifluoroacétamide (BSTFA) au bain marie à 60 °C pendant 1 heure, ajouter 50 μ l de pyridine puis analysés par GC-MS. La température du four GC a été maintenue à 100 °C pendant 1 minute, puis programmée de 100 °C à 260 °C à 4 °C/min et maintenue pendant 10 minutes. La température de l'injecteur split/splitless (mode splitless) a été réglée à 280 °C (Figure21).

L'identification des principaux composants est effectuée par la comparaison des temps de rétention obtenue par GC et les données MS des échantillons avec ceux des étalons à partir des bibliothèques Wiley et NIST.

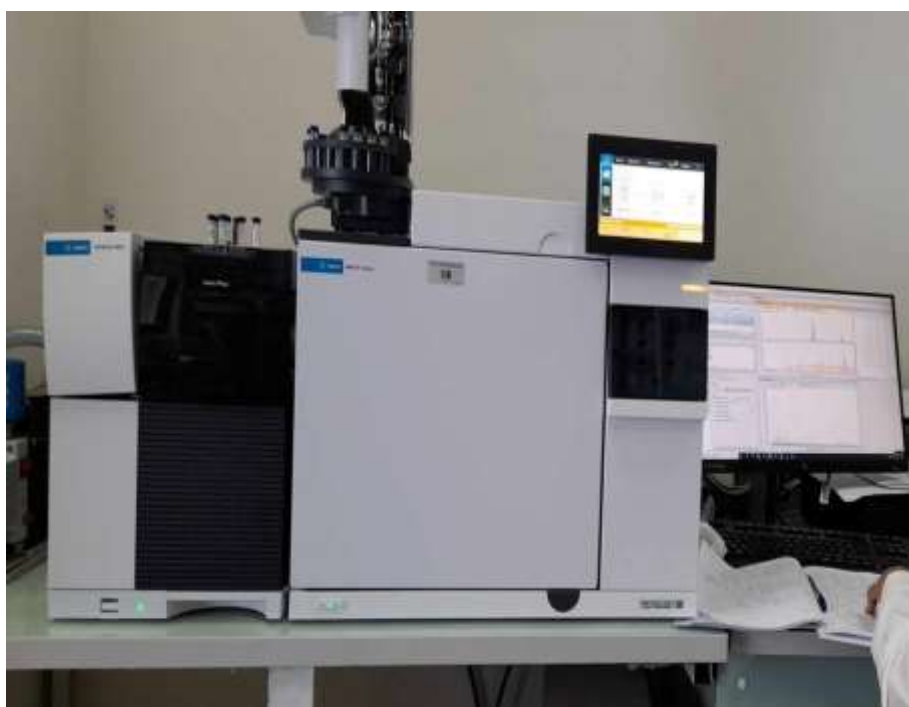


Figure18 : Appareil GC-MS (Agilent Technologies 6890N) (AMIRAT Sabrina,2023).

.

5.5. Dosage des polyphénols

5.5.1. Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été déterminé par spectrophotométrie, selon la méthode colorimétrique utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce dosage est basé sur la quantification de la concentration totale de groupements hydroxyles présents dans l'extrait.

Le protocole utilisé est basé sur celui décrit par **Singleton et Ross, (1965)** en y apportant quelques modifications. Brièvement, dans des tubes à hémolyse en verre, un volume de 200 µl de chaque extrait a été ajouté, avec un mélange de 1 ml de réactif Folin-Ciocalteu dilué 10 fois, et 800 µl d'une solution de carbonate de sodium à 7,5 %. Les tubes sont agités et conservés pendant 30 min. L'absorbance est lue à 765 nm.

Une courbe d'étalonnage a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique à différentes concentrations (0 à 300 mg/ml).

5.5.2. Dosage des flavonoïdes totaux

La méthode au chlorure d'aluminium décrite par **(Bahorun et al.,1998)** a été utilisée pour quantifier la concentration totale en flavonoïdes des extraits et des deux plantes.

La méthode repose sur l'oxydation des flavonoïdes par le trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$), produisant un complexe rose qui absorbe à 430 nm.

500µL de divers extraits (1mg/ml) préparés dans du méthanol sont placés dans des tubes à essai, auxquels on a ajouté 500µL de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) à 2% (également préparé dans le méthanol). L'incubation du mélange à température ambiante et à la lumière éteinte est effectuée pendant 15 minutes, puis l'absorbance est mesurée à 430nm.

On détermine les concentrations des flavonoïdes présents dans les extraits en utilisant la courbe de calibration de la quercétine, et on exprime ces résultats en mg Eq de quercétine/g d'extrait.

5.5.3. Dosages des Tanins Totaux

La méthode de vanilline élaborée par **Heimler et al., (2006)** a été utilisée pour déterminer la concentration en tanins condensés. La vanilline interagit avec les flavan-3-ols libres et les éléments terminaux des proanthocyanidines, produisant une teinte rouge dont la profondeur est proportionnelle à la concentration de flavanols dans l'environnement.

Pour chaque échantillon ou standard dilué dans le méthanol, 200µL sont utilisés. On y ajoute ensuite 1.5mL de la solution de vanilline (concentrée à 4% dans le méthanol), suivi de l'ajout

de 750µL d'HCL concentré. Après une incubation de 15 minutes dans un bain-marie à 30°C, on mesure l'absorbance à une longueur d'onde de 500 nm.

On déduit les concentrations de tanins à partir de la plage d'étalonnage mise en place avec la catéchine (0-1200 µg/mL), et on exprime les résultats en mg d'équivalent de catéchine par gramme d'extrait végétal.

5.6. Activité antimicrobienne

L'activité antimicrobienne a été déterminée par la méthode de micro dilution en milieu liquide, dont l'objectif est de déterminer les paramètres antifongiques : la CMI (Concentration Minimale Inhibitrice), et la CMF (Concentration Minimale Fongicide) pour les champignons, et les paramètres antibactériens : la CMI (Concentration Minimale Inhibitrice), la CMB (Concentration bactéricide minimale) pour les bactéries. Les souches testées et ayant fait l'objet de cette étude sont mentionnées dans le tableau 2.

5.6.1. Préparation de l'inoculum

Des cultures actives ont été préparées en transférant une colonie dans 3 ml de LB (Luria Bertani) et en incubant à 37 °C pendant 12 heures. La densité optique a été lue à 600 nm.

5.6.2. Activité antibactérienne

Ce test a été déterminé sur une plaque ELISA de 96 puits par la méthode de micro-dilution sur milieu liquide, selon la méthode de **Eloff et al., (1998)** avec quelques modifications.

L'inoculum microbien a été ajouté à raison de 10 µl (10^7 CFU/ml) dans chaque puit.

Des dilutions en séries ont été effectuées (volume finale dans chaque puit est de 100 µl), sur une plage de 0,039 à 10 mg/ml dans chaque puits de test.

En parallèle des contrôles sont inclus représentant un témoin positif et un de croissance contenant 100 µl de milieu adéquat dans notre cas nous avons utilisé le PDB (Potatose Dextrose Broth).

Les plaques ont été incubées par la suite à la température 37°C optimale de croissance du microorganisme. Pour faciliter la lecture de la CMI, le MTT (3-(4,5-Dimethyl-2-thiazolyl) - 2,5-diphenyl-2 H-tetrazoliumbromide) a été utilisé comme indicateur de viabilité des microorganismes en ajoutant 25 µl du MTT (0,5 mg/ml eau distillée stérile) dans chaque puits et le mélange a été incubé à 37°C pendant 30 min. Les puits, où la croissance bactérienne a été inhibée, restaient incolores après l'incubation avec MTT alors que ceux ayant une croissance bactérienne viraient vers le bleu.

La concentration minimale inhibitrice (CMI) correspond à la plus faible concentration de l'extrait capable d'inhiber toute croissance microbienne visible à l'œil nu. Elle mesure donc, un effet bactériostatique mais elle ne renseigne pas sur l'état de la population bactérienne. Elle ne permet pas de savoir si les bactéries ont été tuées en partie ou en totalité, ou bien si elles ont seulement cessé de se multiplier.

En revanche, la concentration minimale bactéricide (CMB) correspond à la plus faible concentration d'extrait capable, après 18 à 24 heures de contact avec une population bactérienne, de laisser un pourcentage de bactéries survivantes inférieur ou égale à 0,01%. Pour déterminer la CMB, un prélèvement (3 µl) a été effectué dans tous les puits ne présentant pas de croissance microbienne visible, ensemencé en milieu solide et incubé à 30°C pendant 18 heures, restée incolore après incubation avec MTT tandis que ceux avec la croissance bactérienne sont devenus bleus (**Ben Hsouna et al., 2011**).

5.6.3. Activité antifongique

Pour la mesure de l'activité antifongique des extraits de *C. spinosa* vis à vis des souches fongiques (*Botrytis cinerea* LPAP,630, *Aspergillus niger* CTM 10099, *Fusarium oxysporum* f. sp *lycopercisi* (FOL). *Fusarium oxysporum* (CTM 10402)), deux paramètres ont été investigués la CMI et la CMF.

Le PDB (Potatose Dextrose Broth) est le milieu de culture utilisé pour l'entretien des souches fongiques et la réalisation des tests antifongiques. L'activité antifongique doit être réalisée sur des souches fongiques jeunes en phase de croissance exponentielle. Une culture est ensuite incubée à température 28°C pendant 3 à 7 jours. Cette pré culture a été utilisée pour la préparation de l'inoculum à raison de 10^5 /ml. Les extraits testés sont préalablement dissouts dans du DMSO à une concentration de 50mg/ml. Deux puits représente le témoin négatif contient milieu de culture, sans extrait, et le deuxième contient DMSO. Les microplaques ont été recouvertes puis incubée pendant 72h à température 28°C. Pour la détermination de MIC et de MFC, nous avons procédé au même processus pour l'activité antibactérienne sans l'utilisation de MTT également (**Eloff et al., 1998**).



Figure 19 : Technique des micro-dilution sur plaque Elisa. (AMIRAT Sabrina,2023).

5.7. Analyses statistiques

L'étude statistique a été réalisée par le logiciel SPSS V27. Les résultats sont représentés sous la forme de moyenne $\pm$ écart type et les différences ont été considérées significatives à $P \leq 0,05$. Des comparaisons de groupe ont été exécutées par l'analyse de variance ANOVA AV2 et le test post-hoc de Tukey.

Partie III

Résultats et Discussion

1. *Capparis spinosa* L.

1.1. Enquête ethnobotanique

Notre enquête ethnobotanique sur l'espèce *Capparis spinosa* L. a été réalisée suite à la confection d'une fiche technique, qui nous a permis de questionner des personnes choisies au hasard, dans le but de rassembler le maximum d'informations sur l'utilisation de cette plante.

1.1.1 Profil des informateurs

Au total 100 personnes enquêtées, réparties entre les deux sexes et tranches d'âge de 20 à 60 ans de différent niveau d'étude. Le tableau3 récapitule les pourcentages du profil des personnes questionnées.

Tableau 3 : Profil des personnes enquêtées.

Pourcentage (%)	Sexe		Age (Ans)			Niveau académique			
	Homme	Femme	20-40	40-60	+ 60	Néant	Pr	Sec	Uni
	68	32	34	48	18	2	14	40	33

Pr : Primaire ; Sec : Secondaire ; Uni : Universitaire.

1.1.2. Domaine d'utilisation de *Capparis spinosa* L.

La figure 20, nous renseigne sur l'utilisation de la plante, un pourcentage très élevé, d'environ 80%, est orienté vers l'usage alimentaire, soit en tant qu'apéritif, sous sa forme consommable de Capres confites saumurées, ou dans des salades ou même dans certaines préparations de plats traditionnels, selon nos sondages, seulement 20% dans le domaine de la phytothérapeutique



Figure20 : Pourcentage du domaine d'utilisation de *Capparis spinosa* L.

Les photos montrent les différentes formes de produits et de marques trouvées et vendues au niveau des magasins du centre de la wilaya de Souk Ahras (figure21).



Figure21 : Différentes marques vendues et exposées au niveau des magasins enquêtés

1.1.3. Parties utilisées de *Capparis spinosa* L.

D'après notre enquête, on note que presque toutes les parties de la plante sont utilisées, les bourgeons floraux sont les plus utilisés avec un taux de 65%, confirmant par la même, les résultats obtenus, relatifs à l'étude du domaine d'utilisation des parties de la plante suivi par l'utilisation des fruits avec 19%, puis les feuilles avec 14% et enfin avec 2% d'utilisation de l'écorce de racine de la plante (Figure 22).

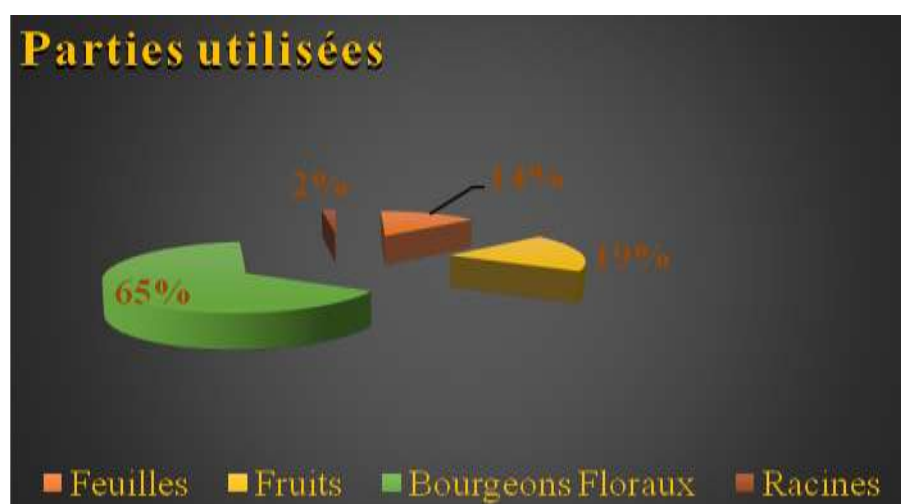


Figure22 : Pourcentage des parties utilisées de *C. spinosa* par la population locale.

La figure 23 montre les parties utilisées vendues chez les herboristes du centre de la wilaya de Souk Ahras.



Figure23 : Parties à usage thérapeutiques vendues chez les herboristes de la wilaya de Souk Ahras (Feuilles et Fruits).

1.1.4. Utilisation thérapeutique de *Capparis spinosa* L.

Les réponses des interrogés sur les usages thérapeutiques affirment l'utilisation de la plante en médecine traditionnelle. D'après la figure 24 on constate que, le pourcentage le plus élevé de son usage pour des raisons thérapeutiques, est attribué principalement à son action comme traitement anti-inflammatoire avec une prévalence de 57%, suivie de 20% comme réchauffant et 15% pour des affections respiratoires, telles que asthmes et bronchites voire même certains cas de tuberculose. Cependant seul 8% sont attribués à d'autres utilisations. En effet l'étude de **Trombetta et al. (2005)** confirme l'effet des extraits de *C. spinosa* comme étant antihistaminique et antiallergique de nombreuses recherches ont également confirmées le pouvoir anti-inflammatoire et antioxydant, antidiabétique, anticancéreux de certaines parties de l'espèce (**Tlili et al., 2010 ; Nabavi et al., 2016 ; Darif et al., 2023**).

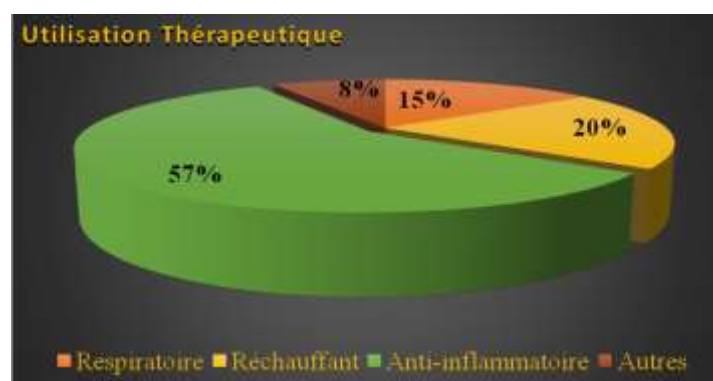


Figure24 : Pourcentage des utilisations thérapeutiques de *Capparis spinosa* L.

1.1.5. Formes d'utilisation thérapeutique *Capparis spinosa* L.

Les différents modes thérapeutiques d'administration de la plante sont également variés et divers, on peut à cet effet constater d'après la figure 25, que le mode d'administration le plus fréquent étant par application locale sous forme de cataplasme, avec 72.2%, cette forme d'utilisation est en adéquation avec son action et son application comme anti-inflammatoire.

Sous la forme de tisane et décoction, son usage n'est pas négligeable, avec respectivement 20.1% et 7.3%. Le mode sous forme de poudre par contre, se manifeste à raison de 2.4%

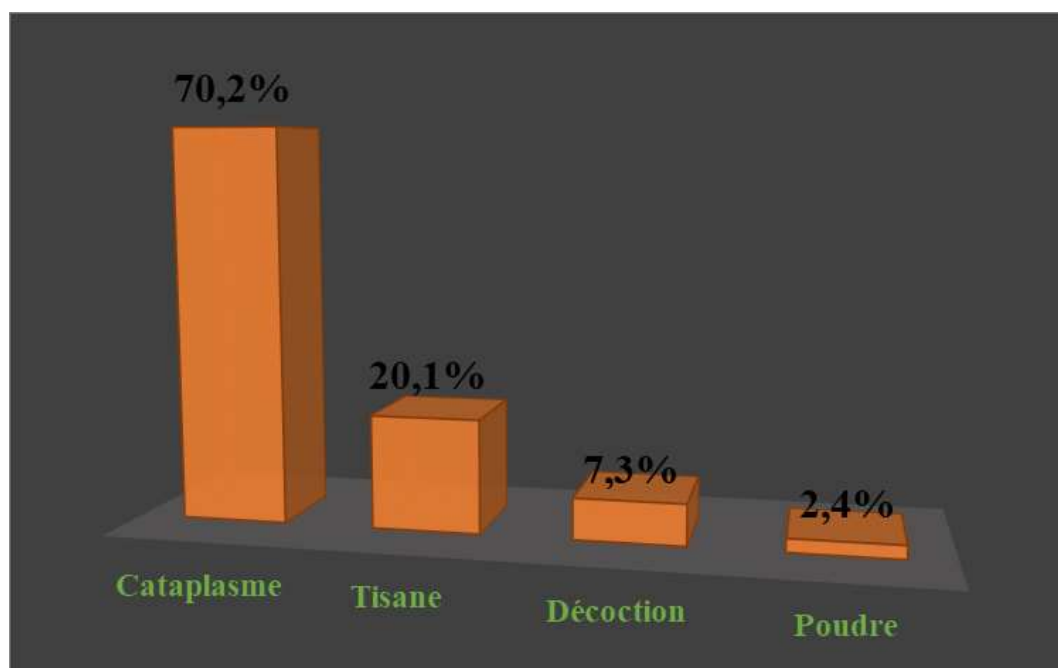


Figure 25 : Pourcentage des formes d'utilisation thérapeutique de *C. spinosa*

Lors de notre enquête, il ressort que le mode d'emploi le plus utilisé étant le cataplasme à partir d'une préparation de poudre des feuilles ou des fruits mélangées avec de l'huile d'olive et appliquées pour apaiser certaines douleurs articulaires ou de fortes migraines.

L'utilisation de la poudre de fruits comme épices reste très restreinte.

Il a été mentionné également l'utilisation de la poudre d'écorce de racine associée avec du miel pour traiter l'asthénospermie.

Il convient aussi de noter que le câprier commercialisé chez les herboristes provient de la région de Sétif. Au niveau de la zone d'étude, on a remarqué parmi la population locale interrogée l'absence de connaissances concernant sa présence au niveau de la wilaya de Souk Ahras.

Toutefois, le nombre d'individus sondés demeure relativement faible, rendant nécessaires des investigations additionnelles.

Il s'agit donc de résultats préliminaires appelés à être élargis, afin de vérifier et d'inspecter tous les terrains qui peuvent être utiles à cette étude.

Cette enquête ne permet pas de cerner au mieux, le savoir ancestral et les connaissances transmises, au sujet de l'usage traditionnel du câprier en Algérie, et l'extension de son étude à d'autres grandes villes du pays serait donc souhaitable.

1.2. Screening phytochimique de *Capparis spinosa* L

Les résultats obtenus du screening phytochimique de la plante (tableau4), nous révèlent d'une part la présence des Alcaloïdes, des Flavonoïdes, des Coumarines, des Terpènes et des Stérols, dans toutes les parties étudiées de *C. spinosa* et d'autre part nous avons enregistré absence totale des Saponosides, des Anthocyanes, des Leuco anthocynes et des composés réducteurs. Enfin, on a noté présence des tanins Galliques uniquement dans les feuilles, et une présence des Tanins Catéchiques, au niveau des fruits de *C. spinosa*.

Tableau4 : Screening phytochimique des parties étudiées de *Capparis spinosa* L.

Parties étudiées		Feuilles	Fruits
Composés actifs			
Alcaloïdes		++	++
Tanins	Galliques	++	-
	Catéchiques	-	++
Flavonoïdes		++	++
Saponosides		-	-
Coumarines		++	++
Anthocyanes		-	-
Leuco anthocyanes		-	-
Terpènes et Stérols		++	++
Composé Réducteur		-	-

(++) : Abondance ; (+) : Présence ; (-) : Absence

Ces résultats concordent avec les travaux de **Fadili et al. (2017)** réalisés sur des feuilles et des fruits du câprier du Maroc, excepté l'absence des Flavonoïdes au niveau des fruits.

La présence des Alcaloïdes, a été signalée également dans plusieurs travaux de recherche sur le câprier, par exemple en Algérie, il a été signalé la présence des Alcaloïdes dans leur travaux respectifs sur les différentes parties de la plante, ainsi dans la région de Ben Aziz (Setif), selon les résultats de **Benzidane et al. (2022)**

En outre, les résultats trouvés sont en accords, avec ceux mentionnés dans les travaux, d'une part de **Meddour et al. (2013)**, effectués sur des extraits d'un ensemble des parties de la fleur récoltée en Algérie, dans la région de Tigharghar (Batna) et Ain Zaatout (Biskra) et d'autre part, toujours par **Meddour et al. (2019)** réalisés sur des fruits récoltés dans la région de Batna en Algérie. Par contre, pour les Tannins, il a été noté l'absence de ces derniers ; une absence déjà noté dans plusieurs travaux (**Panico et al., 2005 ; Rajesh et al., 2009 ; Giuffrida et al., 2002 ; Liu et al., 2008**). Cependant, **Akkari et al., (2016)** sont arrivés à les quantifier dans les feuilles et les boutons floraux de la plante.

1.3. Composition chimique par FT-IR *Capparis spinosa* L.

L'identification des groupes fonctionnels présents dans les échantillons est possible grâce à l'analyse FT-IR (spectroscopie infrarouge à transformée de Fourier), qui se base sur leurs pics d'absorption.

La figure 26 exhibe la présence de différents groupements fonctionnels par les différents pics enregistrés dans la poudre des feuilles de *C. spinosa*.

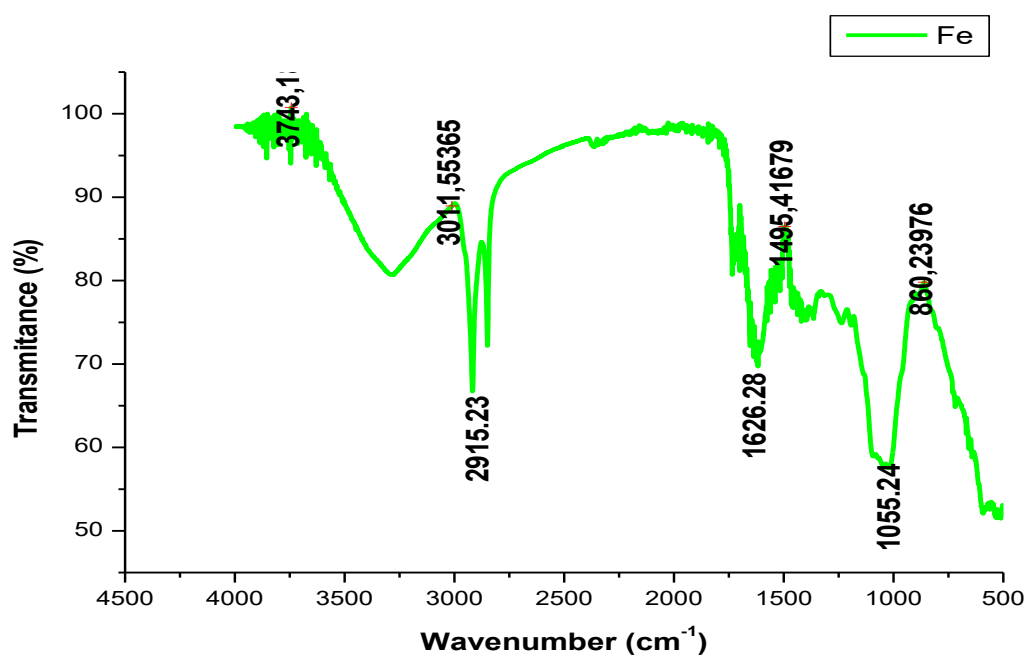


Figure26 : FT-IR de la Poudre des Feuilles de *Capparis spinosa* L.

L'interprétation des différents pics montre que :

- 860,23 cm^{-1} : Ce pic pourrait correspondre à des vibrations de liaisons C-H, caractéristiques des composés aromatiques ou des hydrocarbures.
- 1055,24 cm^{-1} : Ce pic est couramment associé aux vibrations des liaisons C-O, signalant la présence de polysaccharides ou d'autres substances renfermant des groupes hydroxyles.
- 1495,41 cm^{-1} : Ce pic pourrait être lié à des vibrations de liaisons C=C, indiquant la présence de composés phénoliques ou d'autres structures aromatiques.
- 1628,28 cm^{-1} : Ce pic est habituellement lié aux vibrations des liaisons C=O, ce qui pourrait signifier la présence de carbonyles ou d'acides carboxyliques.
- 2918,23 cm^{-1} et 3011,55 cm^{-1} : Ces pics correspondent aux vibrations C-H des chaînes aliphatiques, indiquant la détection de lipides ou d'hydrocarbures.
- 3743,10 cm^{-1} : Ce pic est fréquemment associé aux vibrations des liaisons O-H, signalant la présence d'hydroxyles libres ou d'eau (Nandyanto et al.,2019).

Une analyse des poudres des fruits de *C. spinosa* a été également réalisée et illustrée par la figure 27.

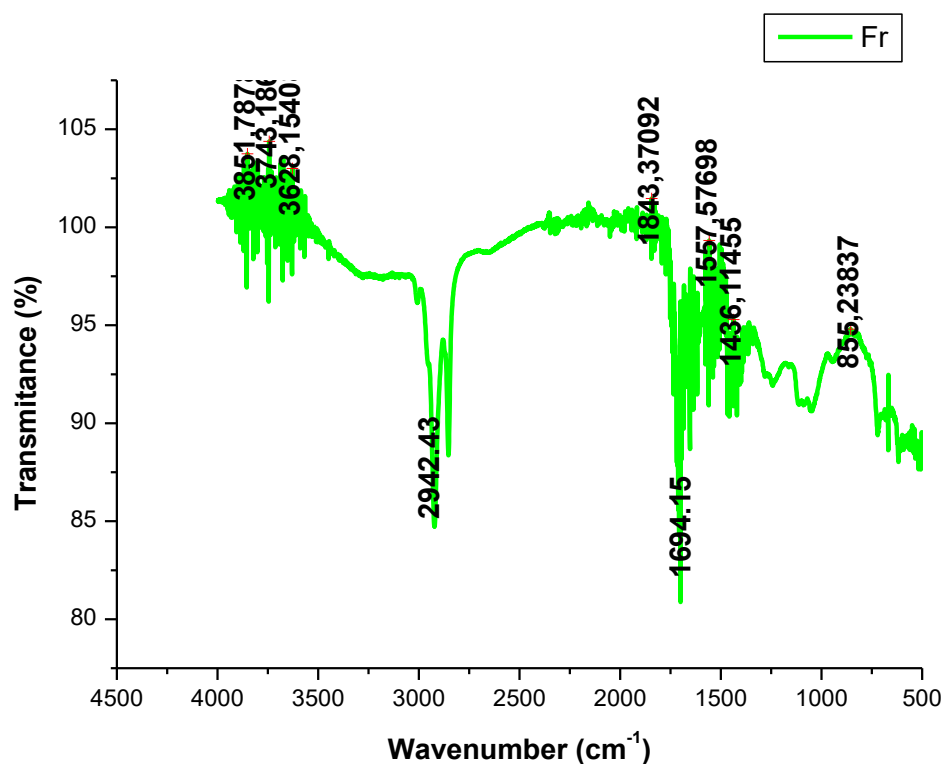


Figure 27 : FT-IR de la poudre des Fruits de *Capparis spinosa* L.

*855,23 cm^{-1} : Tout comme pour les feuilles, cette pointe peut être liée à des vibrations C-H.

*1436,11 cm^{-1} : Cette bande pourrait correspondre à des vibrations de liaisons C-H dans des groupes fonctionnels tels que les acides gras.

* 1557,57 cm^{-1} : Ce pic est généralement lié à des vibrations C=C, ce qui signale la présence de composés aromatiques.

*1694,15 cm^{-1} : Ce pic est habituellement associé aux vibrations C=O, indiquant la présence de groupements carbonyles.

*1843,37 cm^{-1} : Ce pic pourrait être lié à des vibrations de liaisons C=O dans des esters ou des lactones.

*2942,43 cm^{-1} : À l'instar des feuilles, ce pic est caractéristique des vibrations C-H.

Etude de la présence des groupes fonctionnels :

Les deux parties de la plante étudiées montrent des pics similaires, indiquant parfaitement la présence de différents composés tels que, les aromatiques, les carbonyles et hydroxyles.

Cependant, les fruits semblent avoir une plus grande diversité de groupes fonctionnels, notamment avec des pics supplémentaires à $1843,37\text{ cm}^{-1}$ et $3851,78\text{ cm}^{-1}$, ce qui pourrait indiquer une composition chimique plus complexe (Nandyanto et al., 2019).

Les intensités des pics peuvent également varier, ce qui pourrait indiquer des différences dans la concentration des composés entre les feuilles et les fruits.

Les différences dans la composition chimique peuvent suggérer que les feuilles et les fruits pourraient avoir des propriétés bioactives distinctes, ce qui pourrait être pertinent pour des applications en phytothérapie ou en nutrition. Nos résultats corroborent parfaitement avec ceux trouvés par (El Tamime, 2019).

1.4. Composition des éléments minéraux par Microscopie Electronique à Balayage (MEB) de *Capparis spinosa* L.

Dans notre étude les éléments minéraux ont été déterminés dans la poudre de *Capparis spinosa* L. au moyen d'un MEB (Microscopie Électronique à Balayage) couplé à l'EDX (Spectroscopie par Dispersion d'Énergie de rayons X) les données obtenues, après observations de la poudre issue des feuilles et fruits sont présentées dans la figure 28 et 29 respectivement.

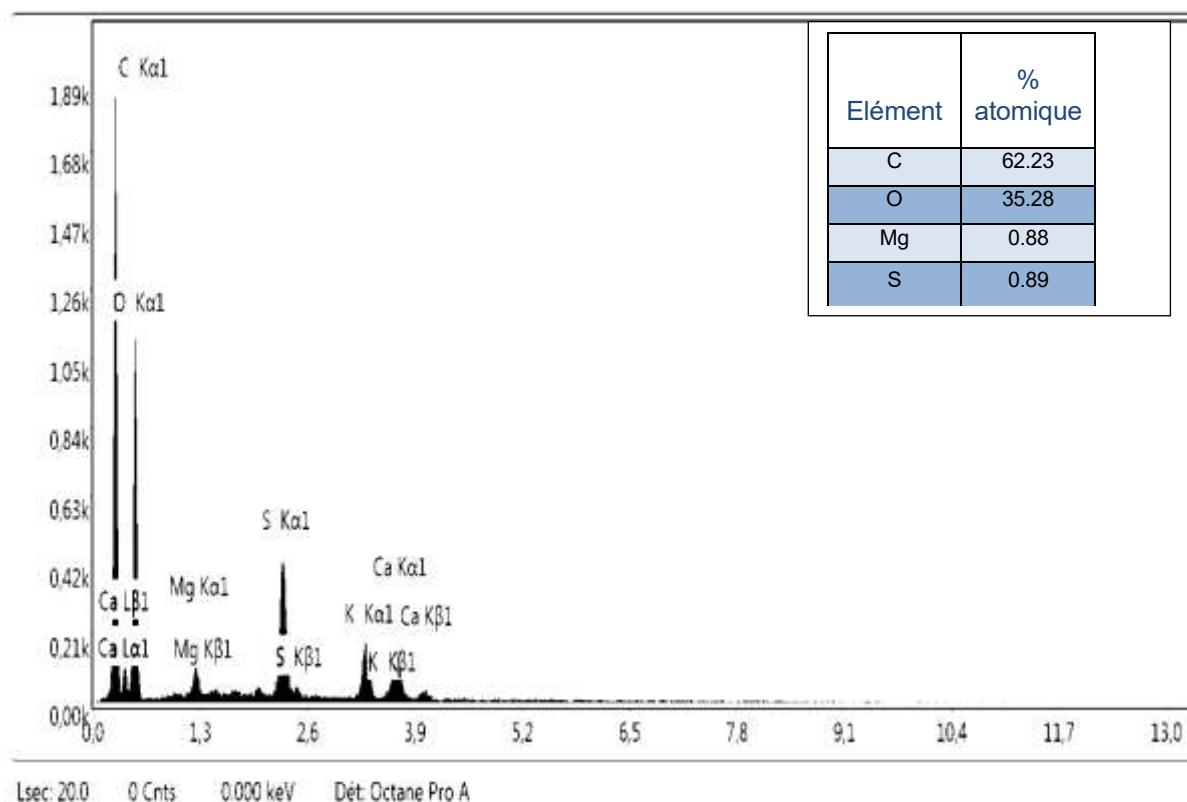


Figure 28 : Composition en éléments minéraux des feuilles de *C. spinosa* obtenu par MEB.

- C (Carbone) 62,23 % : Cela signifie que la plus grande partie de la composition de la poudre est du carbone, ce qui est courant pour les substances organiques, y compris les végétaux.
 - O (Oxygène) 35,28 % : On s'attend aussi à retrouver une forte proportion d'oxygène, étant donné qu'il est fréquemment présent dans les composés organiques et l'eau, indispensable à la vie végétale.
 - Mg (Magnésium) 0.88 % : Le magnésium est un nutriment essentiel pour les végétaux, étant donné qu'il a une importance capitale dans le processus de la photosynthèse en tant que composant de la chlorophylle.
 - S (Soufre) 0.89 % : Le soufre est aussi un élément nutritif crucial pour les végétaux, participant à la fabrication des acides aminés et des protéines.
 - K (Potassium) 0,35 % : Le potassium joue un rôle essentiel dans la régulation de différents processus physiologiques chez les plantes, tels que la gestion de l'eau et la photosynthèse.
- Pour résumer, ces résultats indiquent que la poudre de plante *C. spinosa* est principalement constituée de carbone et d'oxygène, avec des concentrations plus modestes de minéraux essentiels tels que le magnésium, le soufre et le potassium. Cela pourrait fournir des

informations sur la valeur nutritive de la plante et ses possibilités d'application dans différents secteurs, tels que l'agriculture ou la phytothérapie.

La figure 29 illustre les résultats de l'identification des éléments minéraux des fruits de *Capparis spinosa* L.

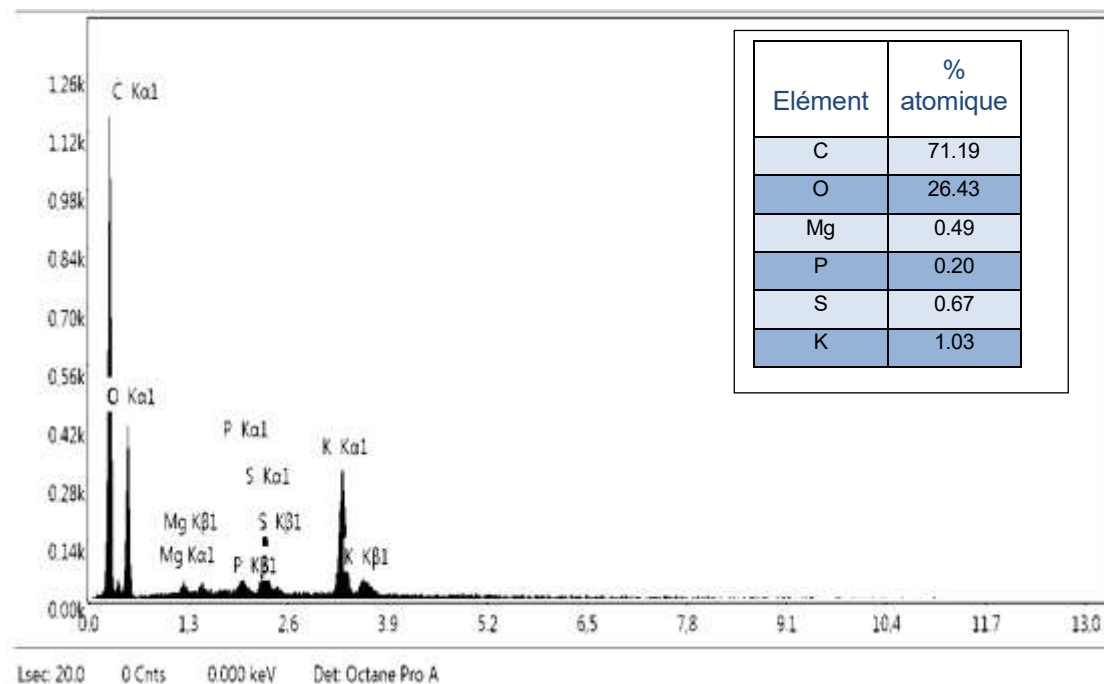


Figure 29 : Composition en éléments minéraux des fruits de *C. spinosa*.

Les résultats montrent des taux relativement similaires avec une dominance du carbone de 71.19%.

On note également la présence des éléments Mg, S, K dans les fruits, tout comme pour les feuilles, avec la présence en plus du phosphore au niveau des fruits. La détection du phosphore (P) à une concentration de 0,20 %, d'après les résultats obtenus lors des observations au MEB, atteste que cette plante renferme un faible dosage de cet élément. Le phosphore est vital pour la croissance des plantes, jouant un rôle déterminant dans divers processus biologiques tels que la photosynthèse, la respiration et la production d'acides nucléiques (ADN et ARN).

Même si le niveau de phosphore est relativement bas comparé à d'autres éléments, sa présence demeure cruciale puisqu'il favorise la croissance et l'expansion des plantes. En effet, selon **Mbaga et al., (2014)**, le phosphore est un nutriment essentiel qui intervient notamment dans la formation de l'ATP, molécule énergétique indispensable au métabolisme cellulaire

Nos résultats corroborent avec les résultats trouvés par **Manikandaselvi et Brindha, (2014)** suite à leurs recherches réalisées sur des bourgeons floraux de *Capparis spinosa* L. de la région Thanjavur. Ce qui nous laisse conclure que la composition en éléments minéraux reste similaire au niveau des différentes parties de la plante.

Rahnavard et Razavi, (2016) ont également mentionné la présence de quelques composés minéraux tels que le sodium, le potassium, le phosphore, l'aluminium, le magnésium et le fer.

1.5. Rendement des extractions de *Capparis spinosa* L.

Les extraits de *C. spinosa* ont été préparés par méthanol et l'éthanol à 80%. Les rendements des extractions ont été calculés par rapport au poids total de la poudre, et le tableau 5 résume les pourcentages des rendements des différentes parties étudiée de la plante.

Tableau 5 : Rendements issus des différentes méthodes d'extractions de *C. spinosa*

Méthode d'extraction	Partie étudiée	Solvants utilisés	Symbole	Rendement (%)
Extraction par Ultrason	Feuilles	MeOH80%	EL1US	12.26±0.64*
		EtOH80%	EL2US	12.06±1.31***
	Fruits	MeOH80%	EF1US	14.83±1.37***
		EtOH80%	EF2US	11.78±1.79*
Extraction par Macération	Feuilles	MeOH80%	EL1Ma	18.86±0.50***
		EtOH80%	EL2Ma	17.41±0.16**
	Fruits	MeOH80%	EF1Ma	21.31±1.08 NS
		EtOH80%	EF2Ma	19.16±2.02***

Les résultats sont exprimés en moyenne de triplicata ± écart-type

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$. NS : Non significatif.

Les résultats montrent que les rendements des extraits les plus élevés sont les extraits EF1Ma, avec la plus grande valeur (**21,31 ± 1.08%**) enregistrée pour l'extrait Hydro-methanoliques des fruits par macération et la plus faible valeur (**11.78±1.79**) enregistrée pour l'extrait hydro-ethanoliques des fruits EF2US.

Par ailleurs, les résultats mentionnés dans les travaux de **Fadili et al. (2017)** sur une étude des extraits Hydro-methanoliques bruts des feuilles et des fruits obtenus par macération pendant 48h, de l'espèce de la région de M'zizle (Maroc), une valeur de **6.93%** pour l'extrait des

feuilles qui est nettement inférieure par rapport à nos résultats, et une valeur plus proche pour les fruits avec un taux de **17.33%** a été signalée.

Nos résultats sont en parfaite concordance avec ceux signalés par **Rajihi et al. (2021)** lors de l'étude des extraits de feuilles de *C. spinosa* de la région de Siliana (Tunisie) obtenus par macération pendant 24h, qui ont signalé un rendement de l'extrait hydro-ethanolique de **17.9 ± 1.17%**.

De même **Kalantari et al. (2018)** dans leurs travaux accusent la valeur de **15.75%** pour l'extrait hydro-alcoolique des feuilles. Notant également que **Hammad et al. (2021)** ont mentionné une valeur de **13%** pour l'extrait méthanolique de la partie aérienne, et **15%** pour les racines de la plante récoltée du désert Cholistan (Rohi) du Pakistan après une macération de 72h.

L'étude statistique nous montre que les rendements d'extraction par macération pour les feuilles sont significativement plus élevés que ceux obtenus par ultrason, ce qui indique que la macération est une méthode plus efficace pour extraire les composés des feuilles de cette plante. Les valeurs pour les deux solvants sont significatives, avec une légère préférence pour le méthanol.

Pour les fruits, les rendements ne montrent pas de différence significative pour le méthanol (EF1Ma), tandis que l'éthanol (EF2Ma) présente un rendement significatif. Cela pourrait indiquer que la macération est moins efficace pour les fruits par rapport aux feuilles, et que l'éthanol pourrait être plus adapté pour l'extraction des composés bioactifs dans ce cas.

Il se pourrait que plusieurs études eussent mentionnées une amélioration du rendement des extraits soumis à ultrasons (**Bourgou et al., 2016 ; Chouikh et al., 2020**).

Ainsi cette divergence dans les taux de rendement dépend de plusieurs facteurs à savoir la nature et la polarité du solvant, le temps et la température d'extraction, ainsi que la composition chimique et les conditions environnementales de l'organe étudié (**Lee et al., 2003**).

1.6. Identification des composés phénoliques par HPLC de *Capparis spinosa* L.

L'identification de certains composés phénoliques par comparaison entre les temps de rétention des standards et les chromatogrammes (Annexe-2) des extraits des différentes parties de la plante sont résumés dans le tableau6.

Tableau6 : Composés phénoliques dans les différents extraits de *C. spinosa* obtenus par HPLC

Partie étudiée CP	Tr (Min)	EL1US	EL2US	EL1Ma	EL2Ma	EF1US	EF2US	EF1Ma	EF2Ma
Acide Caféique	4.286	+	+	+	-	-	-	-	-
Isoquercétine	5.885	+++	-	-	-	-	-	-	-
Catéchols	43.320	++	-	-	-	-	-	-	-
Acide gallique	42.906	-	-	+	-	-	-	-	-
Acide Chlorogénique	3.338	-	-	-	-	++	-	+	-
Rutine	6.247	-	-	-	-	-	-	-	-
Acide cinnamique	42.983	-	-	-	-	-	-	-	-

CP : Composés Phénoliques. Tr : Temps de rétention

Nd : Non déterminité. + : présent ; ++ : moyennement présent ; +++ : Composé Majoritaire.

Il ressort de notre étude la présence dans les feuilles, de l'Isoquercétine, du Catéchols et de l'Acide caféique pour l'extrait Hydro-methanoliques, et l'Acide caféique dans l'extrait Hydro-ethanoliques.

On note également la présence de l'acide Chlorogénique dans les fruits de EF1US et EF1Ma. Nos résultats corroborent avec ceux trouvés par **Hammad et al., (2021)** en ce qui concerne l'absence totale de la rutine dans leurs extraits étudiés.

En l'occurrence plusieurs travaux ont mis en évidence la présence de la rutine à l'instar de **Rodrigo et al., (1992)** qui ont démontré que la plante fraîche de *C. spinosa* contenait majoritairement de la rutine.

Tlili et al., (2010), ont mentionné la présence de la rutine dans une étude des feuilles et bourgeons floraux du câprier issu de différentes régions de la Tunisie.

Les travaux de **Benzidane et al., (2022)** ont noté la présence de la rutine comme composé majoritaire des différentes parties étudiées de la plante de la région de Beni Aziz (Sétif, Algérie).

Ce qui nous confirme la variation de la composition chimique de la même espèce en fonction des organes, des périodes de récolte, des méthodes d'extraction, des solvants utilisés, des conditions climatiques et géographiques, des dates de récolte (**Sadou et al.,2017**).

1.7. Dosage des Polyphénols Totaux ; Flavonoïdes Totaux et Tanins Totaux de *C. spinosa*

Les différents dosages des Polyphénols totaux (PPT), des Flavonoïdes totaux (FVT), des Tanins totaux (TAT), des parties étudiées des deux plantes, ont été réalisés et observés selon les courbes d'étalonnage suivantes, Figure 30 pour l'acide gallique des PPT ; Figure31 pour la quercétine des FVT ; Figure32 pour la catéchine des TAT.

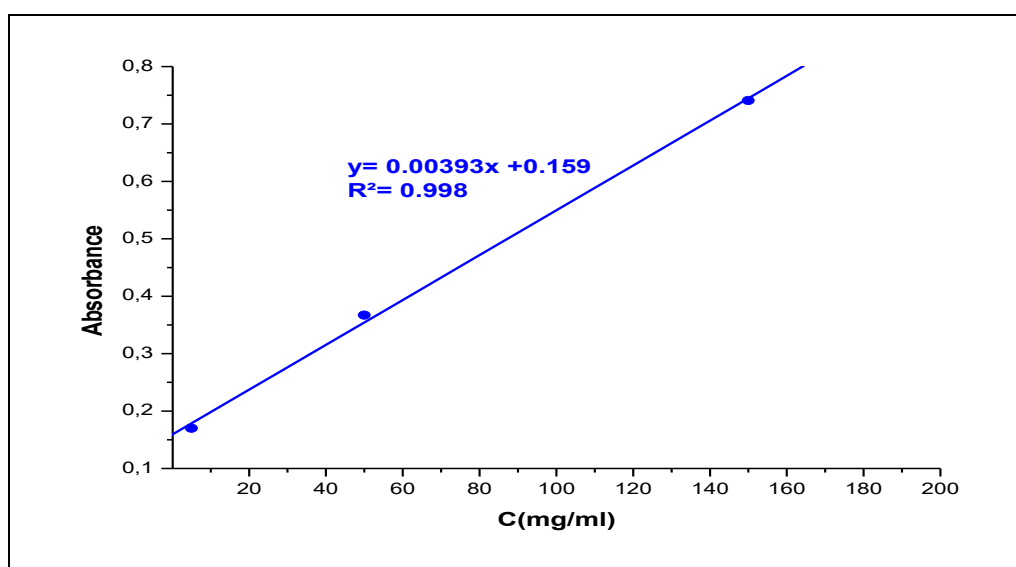


Figure 30 : Droite d'étalonnage de l'Acide gallique

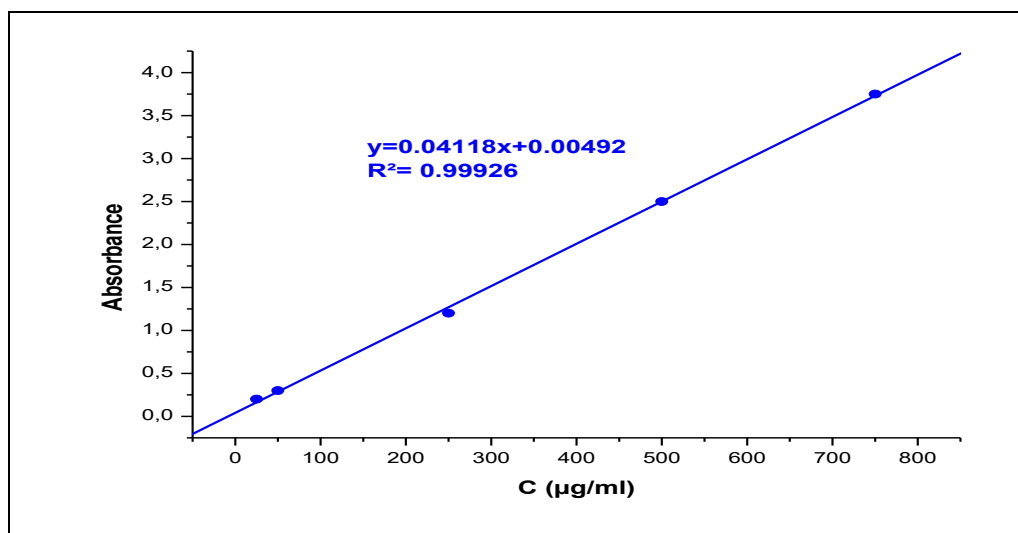


Figure 31 : Droite d'étalonnage de la quercétine

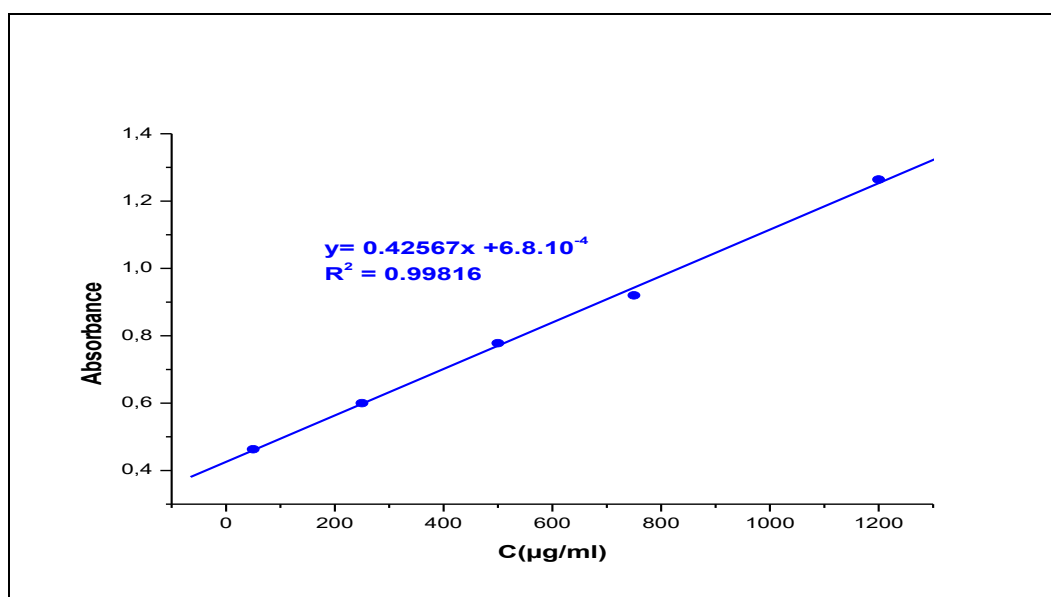


Figure 32 : Droite d'étalonnage de la Catéchine

Le tableau7 nous montre les teneurs en Polyphénols totaux (PPT) et les flavonoïdes totaux (FVT) et les tanins totaux (TAT).

Tableau7 : Teneurs en PPT ; FVT ; TAT des différents extraits de *C. spinosa*

Valeur Extrait	PPT en mg EAG/g ES	FVT en mg EQ/g ES	TAT en mg EC/g ES
EL1Ma	245.395 ±0.43*	35.013 ±2.38*	27.06 ±1.43*
EL1US	109.330 ±0.46*	36.586 ±1.03*	27.82 ±1.81*
EL2Ma	188.803 ±0.47**	21.706 ±0.61**	32.64 ±3.06**
EL2US	131.821 ±0.37 NS	21.340 ±1.12 NS	15.67 ±0.34 NS
EF1Ma	121.018 ±0.03***	23.066 ±3.08***	28.03±0.50***
EF1US	147.713 ±0.33**	8.000 ±1.21**	25.10±0.45**
EF2Ma	287.765 ±0.042***	14.706 ±0.90***	33.6 ±0.96***
EF2US	152.261 ±0.20***	21.000 ±2.38***	12.03 ±0.55***

Les résultats sont exprimés en moyenne de triplicata ± écart-type

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$. NS : Non significatif.

Nos résultats montrent que les valeurs des polyphénols totaux varient entre (287.765 ±0.042 EAG mg/g ES) pour l'extrait EF2Ma et (109.330 ±0.46EAGmg/g ES) pour l'extrait EL1US. Les deux parties semblent être très riches en polyphénols totaux. De même pour les flavonoïdes totaux où nos extraits ont exhibé des valeurs entre (35.013 ±2.38mg EQ/g ES) pour l'extrait EL1Ma et (8.000 ±1.21 mg EQ/g ES) pour l'extrait EF1US.

Quant aux tanins totaux des valeurs assez importantes ont été enregistrées variant entre (33.6 ±0.96 mg EC/g ES) pour EF2Ma et (12.03 ±0.55mgEC /g ES) pour EF2US.

Nos résultats accusent des valeurs plus élevées, comparés à ceux trouvés par **Akkari et al, (2016)** qui ont prouvé que les teneurs en PPT des extraits aqueux ont été les plus élevées où ils ont enregistré les valeurs de (67.29mg EAG/g ES) pour les boutons floraux et (35.55mgEAG/g ES) pour les feuilles de *C. spinosa* récoltées dans la région de Bousalem Jendouba (Tunisie), durant le mois de Mai, des valeurs qui sont inférieurs aux nôtre.

Une tendance similaire a été observée pour les flavonoïdes où ils ont enregistré les valeurs de (27,54 mg QE/g ES et 13,97 mg QE/g ES) pour les parties précitées respectivement.

Le dosage des tanins totaux était également inférieur par rapport à nos résultats où ils ont noté (4.46mgCE/g ES contre 2.38mgCE/g ES)

Dans une étude réalisée par (Helali et al.,2024) sur des feuilles et des fruits de *C. spinosa* collectés de la région de Tessala wilaya de Sidi Bel Abas (Algérie) durant le mois de Juin 2021 pour les feuilles, et le mois d'Octobre de la même année pour les fruits. Après une macération durant 72H dans Méthanol à 80%.

L'analyse de la teneur totale en polyphénols a révélé que les feuilles de *Capparis spinosa* L. présentaient la valeur la plus élevée avec $57,265 \pm 0,00$ mg GAE/d'extract. Les fruits, quant à eux, possédaient une teneur de $32,295 \pm 0,77$ mg GAE/g d'extract. Des valeurs nettement inférieures aux nôtres.

En l'occurrence cette différence des teneurs dans la plupart des recherches effectuées est probablement, en raison de plusieurs facteurs, tels que l'emplacement géographique et le moment de la récolte, la méthode d'extraction et la sélection du solvant (Stefanucci et al., 2018).

Les résultats statistiques indiquent que la méthode de macération est généralement plus efficace pour extraire les composés bioactifs des feuilles et des fruits de cette plante, en particulier avec le méthanol. L'extraction par ultrason peut être efficace pour certaines parties, mais les rendements sont souvent inférieurs à ceux obtenus par macération. Les différences significatives entre les méthodes et les parties de la plante soulignent l'importance de choisir la méthode d'extraction appropriée en fonction de la partie de la plante et des composés d'intérêt.

Les extraits bruts des plantes contiennent des mélanges complexes de certaines classes de phénols, qui sont sélectivement solubles dans les différents solvants. En ce sens, la polarité du solvant utilisé joue un rôle clé dans l'augmentation de la solubilité des polyphénols et par conséquent dans la concentration des polyphénols (Bourgou et al.,2016).

L'extraction des poly phénols à partir du matériel végétal est aussi influencée par la durée de l'extraction, le ratio du solvant à l'échantillon, la taille des particules de l'échantillon et les conditions de préparation de l'échantillon. Par conséquent, il est très difficile de développer un procédé d'extraction approprié pour l'extraction de tous les composés phénoliques de la plante (Garcia et al.,2010 ; Jokić et al.,2010).

1.8. Composition chimique par HPLC-DAD de *C. spinosa*

Les résultats de la figure33 montrent la présence des composés suivants : Acide gallique ; Hydroxytyrosol ; Acide caféique ; Catéchols, Acide Ellagique, Acide Coumarique, Acide Férulique ; Vanniline avec une absence des composés : Rutine et Quercétine.

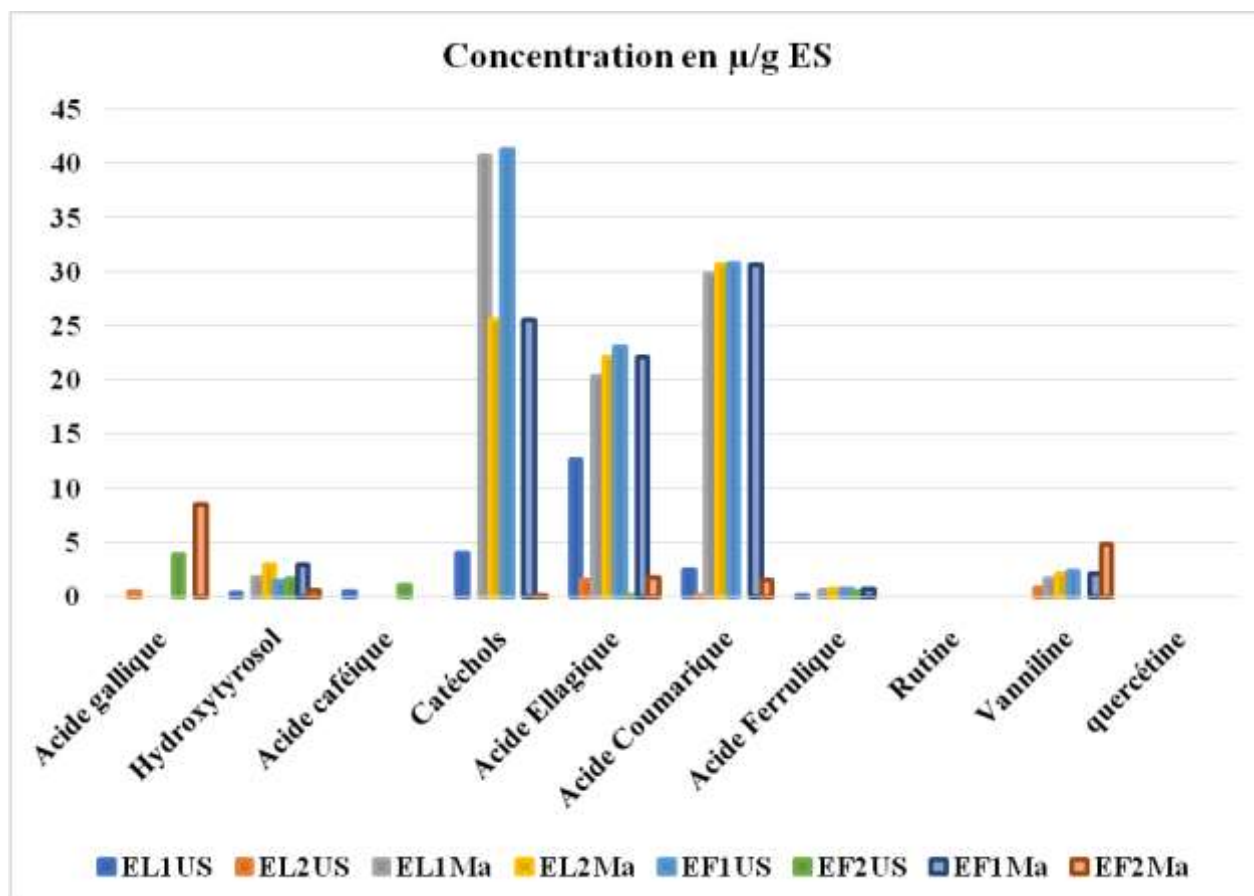


Figure33 : Identification et concentration des composés phénoliques des extraits de *C. spinosa*

Le composé majoritaire étant le Catéchol avec 41.326 µg/g ES pour EF1US, et 40.687 µg/g ES pour EL1Ma.

Ainsi ces résultats nous confirment les résultats de l'analyse obtenus par HPLC.

L'acide gallique est un composé phénolique que l'on trouve dans de nombreuses plantes, et qui joue un rôle important dans leur défense contre les maladies phytopathogènes. Cet acide est connu pour ses propriétés antioxydantes et antimicrobiennes, ce qui lui permet de protéger les plantes contre divers agents pathogènes. Il a montré une activité inhibitrice contre plusieurs types de champignons et de bactéries. Ainsi, par exemple, des études ont démontré

que l'acide gallique peut inhiber la croissance de champignons pathogènes comme fusarium et botrytis, qui sont responsables de nombreuses maladies des plantes (**Khan et al., 2015**)

En plus de ses propriétés antimicrobiennes, l'acide gallique peut également induire des mécanismes de défense dans les plantes. Il stimule la production de composés phytochimiques qui renforcent la résistance des plantes face aux infections (**Huang et al., 2016**).

Certaines recherches suggèrent également que l'acide gallique peut favoriser la croissance des racines, ce qui permet aux plantes de mieux absorber les nutriments et de renforcer leur santé globale, les rendant ainsi moins vulnérables aux maladies (**Zhang et al., 2018**).

En résumé, l'acide gallique joue un rôle crucial dans la défense des plantes contre les maladies phytopathogènes grâce à ses propriétés antimicrobiennes et à sa capacité à induire des mécanismes de défense.

En tant qu'antioxydant, l'acide caféique aide à neutraliser les radicaux libres générés lors d'une infection, protégeant ainsi les cellules végétales des dommages.

Le catéchol, qui est un composé phénolique, a montré aussi des propriétés antimicrobiennes. Il peut alors inhiber la croissance de certains pathogènes en perturbant leurs membranes cellulaires (**Khan et al., 2015**).

L'Acide ellagique, par sa structure polyphénolique, possède des propriétés antifongiques et antibactériennes. Des études ont démontré son efficacité contre divers agents pathogènes, contribuant ainsi à la protection des plantes (**Bae et al., 2017**).

L'acide coumarique, en participant à la biosynthèse de la lignine, renforce les parois cellulaires des plantes et améliore ainsi leur résistance aux infections (**Vanholme et al., 2010**). Il a également des propriétés antioxydantes qui aident à protéger les cellules végétales.

Comme l'acide coumarique, l'acide férulique joue un rôle dans la formation de lignine et possède des propriétés antioxydantes. Il aide à protéger les plantes contre le stress oxydatif causé par les pathogènes (**Dixon et Paiva, 1995**).

La vanilline a montré des propriétés antimicrobiennes et peut aider à protéger les plantes contre certaines infections. Des études ont révélé son efficacité contre des champignons phytopathogènes (**Kumar et al., 2018**).

De nombreuses études ont mentionnées la présence de la rutine comme étant un composé majoritaire (**Gullon et al.,2017 ; Mollica et al.,2018**).

Ce qui nous renseigne davantage sur la diversité et la richesse de la plante en composés phénoliques ainsi que leurs variations au niveau de la même espèce.

La présence ou l'absence de rutine dans une plante de la même espèce peut être expliquée par plusieurs facteurs, notamment les conditions environnementales, les variations génétiques, et les stades de développement de la plante (**AMIRAT et al.,2024**).

* Selon les conditions environnementales, certains facteurs abiotiques comme la lumière, la température, l'humidité et la composition du sol peuvent influencer la biosynthèse des flavonoïdes, dont la rutine fait partie. Par exemple, certaines plantes peuvent produire plus de rutine en réponse à un stress environnemental, comme une exposition accrue aux UV ou à des conditions de sécheresse (**Rai et al.,2023**).

La capacité de la plante à synthétiser la rutine est très variable d'une espèce à une autre, et même au sein d'une même espèce, il peut exister des variations génétiques qui affectent cette capacité d'une plante à synthétiser la rutine. Ces variations peuvent être dues à des mutations ou à des différences dans les gènes régulant les voies métaboliques impliquées dans la production de flavonoïdes (**Liu et al.,2019**).

Enfin, les différents stades de croissance de la plante peuvent influencer sur la concentration de la rutine. Par exemple, les jeunes feuilles peuvent contenir plus de rutine que les feuilles matures, en raison de leur rôle dans la protection contre les herbivores et les agents pathogènes.

1.9. Composition chimique des fractions par GC/MS du fractionnement des extraits hydrométhanoliques de *C. spinosa*

1.9.1. Composition chimique des fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des feuilles de *C. spinosa*

L'analyse CG/SM des quatre extraits de feuilles de *C. spinosa* L., a révélé 71 composés, dont 10 sont détectés dans ELAEUS, 26 dans EL AEMa, 39 dans ELHUS, 7 dans ELHMa. Les résultats sont présentés dans le tableau 8

Tableau8 : Identification des composés chimiques fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des feuilles de *C. spinosa*

No	Composé	A	Tr	B	Tr	C	Tr	D	Tr
1	3,6-heptanooxepin-4,5-dicarbonsaure-dimethylester	-		-		+	12,102	-	
2	Trimethylsilyl ester of glycine	+	13.568	-		-		-	
3	Ethyl Oleate	-		+	21,713	+	21,778	-	
4	(3. beta.) 9,19-Cyclolanost-24-en-3-ol, acetate	-		+	44,376	-		-	
5	Malic acid, tris(trimethylsilyl) ester	-		-		+	5,254	-	
6	Benzeneacetic acid, alpha.,3,4-tris[(trimethylsilyl)oxy]-, trimethylsilyl ester	+	7.951	-		-		-	
7	Azelaic acid, bis(trimethylsilyl) ester	-		-		+	8,711	-	
8	Dodecanoic acid, trimethylsilyl ester	-		-		+	6,657	-	
9	Tetradecanoic acid, trimethylsilyl ester	-		+	9,599	-	9,614	-	
10	Pentanedioic acid, 3-methyl-, bis(tert-butyl dimethylsilyl) ester	+	10.492	-		-		-	
11	7,10-Hexadecadienoic acid, methyl ester	-		-		-	10,895	-	
12	Hexadecanoic acid, ethyl ester	-		-		+	13,475	-	
13	Palmitelaidic acid, trimethylsilyl ester	-		+	14.693	+	14,742	-	
14	D-Gluconic acid, 2,3,4,5,6-pentakis-O-(trimethylsilyl)-,	-		-		+	15,261	-	

15	trimethylsilyl ester Hexadecanoic acid, trimethylsilyl ester	+	18,585	+	15.533	+	15,596	-	
16	Trichloroacetic acid, dodec-9-ynyl ester	-		-		+	17,669	-	
17	(Z, Z,Z)-9,12,15- Octadecatrienoic acid, methyl ester	-		-		+	17,994	-	
18	Heptadecanoic acid, trimethylsilyl ester	-		-		+	20,549	-	
19	Linoleic acid, ethyl ester	-		+	21.119	+	21,187	-	
20	(Z)-9-Octadecenoic acid, methyl ester	-		+	21.422	+	21,488	-	
21	Phosphoric acid, dioctadecyl ester	-		-		+	22,179	-	
22	Octadecanoic acid, ethyl ester	-		-		+	22,726	-	
23	(Z, Z)-9,12- Octadecadienoic acid, trimethylsilyl ester	-		-		+	23,579	-	
24	Oleic acid, trimethylsilyl ester	+	21,073	+	23,766	-		-	
25	Linolenic acid, trimethylsilyl ester	-		-		+	23,843	+	23,555
	Octadecanoic acid, trimethylsilyl ester	-		+	24,819	+	24,868	-	
26	Trans-9-Octadecenoic acid, trimethylsilyl ester	+	26,979	-		-		-	
27	Hexadecanoic acid, 2,3- bis[(trimethylsilyl)oxy]pro pyl ester	-		-		+	34,836	-	
28	(Z)-9-Octadecenoic acid, 2,3- bis[(trimethylsilyl)oxy]pro pyl ester	+	40,972	-		+	38,421	-	
29	2,3,4-Trihydroxybutyric acid tetrakis(trimethylsilyl) deriv.	-		-		+	5,879	-	
30	Gulonic acid, 2,3,5,6- tetrakis-O-(trimethylsilyl)-, lactone	-		-		+	11,068	-	
31	Gulonic acid, 2,3,5,6- tetrakis-O-(trimethylsilyl)-, lactone	-		-		+	14,537	-	
32	1H-Indole-1-acetic acid	-		+	24.032	+	24,098	-	
33	(Z)-7-Hexadecene	+	7,4040	-		-		-	
34	1-Octadecene	+	10.374	-		-		-	
35	1,2-dimethyl-3,5-bis(1- methylethenyl) cyclohexane	-		+	27,08	-		-	
36	(E, Z)-1,3,12- Nonadecatriene	-		+	36,934	-		-	
37	Cholesta-3,5-diene	-		+	39,812	-		-	
38	Nonadecane	-		+	32,861	-		-	

39	2-cyclohexyl-Piperidine,	-	-	-	+	7,49
40	Spiro[cyclopropane-3-(3,4-dihydro-1H-2-thianaphthalene)]	-	-	+	11,37	
41	Pluchidiol	-	-	-	+	8,82
42	-(-) Isoeugenol; Cyclohexanol, 5-methyl-2-(1-methylethenyl)	-	-	-	+	17,661
43	(Z)-3,7-dimethylocta-2,6-dien-1-ol	-	-	-	+	21,18
44	3-tert-Butyl-4-methoxycyclohexanol	-	-	-	+	26,113
45	Alpha.Santalol; 5-(2,3-dimethyltricyclo [2.2.1.0(2,6)] hept-3-yl)-2-methyl-2-Penten-1-ol, stereoisomer	-	-	-	-	
46	alpha. -D-galactopyranoside, hexa-(trimethylsilyl)-2-O-Glycerol	-	-	+	29	
47	14-methyl-, (3. beta.,5. alpha.)-9,19-Cyclocholestan-3-ol	-	+	35,82	-	
48	(3.beta.) Cholest-5-en-3-ol	-	+	39,997	-	
49	14-methyl-(3.beta.)Cholest-7-en-3-ol	-	+	40,493	-	
50	Vitamin E	-	+	41.112	-	
51	Ergost-5-en-3.beta.-ol	-	+	43,004	-	
52	4-methyl-(3.beta.,4.alpha.,5.alpha.) Cholest-7-en-3-ol	-	-	43,26	+	
53	4,4-dimethyl- (3. beta.,5.alpha.) Cholest-8(14) -en-3-ol	-	+	43,611	-	
54	(3.beta.)Lup-20(29)-en-3-ol	-	+	44,194	-	
55	(3. beta.) Lanost-8-en-3-ol	-	+	44,867	-	
56	(3. beta.,24S) Stigmast-5-en-3-ol	-	+	45,768	-	
57	24-propylidene-(3. beta.) Cholest-5-en-3-ol	-	+	46,292	-	
58	Cycloartanol	-	+	46,552	-	
59	pentakis-O-(trimethylsilyl)-Arabinitol	-	-	+	7,776	
60	1,2,3,4,5-pentakis-O-(trimethylsilyl)-L-Sorbopyranose	-	-	+	9,603	
61	Glucose oxime hexakis(trimethylsilyl)	-	-		12,574	
62	1,2,3,4,5,6-hexakis-O-(trimethylsilyl)-muco-Inositol	-	-	+	13,376	
63	1,2,3,5-tetrakis-O-(trimethylsilyl)-	-	-	+	13,735	

64	Arabinofuranose 1,2,3,4,6-pentakis-O- (trimethylsilyl)-beta-D- Galactopyranose	-	-	+	14,414	-
65	1,2,3,4,5,6-hexakis-O- (trimethylsilyl)-myo- Inositol	-	-	+	19,36	-
66	2-(1-methylpropyl)- Cyclopentanone	-	-	-		+ 18,256
67	1,3,4,5,6-pentakis-O- (trimethylsilyl)-D-Fructose	-	-		9,268	-
68	1,3,4,5,6-pentakis-O- (trimethylsilyl)-D-Fructose	-	-	+	9,427	-
69	Per(trimethylsilyl)-L- sorbose	-	-	+	16,496	-
70	2',4-Dimethoxy-6'-nitro- 3,5-di-t-butylbiphenyl 1,1'-Biphenyl, 3',5'-bis(1,1- dimethylethyl)-2,4'- dimethoxy-6-nitro- (CAS)	+	37.525	-		-
71	Tocopherol-. gamma. -tms- derivative (high mass adjustment=100%);	-	+	42,436	-	-

A : ELAEUS (Extrait d'acétate d'éthyle des feuilles par ultrason) ; B : ELAEMa (Extrait des feuilles d'acétate d'éthyle par macération) ; C : ELHUS (Extrait hexanique des feuilles par ultrason). D : ELHMa (Extrait Hexanique des feuilles par macération).

1.9.2. Composition chimique des fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des fruits de *C. spinosa*

Les résultats de l'analyse GC/MS des quatre extraits de fruits de *C. spinosa*, présentés dans le tableau 9 ont révélé des variations dans les profils des quatre extraits. Au total, 32 composés ont été détectés, dont 10 dans EFAEUS, 16 dans EFAEMa, 14 dans EFHUS et 11 dans ELHMa.

Tableau9 : Identification des composés chimiques des fractions d'acétate d'ethyl et d'hexane des fruits de *C. spinosa*

No	Composés	E	Tr	F	Tr	G	Tr	H	Tr
1	(Z, Z) -9,12-Octadecadienoic acid	+	28,27	-		-		-	
2	Ethyl 9-hexadecenoate	-		+	12,769	+	12,769	-	
3	Ethyl Oleate	-		+	21,73	-		-	
4	1-Monooleoylglycerol trimethylsilyl ether	-		-		+	38,398	-	
5	Malic acid, tris(trimethylsilyl) ester	-		-		-		-	
6	Dodecanoic acid, trimethylsilyl ester	-		-		-		+	6,669
7	Tetradecanoic acid, methyl ester	-		-		-		+	7,533
8	Tetradecanoic acid, trimethylsilyl ester	-		+	9.593	+	9,593	+	9,628
9	(Z)-9-Hexadecenoic acid, methyl ester	-		-		-		+	10,898
10	7,10-Hexadecadienoic acid, methyl ester	-		-		-		+	10.989
11	14-methyl-Pentadecanoic acid, methyl ester	+	11,396	-		-		+	11,407
12	Hexadecanoic acid, ethyl ester	+	13,46	+	13,433	+	13,444	-	
13	Palmitelaidic acid, trimethylsilyl ester;	-		+	14,709	+	14,709	-	
14	Hexadecanoic acid, trimethylsilyl ester	+	15.57	+	15.578		15,578	+	15.59
15	(Z, Z)-9,12-Octadecadienoic acid, methyl ester	+	17,66	-		-		+	17,707
16	(Z, Z, Z)-9,12,15-Octadecatrienoic acid, methyl ester	+	17,99	-		-		-	
17	Octadecanoic acid, methyl ester	-		-		-		+	19,384
18	Linoleic acid, ethyl ester	-		+	21,134	+	21,14	-	
19	(Z)-9-Octadecenoic acid, methyl ester	-		+	21,438	+	21,444	+	18,302

20	9-Octadecenoic acid, ethyl ester	-	-	+	21,735	-	
21	Phosphoric acid, dioctadecyl ester	+	22,17	-	-	-	
22	(Z, Z)-9,12-Octadecadienoic acid, trimethylsilyl ester	-		+	23,589	+	28,442
23	Oleic acid, trimethylsilyl ester	-		+	23,83	+	
24	Linolenic acid, trimethylsilyl ester	+	23,87	+	14,846	+	
25	Octadecanoic acid, triméthylsilyl ester	-		+	24.82	+	
26	Hexadecenoic acid, 2,3-bis[(trimethylsilyl)oxy] propyl ester	-		+	34,799	+	
27	d-ISOMENTHOL	+	18,65	-	-	-	
28	SOLANESOL	-		+	29,431	-	
29	Dodecamethylpentasiloxane	+	3,236	-	-	-	
30	alpha. -Santalol; 2-Penten-1-ol, 5-(2,3-dimethyltricyclo [2.2.1.0(2,6)] hept-3-yl)-2-methyl-, stereoisomer	-		+	28,533	-	
31	Sorbopyranose, 1,2,3,4,5-pentakis-O-(triméthylsilyl)-, L-	-		-	-	-	
32	Stigmastan-3,5-diene	-		+	38,055	-	

E : ELAEUS (Extrait d'acétate d'éthyle des fruits par ultrason) ; F : ELAEMa (Extrait des fruits d'acétate d'éthyle par macération) ; G : ELHUS (Extrait hexanique des fruits par ultrason).H : ELHMa (Extrait Héxanique des fruits par macération).

Il est a signalé que **Manikandaselvi et Brindha, (2014)** ont mentionné lors d'une étude des extraits de chloroforme et d'Hexane par GC/MS des bourgeons floraux la présence de 29 composés respectivement pour le premier solvant, et 53 composés pour le second.

L'analyse des extraits de feuilles et de fruits de *C. spinosa* révèle plusieurs points communs qui peuvent être pertinents pour leur utilisation en tant que biopesticides.

Les principaux éléments à considérer, permettant son utilisation à des fins thérapeutiques, doivent tenir compte, de la diversité des composés contenus dans les extraits obtenus, tant des feuilles que des fruits de la plante, sachant que cette diversité est cruciale pour l'activité biopesticide, car elle permet de cibler différents types de ravageurs ou de maladies. Par exemple, des acides gras et des esters présents dans les deux extraits peuvent avoir des propriétés biocides (**Cruz-Estrada et al., 2019**).

La comparaison de certains composés bioactifs, connus pour leurs propriétés antimicrobiennes et insecticides, tels que l'acide 9-octadécénoïque et d'autres acides gras, aux composés identifiés des extraits de notre plante, est importante pour leur classification et leur utilisation dans la lutte et la protection des plantes contre les ravageurs.

Le rôle des différentes méthodes d'Extraction de ces composés bioactifs (ultrason et macération) n'est pas négligeable, et peut influencer la composition chimique des extraits.

Par exemple, l'extraction par ultrason (US) peut extraire des composés plus volatils ou sensibles à la chaleur, tandis que la macération (Ma) peut favoriser l'extraction de composés plus lourds ou moins solubles. Cela peut expliquer les variations observées dans les profils des extraits.

Les solvants utilisés (acétate d'éthyle et hexane) peuvent également affecter la solubilité et la stabilité des composés extraits. L'acétate d'éthyle est souvent utilisé pour extraire des composés polaires, tandis que l'hexane est plus efficace pour les composés non polaires. Cela peut influencer la nature des composés bioactifs présents dans chaque extrait (**Bourgou et al.,2016**)

Le Potentiel synergique occupe une place assez importante, en effet la combinaison de différents composés présents dans les extraits de feuilles et de fruits pourrait avoir un effet synergique, augmentant l'efficacité globale en tant que biopesticide (**Cruz-Estrada et al.,2019**).

1.10. Activité antimicrobienne de *Capparis spinosa* L

1.10.1. Activité antibactérienne de *C. spinosa*

Les extraits de *C. spinosa* ont été évalués *in vitro* pour leur pouvoir antibactérien contre deux souches *Agrobacterium tumefaciens* C58 et *Agrobacterium tumefaciens* B6. L'évaluation est effectuée en déterminant la CMI et CMB.

1.10.1.1. Réponse des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de *A. Tumefaciens* C58

Les résultats de l'activité antibactérienne contre *Agrobacterium tumefaciens* C58 sont indiqués dans le tableau 10 et figure 37. D'après les résultats obtenus, la souche *Agrobacterium tumefaciens* C58 a montré une sensibilité vis -à -vis des extraits testés, les CMI sont entre 1.25 et 2.5 mg/ml, et les CMB entre 1.25mg/ml et 5 mg/ml.

Tableau10 : Valeur des CMI CMB des extraits des feuilles et des fruits de *C. spinosa* contre *Agrobacterium tumefaciens* C58.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMB (mg/ml)	CMB/CMI
EL1US	2.5	2.5	1
EL2US	1.25	2.5	2
EL1Ma	1.25	2.5	2
EL2Ma	1.25	2.5	2
EF1US	1.25	1.25	1
EF2US	1.25	1.25	1
EF1Ma	2.5	2.5	1
EF2Ma	2.5	5	2

Le rapport CMB/CMI=1 pour les extraits EL1US ; EF1US ; EF2US ; EF1ma ont montrés une activité bactéricide absolue selon **Dongmo et al., (2015)**. Par contre les extraits EL2US ; EL2Ma ; EL2Ma ; EF2Ma ont manifesté des réponses bactériostatiques contres la souche testée avec des rapports CMB/CMI=2 selon également **Dongmo et al., (2015)**.

La figure suivante nous montre l'effet des extraits de *C. spinosa* sur *Agrobacterium tumefaciens* C58.



Figure34 : Activité antibactérienne des extraits de *C. spinosa* contre *Agrobacterium tumefaciens* C58.

1.10.1.2. Réponse des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de *A. Tumefaciens* B6

Les résultats obtenus sont réunis dans le tableau 11 qui montre que les extraits **EF1US ; EF2US, EF1Ma ; EF1Ma et EL1US** ont une activité bactéricide absolu avec un rapport CMB/CMI =1 (**Dongmo et al., 2015**). Cependant pour les extraits EL2US, EL1Ma et EL2Ma, on dénote une activité bactériostatique.

Il semble que *A. tumefaciens* B6 est très sensible aux extraits. Ces derniers possèdent un spectre de toxicité bactéricide qui cause la lyse totale de *A. tumefaciens*. En effet, l'analyse des résultats du tableau11 montrent que les extraits **EL1US, EL2US et EL2Ma** sont des agents bactériostatiques contre la bactérie phytopathogène testée car les rapports CMB/CMI =2 (**Trigui et al., 2013**). Tout en notant que les extraits des **EF1US ; EF2US ; EF1Ma et EF2Ma** sont des agents bactéricides absolus car nous avons enregistré un rapport

CMB/CMI=1 (Dongmo et al.,2015). Par ailleurs aucune activité pour l'EL1Ma contre *A. tumefaciens* B6 avec des rapports CMI/CMF>4 (Trigui et al., 2013).

Tableau11 : Valeur des CMI CMB des extraits des feuilles et des fruits contre *Agrobacterium tumefaciens* B6.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMB (mg/ml)	CMB/CMI
EL1US	2.5	5	2
EL2US	2.5	5	2
EL1Ma	2.5	>10	>4
EL2Ma	5	10	2
EF1US	5	5	1
EF2US	5	5	1
EF1Ma	5	5	1
EF2Ma	5	5	1

La figure 35 montre la réponse des extraits de *C. spinosa* contre *A. tumefaciens* B6.



Figure35 : Activité antibactérienne des extraits de *C. spinosa* contre *Agrobacterium tumefaciens* B6.

Ainsi, nous pouvons déduire que nos extraits **EF1US**, **EF2US**, **EF1Ma** pourraient être considérer comme un agent antibactérien potentiel contre *A. tumefaciens* B6 et C58. Ces

derniers démontrent la présence des substances antibactériennes dans les fruits, ce qui explique l'usage en phytothérapie traditionnelle. En plus cette plante peut être utilisée comme des produits naturels pouvant remplacer les produits chimiques utilisés dans le traitement contre la maladie de la galle du collet causée par *A. tumefaciens* qui sont considérées comme étant des bactéries les plus agressifs qui provoquent la dépréciation des plants de nombreuses espèces végétales telle que la vigne, des arbres fruitiers, des cultures ornementales, ainsi que des arbres forestiers tels que les peupliers, le noyer et l'eucalyptus.

Dans la nature, la tumeur du collet provoque une diminution de productivité en raison d'une diminution de vitalité des plantes touchées, pouvant parfois mener à leur mort généralement causé par l'intervention d'organismes pathogènes secondaires qui infestent les plantes vulnérables (Al arabi et al.,2011).

1.10.2. Activité antifongique de *C. spinosa*

L'étude de l'activité antifongique a été réalisée par la méthode de micro-dilution en microplaque, qui est une technique quantitative basée sur la mesure de la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI), et la Concentration Minimale Fongicide (CMF).

1.10.2.1. Réponse des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de *B. cinerea* LPAP,630

Les résultats obtenus des extraits des feuilles et des fruits vis-à-vis *Botrytis cinerea* LPAP,630 sont représentés dans le tableau12 et figure 41.

Les valeurs moyennes de CMI obtenues varient entre 0,078 et 2,5 mg/ml la valeur de la CMI la plus élevée a été observée avec EF1US, EF2US et EF1Ma et la plus faible donc meilleure activité avec EL1Ma et EF2Ma. Tous les extraits ont présenté des rapport CMF/CMI =1 ce qui signifie une activité antifongique absolue contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.

Tableau12 : Valeur des CMI ; CMF des extraits des feuilles et des Fruits contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EL1US	1.25	1.25	1
EL2US	0.078	0.078	1
EL1Ma	0.625	0.625	1
EL2Ma	1.25	1.25	1
EF1US	2.5	2.5	1
EF2US	2.5	2.5	1
EF1Ma	2.5	2.5	1
EF2Ma	0.625	0.625	1

La figure suivante montre l'activité des extraits de *C. spinosa* contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.

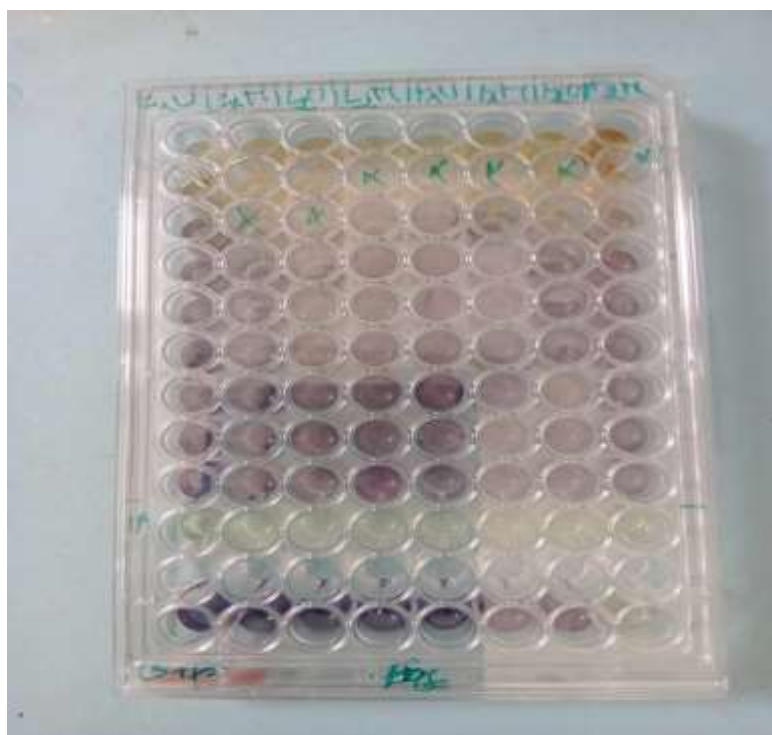


Figure36 : Activité antifongique des extraits de *C. spinosa* contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.

1.10.2.2. Réponse des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de *Aspergillus niger* CTM 10099

Le tableau 13 exhibe les valeurs des CMI et CMF des extraits de *C. spinosa* contre la souche *A. niger* CTM 10099 ou F plus grande valeur étant 10mg/ml et la plus faible est de 5mg/ml (figure40).

Les rapports entre CM F/CMI =1 ce qui signifie une activité antifongique absolue contre *Aspergillus niger* CTM 10099. Nos résultats sont en accord avec ceux trouvé par **Rajihi et al., (2021)** et **Shahrour et al., (2024)** lors d'une étude menée sur des extraits de *C. spinosa* contre la souche fongique *A. niger*.

Tableau13 : Valeur des CMI CMF des extraits de *C. spinosa* contre *Aspergillus niger* CTM 10099.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EL1US	10	10	1
EL2US	5	5	1
EL1Ma	5	5	1
EL2Ma	5	5	1
EF1US	5	5	1
EF2US	5	5	1
E1FMa	5	5	1
EF2Ma	5	5	1

La figure 37 montre l'effet des extraits de *C. spinosa* contre *Aspergillus niger* CTM 10099.

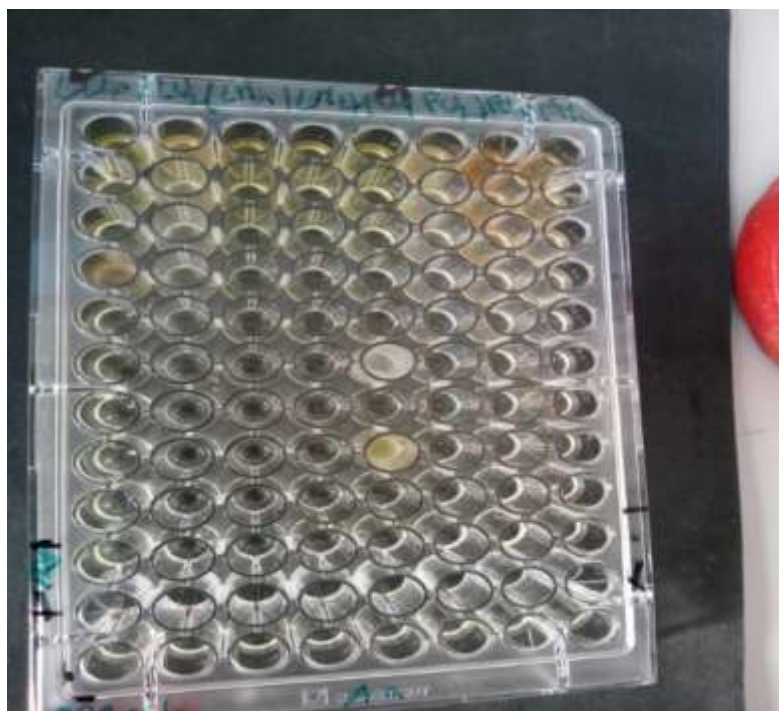


Figure 37 : Activité antifongique contre *Aspergillus niger* CTM 10099.

1.10.2.3. Réponse des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).

Les résultats du tableau 14 exhibe des valeurs de CMI oscillants entre 2.5 mg/ml et 10mg/ml et des CMF variant entre 5 mg/ml et 10mg/ml voir même > 10 ce qui engendre des rapports $CMI/MCF > 4$ pour les extraits EL2US et EF2US qui selon trigui et al., (2013) montre une absence totale d'activité antifongique par contre nous observons une activité antifongique absolue avec les extraits EL1US ; EL2Ma ; EF1US ; EF1Ma dont le rapport $CMI/CMB=1$ et une activité fongistatique avec EL1maou $CMI/CMB = 2$.

Tableau14 : Valeur des CMI CMF des extraits des feuilles et des fruits contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EL1US	10	10	1
EL2US	2.5	> 10	>4
EL1Ma	5	10	2
EL2Ma	10	10	1
EF1US	10	10	1
EF2US	2.5	>10	>4
EF1Ma	5	5	1
EF2Ma	5	10	2

La figure suivante illustre l'activité antifongique des extraits de *C. spinosa* contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).

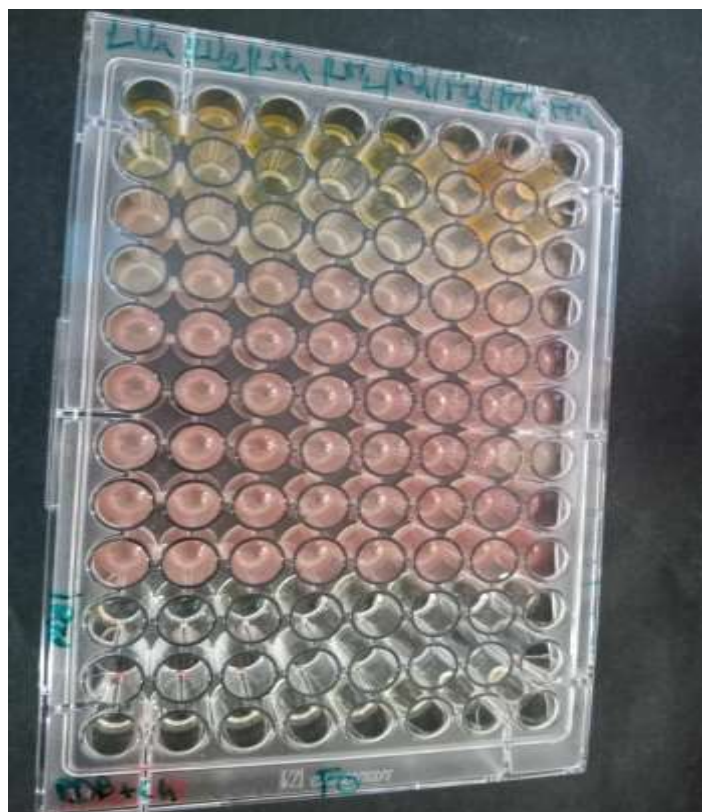


Figure 38 : Activité antifongique des extraits de *C. spinosa* contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).

1.10.2.4. Réponse des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp *lycopercisi* (FOL).

Les extraits de *C. spinosa* ont montré une activité antifongique et fongistatique (tableau 15).

Les résultats obtenus affichent des valeurs de CMI et CMF variant de 5mg/ml et 10mg/ml ce qui nous laissent confirmer la vulnérabilité de la souche fongique testée.

Tableau15 : Valeur des CMI CMF des extraits des feuilles et des fruits contre *Fusarium oxysporum* f. sp *lycopercisi* (FOL).

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EL1US	10	10	1
EL2US	5	5	1
EL1Ma	5	10	2
EL2Ma	10	10	1
EF1US	10	10	1
EF2US	5	10	2
EF1Ma	5	10	2
EF2Ma	5	5	2

La figure ci-dessous montre l'effet des extraits de *C. spinosa* vis-à-vis de FOL.

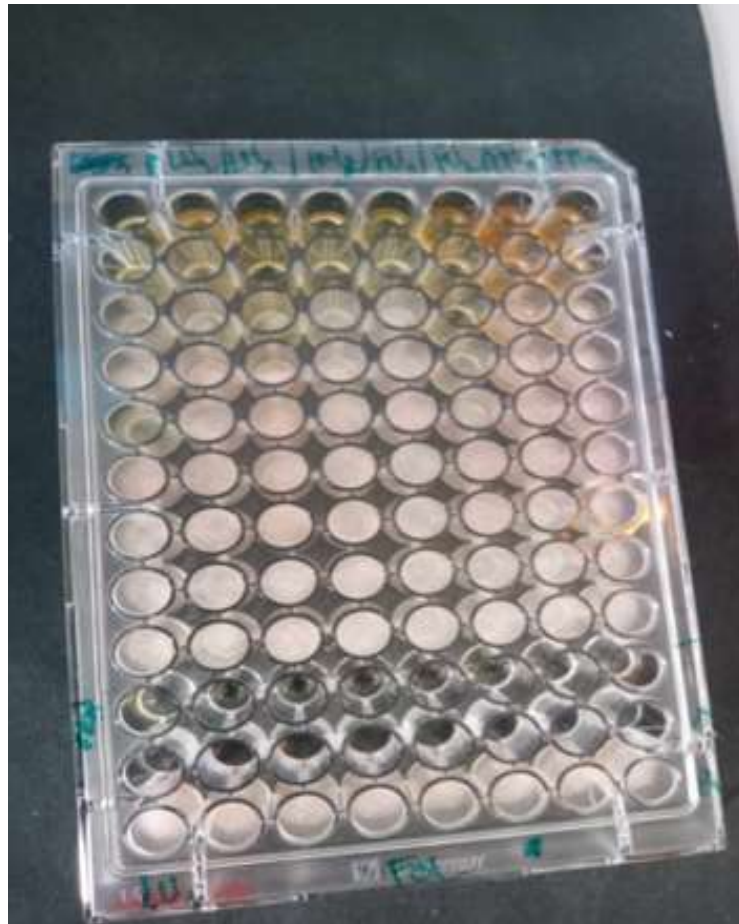


Figure 39 : Activité antifongique des extraits de *C. spinosa* contre *Fusarium oxysporum* f. sp *lycopercisi* (FOL).

2. *Brassica procumbens* Poiret

2.1. Screening phytochimique de *Brassica procumbens* Poiret

Les essais phytochimiques réalisés sur la partie aérienne et racinaire tableau 16 de *Brassica procumbens* Poiret nous révèlent la richesse de cette plante en métabolites secondaires.

Tableau16 : Screening phytochimique des parties étudiées de *Brassica procumbens* Poiret.

Parties étudiées		Partie aérienne	Racines
Composés actifs			
Alcaloïdes		++	++
Tanins	Galliques	++	-
	Catéchiques	-	++
Flavonoïdes		++	++
Saponosides		-	++
Coumarines		+	+
Anthocyanes		+	-
Leuco- anthocyanes		+	-
Terpènes et Stérols		++	++
Composé Réducteur		-	+

(++) : Abondance ; (+) : Présence ; (-) : Absence

L'espèce montre des réactions positives pour les : Alcaloïdes ; Tanins galliques ; Flavonoïdes ; Coumarines. ; Anthocyanes ; Leuco-anthocyanes ; Terpenes et Stérols. Notant également une absence des Tanins catéchiques ; Saponosides et Composés réducteurs au niveau de la partie aérienne et racinaire de la plante.

Lors d'une étude de **Mohammed Fazil et al., (2012)** sur les feuilles de l'espèce *Brassica oleracea* var *capitata* de l'inde, on a constaté la présence de toutes les familles chimiques étudiées sauf pour les composés réducteurs.

Nos résultats concordent parfaitement avec ceux trouvés par **Nouhoum et al., (2020)** réalisés sur *B. napus* utilisée comme légumes feuilles au Mali.

La partie racinaire semble aussi riche que la partie aérienne, avec une présence de toutes les familles chimiques précitées tout en enregistrant une absence des Anthocyanes et Leuco anthocyanes.

2.2. Composition chimique par FT-IR de *Brassica procumbens* Poiret

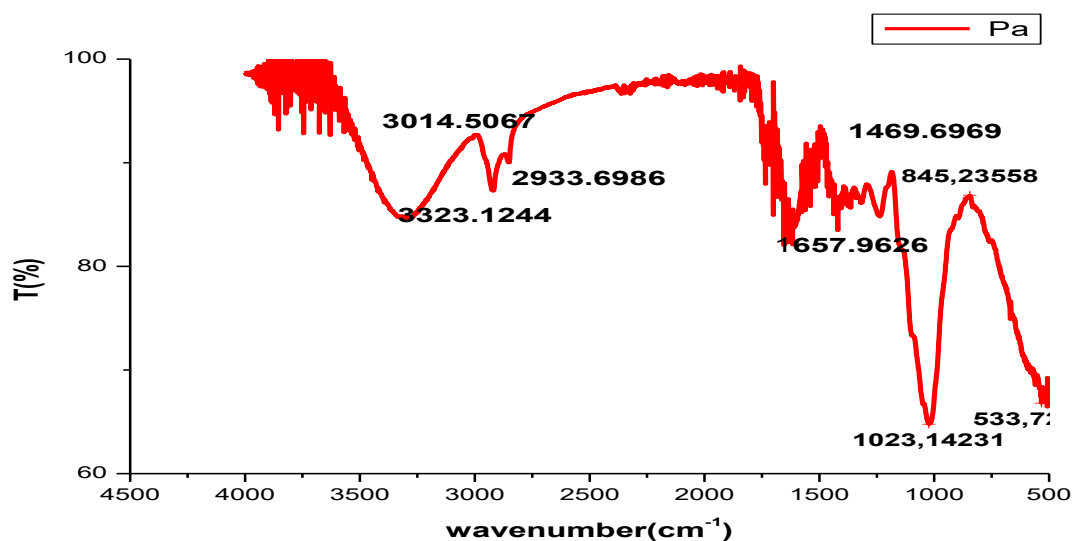


Figure40 : FT-IR de la Poudre de la partie aérienne de *B. Procumbens*

La figure 40 exhibe les valeurs suivantes des différents pics :

*533.7 cm^{-1} : Ce pic pourrait être associé à des vibrations de liaison C-C ou C-O, typiques des structures organiques.

*845.23 cm^{-1} : Souvent lié à des vibrations de cycles aromatiques ou à des liaisons C-H.

*1023.14 cm^{-1} : Peut indiquer la présence de liaisons C-O, souvent observées dans les polysaccharides ou les alcools.

*1469.69 cm^{-1} : Ce pic est généralement associé aux vibrations de déformation des liaisons C-H, ce qui pourrait indiquer la présence de lipides ou d'autres composés organiques.

*1657.96 cm^{-1} : Souvent lié aux liaisons C=O, ce qui pourrait indiquer la présence de composés carbonyles ou d'amides.

*2933.69 cm^{-1} et 3014.50 cm^{-1} : Ces pics sont typiques des vibrations C-H des hydrocarbures, suggérant de ce fait, la présence de lipides ou d'acides gras.

*3323.12 cm^{-1} : Ce pic est souvent associé aux vibrations O-H, indiquant la présence d'alcools ou de phénols.

*1657.96 cm^{-1} : Souvent lié aux liaisons C=O, ce qui pourrait indiquer la présence de composés carbonyles ou d'amides (Nandyanto et al.,2019).

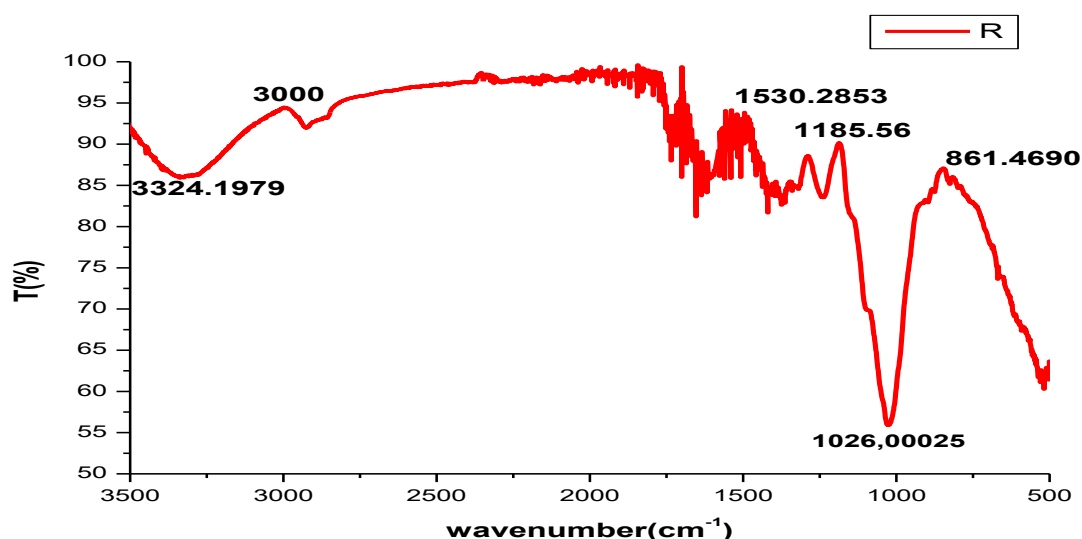


Figure41 : FT-IR de la Poudre des Racines de *B. Procumbens*

La figure 41 illustre les résultats suivants des valeurs des pics :

*861.14 cm^{-1} : Semblable à celui de la partie aérienne, ce pic pourrait également être lié à des cycles aromatiques.

*1028.00 cm^{-1} : Comme pour la partie aérienne, ce pic indique la présence de liaisons C-O.

*1185.56 cm^{-1} : Ce pic pourrait être associé à des vibrations de liaisons C-O-C, typiques des éthers ou des polysaccharides.

*1530.28 cm^{-1} : Souvent lié aux vibrations de déformation des liaisons N-H, ce qui pourrait supposer la présence d'amines ou d'autres composés azotés.

*3000.00 cm^{-1} et 3324.19 cm^{-1} : Ces pics sont également associés aux vibrations C-H et O-H, respectivement, indiquant la présence de lipides et d'alcools (Nandyanto et al.,2019).

La présence de groupements fonctionnels, dans les deux parties de la plante étudiée, représentés par la présence de pics similaires, conditionne la présence de liaisons C-O et C-H, ce qui suggère que les deux parties de la plante contiennent des composés organiques similaires, tels que des lipides et des polysaccharides.

Des différences notables ont été observées entre les deux parties de la plante. Ainsi, la partie aérienne montre un pic plus prononcé à 1657.96 cm^{-1} , ce qui pourrait indiquer une plus grande concentration de composés carbonyles par rapport à la partie racinaire. De plus, la présence d'un pic à 1530.28 cm^{-1} , dans la partie racinaire, pourrait indiquer une plus grande quantité de composés azotés dans cette partie de la plante.

En résumé, bien que les deux parties de la plante partagent des caractéristiques similaires en termes de groupes fonctionnels, il existe des différences qui pourraient refléter et expliquer leurs rôles biologiques distincts et leur composition chimique.

2.3. Composition des éléments minéraux par Microscopie Electronique à Balayage (MEB) *Brassica procumbens* Poiret

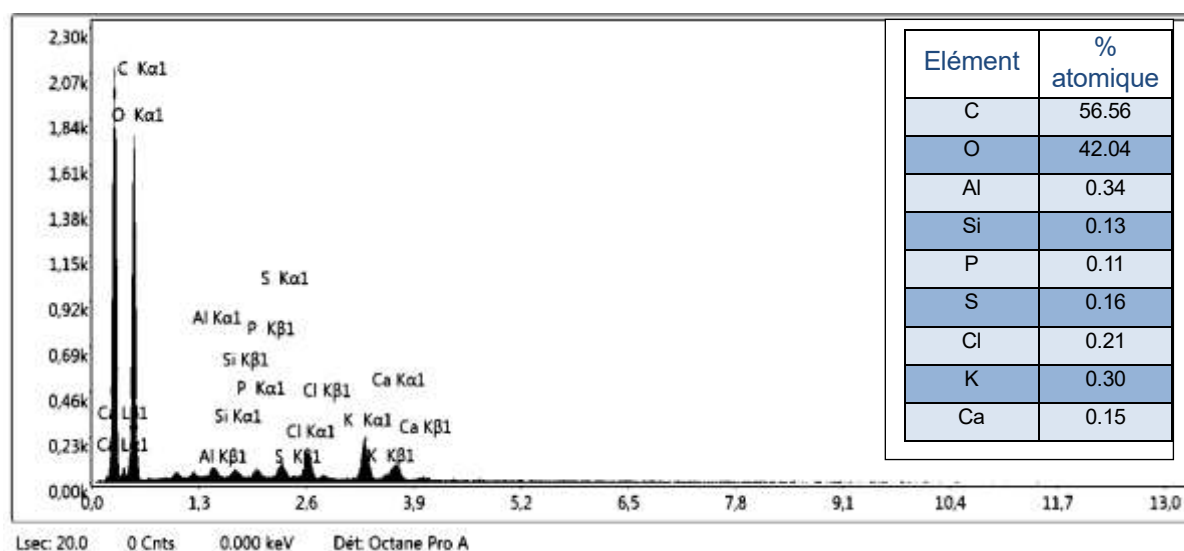


Figure42 : Eléments minéraux de la partie aérienne de *B. procumbens*.

La figure42 montre les résultats élémentaires sur la composition en éléments minéraux, et qui se distinguent de la façon suivante

*C (Carbone) avec 56.56% : Le carbone joue un rôle crucial dans la photosynthèse et dans la composition des molécules organiques. Une abondance de sa présence témoigne d'une bonne santé de la plante.

*O (Oxygène) avec 42.04% : L'oxygène est aussi essentiel pour la photosynthèse et dans le processus de respiration cellulaire. On observe généralement sa présence en relation avec la quantité de carbone, car il est fréquemment lié à ce dernier dans les composés organiques.

*Aluminium (Al) avec 0.34% : Même si l'aluminium n'est pas un nutriment indispensable, sa détection peut signaler des conditions, pour des sols acides, ou pour des interactions avec d'autres composants.

*Si (Silicium) avec 0.13% : Le silicium peut fortifier les parois cellulaires et contribuer ainsi à la lutte contre les maladies.

*P (Phosphore) avec 0.11% : Le phosphore joue un rôle crucial dans la photosynthèse, la respiration et la synthèse de l'ADN. Il occupe une position cruciale dans le développement des racines et pendant la floraison.

*S (Soufre) avec 0.16% : Le soufre est essentiel dans la synthèse des acides aminés et des protéines. Il participe aussi à la résistance face aux maladies.

*Cl (Chlore avec 0.21% : Le chlore participe dans le processus de photosynthèse et contribue à l'équilibre hydrique de la plante.

*K (Potassium) avec 0,30 % : Le potassium est indispensable et essentiel dans la régulation de l'eau, le processus de photosynthèse et l'acheminement des nutriments.

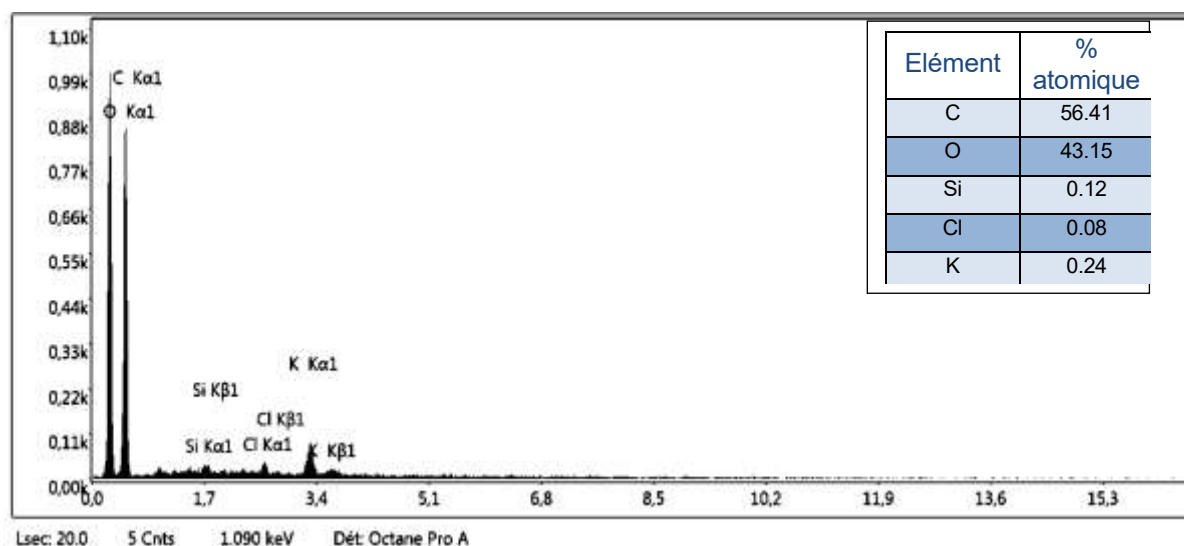


Figure43 : Eléments minéraux des racines de *B. procumbens*.

Le ratio de carbone, présenté par la figure 43, est assez proche de ce qu'il était dans les résultats antérieurs (56,56%). Cela signifie que la structure organique de la plante demeure stable et que le processus de photosynthèse opère de manière efficace.

Pour l'oxygène, avec 43.15%, on note une petite baisse de l'oxygène par rapport aux précédentes mesures (42.04%). Cette variation est marginale et pourrait être attribuée à des variations naturelles de la composition de la plante.

De même pour le Silicium, avec 0.12%, son taux a aussi légèrement baissé par rapport à celui de 0.13%, dans les résultats antérieurs. Cela pourrait signaler une petite variation dans l'absorption ou la disponibilité de cet élément dans le sol.

Également pour le Chlore (0,08%), cette concentration de chlore a baissé, comparé à 0,21% dans les précédentes analyses. Cette diminution de la teneur en chlore, à des niveaux assez bas pourraient perturber la régulation de l'eau et le processus de photosynthèse.

Le Potassium (K) avec 0.24%, a aussi baissé légèrement, passant de 0.30% dans les résultats antérieurs à 0,24%. L'importance du potassium est cruciale et intervient dans la gestion de l'eau et dans la circulation des nutriments, par conséquent, une baisse pourrait affecter la santé de la plante, particulièrement si elle est exposée à des tensions environnementales.

De nombreuses espèces végétales, en particulier les cultures de Brassicaceae, incorporent du soufre dans une large gamme de composés secondaires, tels que la sulfatation des flavonols et de glucosinolates, la choline et le glucoside de l'acide gallique. Le soufre est un macronutriment végétal essentiel que l'on trouve dans les acides aminés (la cystéine et la méthionine), ainsi que dans une variété de métabolites secondaires (Cartea et *al.*,2011).

2.4. Rendement des extraits de *Brassica procumbens* Poiret

Les rendements obtenus par extraction ultrasonique sont relativement faibles par rapport à ceux obtenus par macération. Les valeurs montrent une certaine variabilité, notamment pour R1US. Les rendements par macération sont nettement plus élevés, ce qui suggère que cette méthode est plus efficace pour extraire les composés de la plante.

Tableau17 : Rendements issus des différentes méthodes d'extractions de *B. procumbens*

Méthode d'extraction	Partie étudiée	Solvants utilisés	Symbole	Rendement %
Extraction Par Ultrason	Partie aérienne	MeOH80%	EPa1US	5.06 ±0.11*
		EtOH80%	EPa2US	4.08 ±0.52*
	Racines	MeOH80%	ER1US	3.72 ±1.21***
		EtOH80%	ER2US	3.56 ±0.28*
Extraction par Macération	Partie aérienne	MeOH80%	EPa1Ma	10.38 ±0.45***
		EtOH80%	EPa2Ma	10.03 ±0.40***
	Racines	MeOH80%	ER1Ma	11.75 ±0.25***
		EtOH80%	ER2Ma	9.38 ±0.44***

Les résultats sont exprimés en moyenne de triplicata ± écart-type

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$. NS : Non significatif.

Nos résultats semblent proches de ceux trouvés par **Bouras et al., (2024)** avec des rendements d'extraction par macération pendant 24 H de *Brassica oleracea*, enregistrant des taux de 9.52 ± 0.12 % pour l'extrait méthanolique des feuilles de la plante, par contre l'extrait aqueux avait exhibé un rendement plus élevé avec 15.45 ± 0.20 %.

L'analyse statistique confirme nos constations et montre que la méthode de macération est globalement plus efficace que l'extraction par ultrason pour les deux parties de la plante (aérienne et racines). Les rendements d'extraction sont significativement plus élevés avec la macération, ce qui suggère que cette méthode est préférable pour extraire les composés bioactifs de cette plante. Les différences significatives entre les méthodes et les solvants soulignent l'importance de choisir la méthode d'extraction appropriée en fonction de la partie de la plante et des composés d'intérêt.

2.5. Composition chimique par HPLC de *Brassica procumbens* Poiret

D'après les résultats du tableau18, nous enregistrons la présence plus ou moins importante des composés phénoliques, et selon leur présence , respectivement à savoir : l'Acide caféique ,des Catéchols , de l'Acide chlorogénique , de la Rutine ,et de la Coumarine, parfois dans au moins un extrait de la partie aérienne de *Brassica Procumbens* Poiret ,avec toutefois une présence majoritaire de l'Isoquercétine ; et en revanche, il a été noté une absence totale de l'Acide gallique et de l'acide Cinnamique .

Tableau18 : Composés phénoliques dans les différentes parties étudiées de *Brassica procumbens* Poiret.

Partie étudiée CP	TR (min)	EPa1US	EPa2US	EPa1Ma	EPa2US	ER1US	ER2US	ER1Ma	ER2Ma
Acide Caféique	4.286	+	+	Nd	Nd	++	Nd	++	++
Isoquercétine	5.885	+++	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd
Catéchols	43.320	Nd	Nd	++	Nd	+	Nd	+	Nd
Acide gallique	42.906	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd
Acide Chlorogénique	3.338	Nd	Nd	Nd	Nd	+	Nd	+++	+++
Rutine	6.247	+	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd
Acide cinnamique	42.983	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd
Coumarine	12.634	Nd	Nd	Nd	+	Nd	Nd	Nd	Nd
Hespéridine	8.646	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	+	Nd
Quercétine	14.364	+	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd

CP : Composés Phénoliques. TR : Temps de Rétention. (1) : MeOH80%. (2) : EtOH80 %.

Nd : Non déterminité. + : présent ; ++ : moyennement présent ; +++ : Composé Majoritaire.

Les chromatogrammes de la partie racinaire de la plante nous révèlent la présence de l'acide caféique et des catéchols, de la rutine, de l'hespéridine, de la quercétine, et avec une présence majoritaire de l'acide chlorogénique. Une absence totale de l'acide gallique et de l'acide cinnamique a été également enregistrée pour cette partie étudiée.

Nos résultats semblent être en accord avec (Saka ,2017) après une étude menée sur les feuilles et la partie racinaire de l'espèce *Brassica rapa* pour la majorité des standards similaire testés.

2.6. Composition chimique par HPLC-DAD de *Brassica procumbens* Poiret

Les résultats enregistrés dans la figure 44 nous confirment d'avantage la présence de la majorité des composés phénoliques mentionnés au préalable dans le tableau 18 (HPLC).

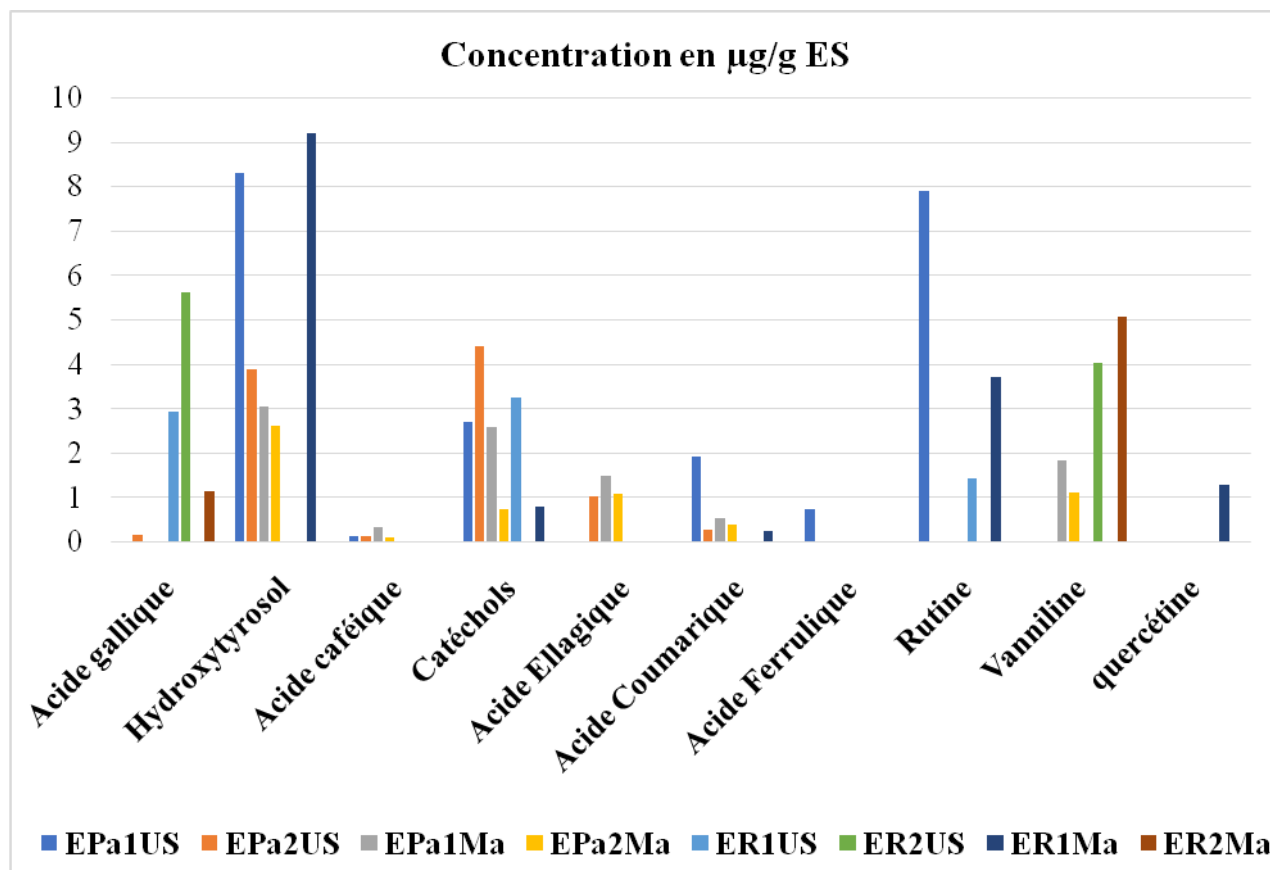


Figure 44 : Identification et concentration des composés phénoliques des extraits de *B. procumbens*

On a pu ainsi caractériser dix (10) composés, à partir de la plupart des extraits de la plante, en utilisant les deux méthodes d'extraction : l'Acide gallique, l'Hydroxytyrosol, l'Acide caféique, les Catéchols, l'Acide Ellagique, l'Acide Coumarique, l'Acide Ferrulique, la Rutine, la Vanniline, la Quercétine pour la plupart des extraits issues des deux méthodes d'extraction

Nous avons enregistré, par exemple la valeur de 8.283 µg/g ES pour l'Hydroxytyrosol relative à l'extrait EPA1US, et de la rutine avec une concentration de 7.902 µg/g ES.

L'identification de la plupart de ces composés est en parfaite adéquation avec celle repérée par **Bouras et al., (2024)**, avec des valeurs qui surpassent les nôtres lors d'une étude de *Brassica oleracea* var. *elongata*.

2.7. Dosage des Polyphénols Totaux ; Flavonoïdes Totaux ; Tanins Totaux de *B. procumbens*

Tableau 19 : Teneurs en PPT ; FVT ; TAT des différents extraits de *B. Procumbens*

Le tableau ci-dessous résume les quantifications des PPT ; FVT ; TAT de *B. procumbens*.

Extrait	PPT en mg EAG/g ES	FVT en mg EQ/g ES	TAT en mg EC/g ES
EPa1Ma	124.115 ±1.95*	32.14±1.28*	5.33±1.02*
EPa1US	192.454 ± 1.23*	34.03±1.26*	12.85±1.28*
EPa2Ma	189.924 ±0.80 NS	32.4±0.77NS	28.47±1.89NS
EPa2US	188.517 ±1.14***	33.1±1.95***	11.48±2.49***
ER1Ma	121.007 ±1.04***	25.76±3.17***	18.51±1.24***
ER1US	196.558 ±12.38*	15.24±0.88*	26.27±0.78*
ER2Ma	214.658 ±10.16***	32.97±0.93***	25.73±15.22***
ER2US	78.721 ±0.91*	15.04±0.71*	18.18±2.48*

Les résultats sont exprimés en moyenne de triplicata ± écart-type

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$. NS : Non significatif.

Selon les données présentées dans le tableau 19 les extraits de la plante *B. Procumbens* affichent des quantités notables en PPT, oscillant entre 214.658 ±10.16 mg EAG/g ES et 78.721 ±0.91 mg EAG/g ES.

Nos analyses montrent aussi que les extraits présentent des valeurs notables en FVT variant entre 34.03±1.26 mg EQ/g ES pour l'extrait Epa1US et 15.04±0.71 mg EQ/g ES pour l'extrait ER2US.

La mesure des tanins totaux fluctuait aussi d'un extrait à l'autre, avec 28.47±1.89 mg EC/g ES pour Epa2Ma et 5.33±1.02mg EC/g ES pour Epa1Ma.

Nos résultats sont extrêmement plus importants que les valeurs enregistrées par **Bouras et al., (2024)** ou des valeurs de PPT ont été enregistrée respectivement pour l'extrait méthanolique de (3.46 ±0.17mgEAG/gES) et de (2.02±0.2 mg EAG/gES) pour l'extrait aqueux des feuilles de *Brassica oleracea* var. *elongata*.

Aussi des valeurs de FVT presque négligeable de (0.67±0.05mg EQ/g ES) pour le premier extrait et (1.40±0.17 mg EQ/g ES) pour le second.

Cependant, malgré des niveaux de PPT et FVT plus élevés par rapport aux résultats cités par **Saka, (2017)**, des extraits des feuilles par macération avec respectivement, 19.3 mg EAG/g et 13.38 mgEQ/g pour les polyphénols et les flavonoïdes contre 16.60 ± 1.12 mg EAG/g et 5.75 ± 0.85 mg EQ/g ES, des extraits par soxhlet, et 0.45 ± 0.52 mg EAG/g ES et 1.21 ± 0.05 mgEQ/gES, des extraits issus d'une extraction par décoction. Par ailleurs, la macération demeure la technique d'extraction la plus efficace pour les flavonoïdes présents dans l'espèce *B. rapa*.

Les métabolites secondaires présents dans les cultures de Brassica sont très sensibles aux changements dans les conditions environnementales. Les teneurs en phénol sont affectées par les stress biotiques (attaque d'insectes et l'infection pathogène) et les contraintes abiotiques (lumière, température, apport en nutriments, disponibilité de l'eau, conditions de croissance et rayonnement UV) en plus des conditions de stockage, des traitements post-récolte et méthodes d'estimation (**Cartea et al.,2011**).

2.8. Activité antimicrobienne de l'espèce *Brassica procumbens* Poiret.

2.8.1. Activité antibactérienne de *B. procumbens*

Les extraits de *B. procumbens* ont été évalués *in vitro* pour leur pouvoir antibactérien contre deux souches *Agrobacterium tumefaciens* C58 et *Agrobacterium tumefaciens* B6. L'évaluation est effectuée en déterminant la CMI et CMB.

2.8.1.1. Réponse des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de *A. Tumefaciens* C58

Les résultats du tableau 20 montrent des activités bactéricides et bactériostatiques absolues pour tous les extrais contre *A. tumefaciens* C58 et figure 54, avec des valeurs de CMI et CMB variant de 2.5mg/ml à 5mg/ml.

Selon Taguri *et al.*, (2004), la sensibilité des bactéries aux polyphénols et dépend d'une part de l'espèce bactérienne et d'autre part de la structure des composés phénoliques.

Bien que le processus exact reste à déterminer, divers chercheurs ont noté une hausse de l'activité antibactérienne des composés phénoliques en relation avec l'accroissement des groupes hydroxyles présents dans ces molécules.

Tableau24 : Valeurs des CMI CMB des extraits de *B. procumbens* contre *Agrobacterium tumefaciens* C58.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMB (mg/ml)	CMB/CMI
EPa1US	2.5	2.5	1
EPa1 Ma	2.5	2.5	1
EPa2US	2.5	5	2
EPa2Ma	2.5	5	2
ER1US	5	2.5	2
ER1Ma	2.5	2.5	1
ER2US	2.5	5	2
ER2Ma	5	5	1

La présente figure confirme l'effet des extraits de *B. procumbens* contre *A. tumefaciens* C58.



Figure45 : Activité antibactérienne contre des extraits de *Agrobacterium tumefaciens* C58.

2.8.1.2. Réponse des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de *A. Tumefaciens* B6

Les résultats du tableau 25 montrent des activités bactéricides absolues pour les extraits contre *A. tumefaciens* B6 Les extraits. Sauf pour les extraits EPa2US ; ER2US ; ER2Ma, ayant un rapport CMB/CMI >4 selon trigui et *al.*, (2013). Nos résultats affichent des valeurs des CMI entre 1.25mg/ml et 5mg/ml et des CMB de 5mg /ml.

Ce qui nous laisse supposer que la nature du solvant joue également un rôle important dans la fiabilité d'un extrait a un autre a cause de son pouvoir d'extraction de plus de composés phytochimiques qui puissent intervenir dans l'inhibition de la bactérie testée.

Tableau25 : Valeur des CMI CMB des extraits *B. procumbens* contre *Agrobacterium tumefaciens* B6

Extraits	CMI (mg/ml)	CMB (mg/ml)	CMB/CMI
EPa1US	5	5	1
EPa1 Ma	5	5	1
EPa2US	5	>10	>4
EPa2Ma	1.25	5	1
ER1US	5	5	1
ER1Ma	1.25	5	1
ER2US	2.5	>10	>4
ER2Ma	2.5	>10	>4

La figure 46 témoigne l'effet des extraits de *B. procumbens* contre *A. tumefaciens* B6.

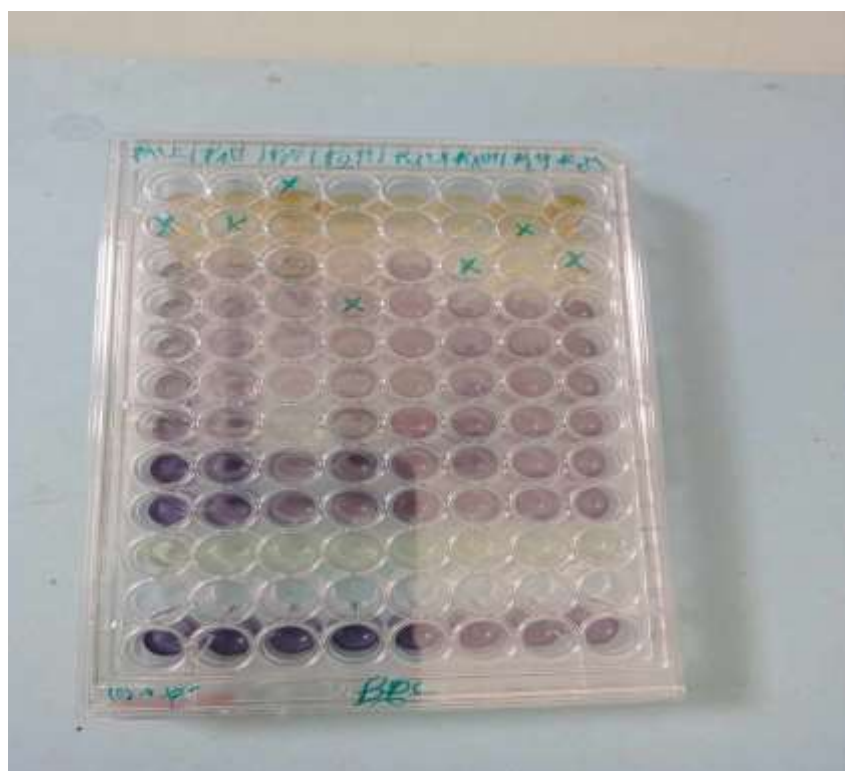


Figure 46 : Activité antibactérienne contre *Agrobacterium tumefaciens* B6.

2.8.2. Activité antifongique des extraits de *B. procumbens*

L'étude de l'activité antifongique a été réalisée par la méthode de micro-dilution en microplaque, qui est une technique quantitative basée sur la mesure de la Concentration Minimale Inhibitrice (CMI), et la Concentration Minimale Fongicide (CMF).

2.8.2.1. Réponse des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de *Botrytis cinerea* LPAP,630

Les différents extraits de la partie aérienne et racinaire de l'espèce *Brassica procumbens* Poirot ont exhibé une activité antifongique remarquable contre la souche *Botrytis cinerea* LPAP,630 testée avec des rapport CMF/CMI =1 (Tableau20).

Le tableau 20 témoigne un intervalle de valeurs des CMI allant de 0.078 pour ER1Ma jusqu'à 10 pour l'extrait EPa2Ma et ER2Ma contre des CMF Varie également entre 0.078 et 10 pour les mêmes extraits ce qui signifie que l'extrait ER1US et ER2US s'avèrent les plus efficace contre la souche testée.

Tableau20 : Valeur des CMI CMF des extraits de *B. procumbens* contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EPa1US	1.25	1.25	1
E Pa1 Ma	1.25	1.25	1
EPa2US	1.25	1.25	1
EPa2Ma	10	10	1
ER1US	0.625	0.625	1
ER1Ma	0.078	0.078	1
ER2US	0.625	0.625	1
ER2Ma	10	10	1

La figure 47 illustre l'activité antifongique des extraits testés contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.



Figure 47 : Activité antifongique contre *Botrytis cinerea* LPAP,630.

2.8.2.2. Réponse des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de *Aspergillus niger* CTM 10099

Le tableau 21 résume les résultats de l'activité antifongique des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de la souche *Aspergillus niger* CTM 10099 (figure51).

Avec des CMI variant entre 2.5 mg/ml et 5 mg/ml. Tous les extraits ont présenté une action fongicide absolue contre la souche testée. Sauf l'extrait EPa2US ou nous n'avons pas enregistré une activité avec un rapport CMF/CMI >4 selon **trigui et al., (2013)**.

Tableau21 : Valeur des CMI CMF des extraits de la partie aérienne et des Racines contre *Aspergillus niger* CTM 10099.

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EPa1US	2.5	2.5	1
EPa1Ma	5	5	1
EPa2US	5	>10	>4
EPa2Ma	2.5	2.5	1
ER1US	5	5	1
ER1Ma	5	5	1
ER2US	5	5	1
ER2Ma	10	10	1

La figure 48 montre l'activité antifongique des extraits



Figure 48 : Activité antifongique contre *Aspergillus niger* CTM 10099.

2.8.2.3. Réponse des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* (CTM 10402)

Les valeurs mentionnées dans le tableau 22 indiquent une activité antifongique absolue pour tous les extraits sauf pour l'extrait EPa2US une activité fongistatique a été enregistrée.

Les valeurs de CMI et CMF varient de 2.5mg/ml à 10mg/ml.

Tableau22 : Valeur des CMI CMF des extraits de la partie aérienne et des Racines de *B. procumbens* contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EPa1US	5	5	1
EPa1 Ma	5	5	1
EPa2US	2.5	5	2
EPa2Ma	2.5	2.5	1
ER1US	5	5	1
ER1Ma	5	5	1
ER2US	5	5	1
ER2Ma	10	10	1

La figure 49 illustre l'activité antifongique des extraits de l'espèce *B. procumbens* contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).



Figure 49 : Activité antifongique contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402).

2.8.2.4. Réponse des extraits de *B. procumbens* vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp *lycpercici* (FOL)

Les résultats obtenus nous montrent une activité fongistatique absolue de tous les extraits de l'espèce *B. procumbens* testés contre la souche *Fusarium* f.sp *lycpercici* (FOL) avec des rapport CMI/CMF =1.

Le tableau 23 affiche des valeurs de CMI et CMF égale à 5mg/ml pour tous les extraits, sachant que cette souche est connue par sa forte résistance contre les agents bio- fongicides.

Tableau23 : Valeur des CMI CMF des extraits des parties aériennes et des Racines contre *Fusarium oxysporum lycopersici* (FOL).

Extraits	CMI (mg/ml)	CMF (mg/ml)	CMF/CMI
EPa1US	5	5	1
EPa1 MA	5	5	1
EPa2US	5	5	1
EPa2MA	5	5	1
ER1US	5	5	1
ER1MA	5	5	1
ER2US	5	5	1
ER2MA	5	5	1

La figure 50 montre l'activité antifongique des extraits de *B. procumbens* contre *Fusarium oxysporum* f. sp *lycopercisi* (FOL).

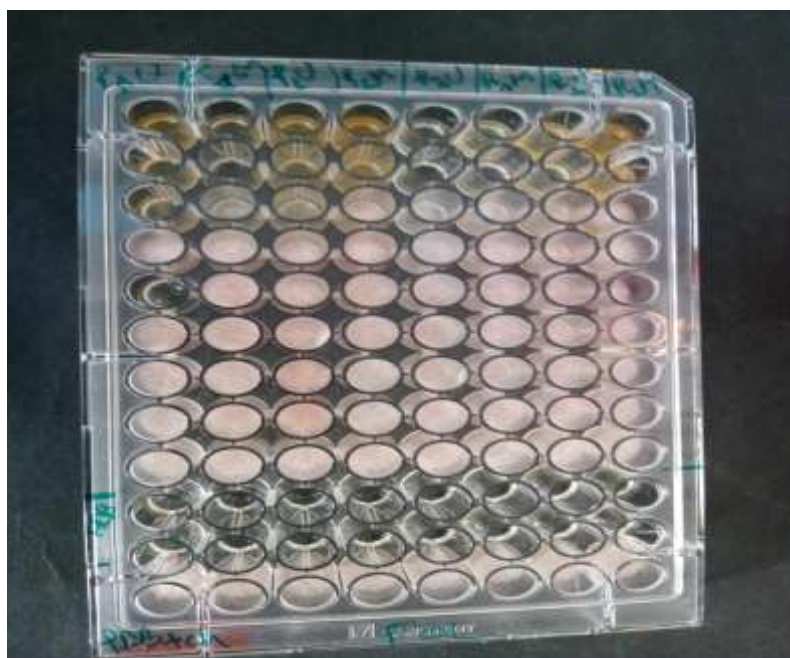


Figure50 : Activité antifongique des extraits de *B. procumbens* contre *Fusarium oxysporum* f. sp *lycpercisi* ssp (FOL).

Conclusion et perspectives

L'emploi d'extraits de végétaux et de leurs composants actifs à des fins curatives est une pratique traditionnelle qui remonte à l'antiquité, s'appuyant sur l'utilisation empirique de plantes reconnues pour leurs propriétés. Les avancées continues en pharmacologie notamment la découverte de nouveaux principes bioactifs et l'analyse de leurs interactions, ont permis de considérer les plantes médicinales comme de véritables médicaments et biopesticides.

Au terme de cette étude : L'enquête ethnobotanique réalisé au niveau de la wilaya de Souk ahars, nous révèle l'utilisation de l'espèce *Capparis spinosa* L. en particulier pour la consommation alimentaire par la majorité de la population questionnée, Les résultats de cette enquête montrent que cette plante est utilisée en médecine traditionnelle dans le traitement anti-inflammatoire, les bourgeons floraux est la partie la plus utilisée .En thérapeutique et le cataplasme représente le mode de préparation le plus dominant.

Avant d'explorer les activités biologiques, une analyse phytochimique a été effectuée afin de déterminer les diverses familles chimiques présentes dans les deux espèces étudiées.

La solubilité des composés phénoliques dépend de leur nature chimique dans la plante, qui varie de composés simples à fortement polymérisés. Les matières végétales peuvent contenir des quantités variables en polyphénols. Cette diversité structurale est responsable de la grande variabilité des propriétés physico-chimiques influençant l'extraction des polyphénols

Les tests phytochimiques préliminaires effectués sur la poudre de feuilles et de fruits de la plante *C. spinosa*, ont mis en évidence la présence de certains groupes chimiques tels que : Les alcaloïdes, les flavonoïdes, les coumarines, les terpènes et des stérols. Cependant, on dénote la présence des tanins galliques dans les feuilles et les tanins catéchiques dans les fruits.

Les résultats obtenus nous confirment la richesse de cette plante en métabolites secondaires qui peuvent conférer à *Capparis spinosa* L. ses vertus thérapeutiques, ainsi leur distribution peut varier entre les organes et pendant la croissance de la plante.

L'analyse par FTIR de la poudre des deux parties de l'espèce *C. spinosa* révèle des pics semblables, signalant clairement la présence de divers composés tels que les aromatiques, les carbonyles et les hydroxyles. Toutefois, les fruits paraissent présenter une plus grande variété de groupes fonctionnels, particulièrement avec des pics additionnels à $1843,37\text{ cm}^{-1}$ et $3851,78\text{ cm}^{-1}$, ce qui pourrait suggérer une composition chimique plus complexe.

Conclusion et perspectives

L'analyse des composants minéraux des fruits de *Capparis spinosa* L. effectuée par MEB révèle des pourcentages assez comparables, avec une prédominance du carbone à 71.19%. On observe aussi la présence d'éléments minéraux dans les fruits et dans les feuilles, tels que, le Mg, le S et le K. Avec toutefois, la particularité de la présence du phosphore dans les fruits.

L'analyse des extraits de *C. spinosa* par HPLC-DAD révèle la présence des composés suivants : l'Acide gallique, l'Hydroxytyrosol, l'Acide caféique, les Catéchols, l'Acide Ellagique, l'Acide Coumarique et l'Acide Férulique ; tandis qu'on note l'absence des composés suivants : la Rutine et la Quercétine. Le principal composé étant le Catéchol, représentant une concentration de 41.326 µg/g ES pour EF1US et de 40.687 µg/g ES pour EL1Ma.

L'analyse par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse des extraits hydromethanoliques obtenus à partir de feuilles et de fruits, suite à un fractionnement utilisant l'acétate d'éthyle et l'hexane, a mis en évidence l'identification de 73 composés dans les feuilles et de 32 composés dans les fruits.

Les concentrations totales de polyphénols fluctuent entre (287.765 ±0.042 EAG mg/g ES) pour l'extrait EF2Ma et (109.330 ±0.46 EAG mg/g ES) pour l'extrait EL1US. Il semble que les deux parties contiennent une grande quantité de polyphénols totaux. Aussi pour les flavonoïdes totaux, nos extraits ont montré des valeurs allant de (35.013 ±2.38mg EQ/g ES) pour l'extrait EL1Ma à (8.000 ±1.21 mg EQ/g ES) pour l'extrait EF1US. Concernant les tanins totaux, des valeurs relativement élevées ont été notées, allant de (33.6 ±0.96 mg EC/g ES) pour EF2Ma à (12.03 ±0.55mg EC/g ES) pour EF2US.

Les analyses de ces extraits ont démontré une action antimicrobienne, voire une action antifongique indiscutable avec des rapports CMF/CMI=1, face aux souches *Botrytis cinerea* (LPAP630) et *Aspergillus niger* (CTM 10099). De plus, nous avons observé une activité bactéricide contre les bactéries phytopathogènes testées.

En outre, et pour la première fois, nous avons dévoilé et mis en évidence la composition chimique de l'espèce endémique Algéro-tunisienne *Brassica procumbens* Poiret.

Nos résultats ont rendu possible l'identification des différentes familles chimiques, à savoir des Alcaloïdes ; des Tanins galliques ; des Flavonoïdes ; des Coumarines ; des Anthocyanes ;

Conclusion et perspectives

des Leuco-anthocyanes ; des Terpènes et des Stérols. Il convient également de noter l'absence de tanins catéchiques, de saponosides et de composés réducteurs, et dans la partie aérienne et dans les racines de la plante.

L'analyse par FT-IR a démontré que bien que les deux parties de la plante présentent des caractéristiques semblables au niveau des groupes fonctionnels, des disparités cependant existent, et qui pourraient illustrer et élucider leurs fonctions biologiques respectives et leur composition chimique.

L'examen par MEB a mis en évidence la concentration élevée de minéraux dans la plante, notamment la présence de soufre qui pourrait attribuer à la plante diverses activités biologiques.

Après une analyse par HPLC, nous avons observé la présence, mais variable des composés phénoliques. Selon leur prédominance, nous avons pu identifier, l'Acide caféique, les Catéchols, l'Acide chlorogénique, la Rutine et la Coumarine, qui ont été détectés dans au moins un extrait de la partie aérienne de *Brassica Procumbens* Poir. Cependant, l'Isoquercétine était prédominante. En revanche, nous n'avons pas détecté d'Acide gallique ni d'Acide Cinnamique.

Grâce à l'analyse HPLC-DAD, nous avons pu identifier dix composés à partir de la majorité des extraits végétaux, en utilisant deux techniques d'extraction différentes : l'Acide gallique, l'Hydroxytyrosol, l'Acide caféique, les Catéchols, l'Acide Ellagique, l'Acide Coumarique, l'Acide Férulique, la Rutine et la Vanniline pour beaucoup d'extraits produits par ces méthodes.

Nous avons obtenu également des résultats d'une importance capitale, ayant noté des valeurs considérables en PPT, variant entre 214.658 ± 10.16 mg EAG/g ES et 78.721 ± 0.91 mg EAG/g ES. Nos études indiquent aussi que les extraits affichent des valeurs remarquables en FVT, oscillant entre 34.03 ± 1.26 mg EQ/g ES pour l'extrait Epa1US et 15.04 ± 0.71 mg EQ/g ES pour l'extrait ER2US. L'évaluation des tanins totaux variait également d'un extrait à l'autre, affichant 28.47 ± 1.89 mg EC/g ES pour Epa2Ma et 5.33 ± 1.02 mg EC/g ES pour Epa1Ma.

Conclusion et perspectives

Les résultats de nos analyses sur les deux parties spécifiques de la plante *B. Procumbens*, indiquent des propriétés antifongiques indiscutables, avec un rapport CMF/CMI de 1 contre l'ensemble des souches fongiques examinées mis à part pour l'extrait EPa2US, où aucune action fongicide contre *A. niger* n'a été démontrée avec un rapport CMF/CMI supérieur à 4, et une action fongistatique contre *Fusarium oxysporum* (CTM 10402) avec un rapport CMF/CMI =2.

Bien que l'extraction par ultrason puisse offrir des avantages en termes de rapidité et d'efficacité énergétique, la macération semble être la méthode de choix pour maximiser les rendements d'extraction pour notre étude en particulier.

La combinaison de différents composés présents dans les extraits des deux plantes étudiées pourrait avoir un effet synergique, augmentant ainsi l'efficacité globale en tant que biopesticide.

En conclusion, nous sommes en mesure d'affirmer que nos recherches ont permis d'acquérir de nouvelles connaissances concernant la composition chimique de l'espèce algérienne *Capparis spinosa* L et *Brassica procumbens* Poiret une endémique algéro-tunisienne et de leurs éventuelles activités notamment leurs pouvoirs biopesticide.

Bien que les deux espèces étudiées appartiennent à des familles différentes, plusieurs similarité phytochimiques, minérale et même leurs réponses biologiques sont très remarquables, ce qui nous pousse à suggérer à avoir des stratégies de protection similaire et aussi probablement à une adaptation à des sols semblables.

Par conséquent, les résultats obtenus représentent un socle encourageant, pour des études approfondies ultérieures, susceptibles de dévoiler de nouveaux horizons pour l'exploitation de ces espèces en tant que ressource importante et riche en composés naturels ayant des applications biothérapeutiques dans le secteur agricole. C'est pourquoi nous suggérons et recommandons :

* Qu'il soit impératif de proposer et de développer la culture du câprier dans les zones d'hyperruralité oubliées de l'Algérie, en visant et en vulgarisant la médecine de campagne, en rendant hommage à la pratique médicale bionaturelle et en formalisant la pratique de la phytothérapie ,surtout en profitant de l'opportunité conjoncturelle de la relance du barrage vert, sachant que le câprier est une culture qui s'y adapte bien et s'y développe vraiment,

Conclusion et perspectives

dans ces sols et ce climat, accusant ainsi, d'une part un rôle écologique, et d'autre part répondant au choix et à l'objectif pratique de ce thème de recherche .

* Pour des applications spécifiques, il serait intéressant d'explorer davantage les conditions optimales pour chaque méthode afin d'identifier celle qui convient le mieux aux objectifs de recherche.

* l'identification et la quantification des principes actifs par LC-MS.

En fin et à la lumière de ces résultats des recherches supplémentaires devront être envisagées, notamment des tests biologiques in-vivo afin de mettre en exergue la possibilité de formulation d'un produit biologique innovant pour la protection des écosystèmes.

Références bibliographiques

- Abdelhamid, K., Bouchenafa, N., Mederbal, K., & Dahlia, F. J. B. J. (2022).** Assessment of morphological variability of leaves and fruits of three natural populations of wild caper (*Capparis spinosa* L.) in western Algeria. *13*(2), 373-380.
- Aghel, N., Iran, R., & Amir, M. (2007).** Hepatoprotective Activity of *Capparis spinosa* Root Bark Against CCl₄ Induced Hepatic Damage in Mice. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, 6.
- Agrios, G. N. J. E. P., USA, XXV. (2005).** Plant pathology 5th Edition.
- Ahmed, M. F., Rao, A. S., Ahemad, S. R., & Ibrahim, M. J. I. J. P. P. S. (2012).** Phytochemical studies and antioxidant activities of *Brassica oleracea* L. Var. Capitata. *4*(3), 374-378.
- Ajouz, S. (2009).** *Estimation du potentiel de résistance de Botrytis cinerea à des biofongicides*. Citeseer,
- Akkari, H., B'CHIR, F., Hajaji, S., Rekik, M., Sebai, E., Hamza, H., . . . Gharbi, M. J. V. m. (2016).** Potential anthelmintic effect of *Capparis spinosa* (Capparidaceae) as related to its polyphenolic content and antioxidant activity. *61*(6).
- Al-Snafi, A. (2015).** Therapeutic properties of medicinal plants: a review of plants with anticancer activity (part 1). *Int J of Pharmacy 2015; 5*(3): 104-124, 5, 104-124.
- Altameme, H. J. M. J. J. o. C., & Sciences, P. (2016).** GC-MS and FTIR analysis Phytocomponents on different parts of *Capparis spinosa* L. (Capparidaceae) in Iraq. *9*(4), 3269-3282.
- AMIRAT, S., SADOU, N., MAKNI, S., SERIDI, R., BENSEGHIR, L. A., CHOHRRA, D., . . . ,TOUNSI,S. (2024).** Phytochemical profile and antimicrobial activity against phytopathogenic strains of Hydro-methanolic extracts of Caper (*Capparis spinosa* L). From the region of Souk Ahras (Algeria). *African Journal of Biological Sciences* (Volume 6, Issue 10, 2024). doi:[https://doi.org/ 10.33472/AFJBS.6.10.2024.491-509](https://doi.org/10.33472/AFJBS.6.10.2024.491-509).
- Amri, N., Chabir, R., Kachkoul, R., & Abdellatif, B. (2025).** Phenolic Composition and Phytochemical Analysis of Moroccan Raw and Processed *Capparis spinosa* Buds and Berries. *Chemistry & biodiversity*. doi:10.1002/cbdv.202500443
- Anton, R. J. P. (2016).** The specific constituents of Alliaceae. *14*, 149-153.
- Arena, A., Bisignano, G., Pavone, B., Tomaino, A., Bonina, F., Saija, A., . . . Derivatives, T. E. o. N. P. (2008).** Antiviral and immunomodulatory effect of a lyophilized extract of *Capparis spinosa* L. buds. *22*(3), 313-317.

Références bibliographiques

- Bahorun, T. (1998).** *Substances naturelles actives: la flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle.* Paper presented at the Second Annual Meeting of Agricultural Scientists.
- Barbera, G. (1991).** Programme de recherche Agrimed : le Câprier (*Capparis* spp.). *Commission des Communautés Européennes. Série Agriculture. EUR 13614. FR. Officedes Publications Officielles. Luxembourg. 62 p.*
- Bellakhdar, J. (1997).** *Contribution à l'étude de la pharmacopée traditionnelle au Maroc : la situation actuelle, les produits, les sources du savoir (enquête ethnopharmacologique de terrain réalisé de 1969 à 1992).* Université Paul Verlaine-Metz,
- Beloued, A. (1998).** Plantes médicinales d'Algérie OPU, Alger.
- Benseghir-Boukhari, L. A., & Seridi, R. (2007).** Le câprier, une espèce arbustive pour le développement rural durable en Algérie. *Méditerranée* (109), 101-105. doi :10.4000/mediterranee.117
- Benseghir Boukhari Latifa Assia. (2015).** *Biofacteurs de développement du Câprier épineux (Capparis spinosa L.) en Algérie.* Université Badji Mokhtar,
- Bensemmane, N., Bouzidi, N., Daghbouche, Y., Garrigues, S., de la Guardia, M., & El Hattab, M. J. P. A. (2021).** Quantification of phenolic acids by partial least squares Fourier-transform infrared (PLS-FTIR) in extracts of medicinal plants. *32*(2), 206-221.
- Benzidane, N., Aichour, R., Guettaf, S., Laadel, N., Khennouf, S., Baghiani, A., & Arrar, L. (2020).** *Capparis spinosa* extracts.
- Berghioua, A., Abdelkrim, C., Belboukhari, N., & Abderrazak, M. (2009).** Aperçu Ethnopharmacologique et chimique des Brassicaceae. *An univ Bechar*, 5, 15.
- Berreghioua, A., & Cheriti, A. (2019).** *Zilla macroptera : Investigations Phytochimique et antibactérienne* : Éditions universitaires européennes.
- Bonina, F., Puglia, C., Ventura, D., Aquino, R., Tortora, S., Sacchi, A., . . . de Capariis, P. J. J. o. c. s. (2002).** In vitro antioxidant and in vivo photoprotective effects of a lyophilized extract of *Capparis spinosa* L. buds. *53*(6), 321-336.
- Bouras, Y., Atef, C., Cherrada, N., Gheraissa, N., Chenna, D., Chems, A. E., . . . Messaoudi, M. (2024).** Phytochemical profile and biological activities of *Brassica oleracea* var. *elongata* leaf and seed extracts: An in vitro study. *Italian Journal of Food Science*, 36, 193-207. doi:10.15586/ijfs. v36i4.2691

Références bibliographiques

- Bourgou, S., Beji, R. S., Medini, F., & Ksouri, R. J. J. o. N. S. (2016).** Effet du solvant et de la méthode d'extraction sur la teneur en composés phénoliques et les potentialités antioxydantes d'*Euphorbia helioscopia*. 28.
- Bruneton, J. (2009).** *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (4e éd.)* : Lavoisier.
- Cartea, M. E., Lema, M., Francisco, M., Velasco, P. J. G., genomics, & Brassicas, b. o. v. (2011).** Basic information on vegetable Brassica crops. 1-33.
- Chandler, D., Bailey, A. S., Tatchell, G. M., Davidson, G., Greaves, J., & Grant, W. P. J. P. T. o. t. R. S. B. B. S. (2011).** The development, regulation and use of biopesticides for integrated pest management. 366(1573), 1987-1998.
- Chanforan, C. (2010).** *Stabilité de microconstituants de la tomate (composés phénoliques, caroténoïdes, vitamines C et E) au cours des procédés de transformation : études en systèmes modèles, mise au point d'un modèle stoechio-cinétique et validation pour l'étape unitaire de préparation de sauce tomate*. Université d'Avignon,
- Chedraoui, S., Abi Rizk, A., El Beyrouthy, M., Chalak, L., Naim, O., & Rajjou, L. (2017).** Capparis spinosa L. in A Systematic Review: A Xerophilous Species of Multi Values and Promising Potentialities for Agrosystems under the Threat of Global Warming. *Frontiers in Plant Science*, 8. doi :10.3389/fpls.2017.01845
- Chemat, F., Rombaut, N., Sicaire, A. G., Meullemiestre, A., Fabiano-Tixier, A. S., & Abert-Vian, M. (2017).** Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review. *Ultrason Sonochem*, 34, 540-560. doi: 10.1016/j.ultsonch.2016.06.035
- Cheyrier, V., Duenas-Paton, M., Salas, E., Maury, C., Souquet, J.-M., Sarni-Manchado, P., . . . Viticulture. (2006).** Structure and properties of wine pigments and tannins. 57(3), 298-305.
- Chohra, D., Ferchichi, L., Cakmak, Y. S., Zengin, G., & Alsheikh, S. M. J. S. A. J. o. B. (2020).** Phenolic profiles, antioxidant activities and enzyme inhibitory effects of an Algerian medicinal plant (*Clematis cirrhosa* L.). 132, 164-170.
- Chouikh, A., & Rebiai, A. J. O. U. A. o. C. (2020).** The influence of extraction method on the composition and analgesic activity of phenolic extracts. 31(1), 33-37.
- Cowan, M. M. J. C. m. r. (1999).** Plant products as antimicrobial agents. 12(4), 564-582.
- Crozier, A., Clifford, M. N., Ashihara, H. J. O., Structure, & Diet, R. i. t. H. (2006).** Plant secondary metabolites. Blackwell Publishers.

Références bibliographiques

- Cruz-Estrada, A., Ruiz-Sánchez, E., Cristóbal-alejo, J., González-Coloma, A., Andrés, M. F., & Gamboa-Angulo, M. (2019).** Medium-Chain Fatty Acids from *Eugenia winzerlingii* Leaves Causing Insect Settling Deterrent, Nematicidal, and Phytotoxic Effects. *24*(9), 1724.
- Dabé, D., Ettienne, O. K., Noël, Z. G., & Adolphe, Z.** Propriété nématocide de l'extrait aqueux de *Crotalaria retusa* L. sur *Meloidogyne* spp in vitro.
- Darif, D., Nait Irahah, I., Hammi, I., Kihel, A., Kachmar, M. r., Riyad, M., . . . Akarid, K. (2023).** *Capparis spinosa* inhibits *Leishmania major* growth through nitric oxide production in vitro and arginase inhibition in silico. *Experimental Parasitology*, *245*, 108452. doi:<https://doi.org/10.1016/j.exppara.2022.108452>
- DEBBI, A. (2019).** *Etude de la diversité génétique de Fusariumoxysporum f. sp. Lycopersici agent du flétrissement de la tomate, et recherche de l'effet antagoniste de Trichodermaspp. à l'égard de l'agent pathogène.* Ecole Nationale Supérieure agronomique-Khalef Abdellah alias Kasdi Merbah,
- Diarra, N., Konaré, M. A., Togola, I., & Drissa, D. (2020).** POTENTIEL NUTRITIONNEL ET COMPOSITION PHYTOCHIMIQUE DE QUINZE PLANTES ALIMENTAIRES SAUVAGES UTILISÉES COMME LÉGUMES FEUILLES AU MALI. *2*, 459-463.
- Dongmo, N., Nganso, D., Nkwengoua, T., Boda, M., Voundi, O., Etoa, F., & Nyasse, S. J. A. J. P. C. T. (2015).** In-vitro testing of extracts and fractions from two Cameroonian medicinal plants on bacteria gastroenteritis. *3*(9), 575-588.
- El Arbi, M., Rhouma, A., Chaari, A., & Nesme, X. J. C. j. o. p. p. (2011).** Première observation de la maladie de la galle du collet causée par *Agrobacterium tumefaciens* sur l'olivier en Tunisie. *33*(4), 458-464.
- Élie, F. (2022).** Les phénols et les polyphénols. In : Site <http://fred>.
- Eloff, J. N. J. P. m. (1998).** A sensitive and quick microplate method to determine the minimal inhibitory concentration of plant extracts for bacteria. *64*(08), 711-713.
- Fahey, J. W., Zalcman, A. T., & Talalay, P. J. P. (2001).** The chemical diversity and distribution of glucosinolates and isothiocyanates among plants. *56*(1), 5-51.
- Fan, Y., Zheng, C., Huo, A., Wang, Q., Shen, Z., Xue, Z., . . . Safety, E. (2019).** Investigating the binding properties between antimony (V) and dissolved organic matter (DOM) under different pH conditions during the soil sorption process using fluorescence and FTIR spectroscopy. *181*, 34-42.

Références bibliographiques

- Finou, H. E. L., Salhi, N., Zaid, A., & Rhaffari, L. E. L. (2024).** Phytotoxicity, antioxidant activity and chemical profile of aqueous extracts from Moroccan caper (*Capparis spinosa* L.). *Scientific African*, e02176. doi:<https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2024.e02176>
- Ghorbel, A., Bensalem-Fnayou, A., Khouildi, S., Skouri, H., & Chibani, F. (2001).** Le câprier : caractérisation et multiplication.
- Grimalt, M., Almansa, M. S., AmorÃ³s, A., GarcÃ³a, S., Legua, P., & HernÃ¡ndez, F. (2019).** *Antioxidant activity and total phenols in capers (Capparis spinosa).*
- Guèye, M. T., Seck, D., Wathelet, J.-P., & Lognay, G. J. B., Agronomie, Société et Environnement. (2011).** Lutte contre les ravageurs des stocks de céréales et de légumineuses au Sénégal et en Afrique occidentale : synthèse bibliographique. *15*(1).
- Guignard, J.-L., & Dupont, F. (2015).** *Botanique : les familles de plantes* : Elsevier Health Sciences.
- Guèye, M. T., Seck, D., Wathelet, J.-P., & Lognay, G. J. B., Agronomie, Société et Environnement. (2011).** Lutte contre les ravageurs des stocks de céréales et de légumineuses au Sénégal et en Afrique occidentale: synthèse bibliographique. *15*(1).
- Hebert, M., Mhemdi, H., Vorobiev, E. J. F., & Processing, B. (2020).** Selective and eco-friendly recovery of glucosinolates from mustard seeds (*Brassica juncea*) using process optimization and innovative pretreatment (high voltage electrical discharges). *124*, 11-23.
- Helali, A., Benchachou, K., Kemer, C., Kechkeche, S., Bellifa, N., kamel Dali-Yahia, M. J. T. N. A. J. o. F., & Research, N. (2024).** Phenol content, potential antioxidant and anti-urolithic effects of fruit and leaf extracts from Algerian *Capparis spinosa* L. *8*(17), 112-122.
- Hibar, K., Edel-Herman, V., Steinberg, C., Gautheron, N., Daami-Remadi, M., Alabouvette, C., & El Mahjoub, M. J. J. o. p. (2007).** Genetic diversity of *Fusarium oxysporum* populations isolated from tomato plants in Tunisia. *155*(3), 136-142.
- Holz, G., Coertze, S., & Williamson, B. (2007).** The ecology of *Botrytis* on plant surfaces. In *Botrytis: Biology, pathology and control* (pp. 9-27): Springer.
- Huguet-Robert, V., Sulpice, R., Lefort, C., Maerskalck, V., Emery, N., & Larher, F. R. J. P. s. (2003).** The suppression of osmoinduced proline response of *Brassica napus* L. var *oleifera* leaf discs by polyunsaturated fatty acids and methyl-jasmonate. *164*(1), 119-127.

Références bibliographiques

- Isman, M. (2006).** Botanical Insecticides, Deterrents, And Repellents In Modern Agriculture and An Increasingly Regulated World. *Annual review of entomology*, 51, 45-66. doi: 10.1146/annurev.ento.51.110104.151146
- Jiang, H.-E., Li, X., Ferguson, D. K., Wang, Y.-F., Liu, C.-J., & Li, C.-S. J. J. o. e. (2007).** The discovery of *Capparis spinosa* L.(Capparidaceae) in the Yanghai Tombs (2800 years bp), NW China, and its medicinal implications. *113*(3), 409-420.
- Judd, W. S., Campbell, C. S., Kellogg, E. A., & Stevens, P. (2002).** *Botanique systématique : une perspective phylogénétique* : De Boeck Supérieur.
- Kalantari, H., Foruozandeh, H., Khodayar, M. J., Siahpoosh, A., Saki, N., Kheradmand, P. J. J. o. t., & medicine, c. (2018).** Antioxidant and hepatoprotective effects of *Capparis spinosa* L. fractions and Quercetin on tert-butyl hydroperoxide-induced acute liver damage in mice. *8*(1), 120-127.
- Kasmi, M., Aourach, M., El Boukari, M., Barrijal, S., & Essalmani, H. J. C. R. B. (2017).** Efficacité des extraits aqueux des plantes aromatiques et médicinales contre la pourriture grise de la tomate au Maroc. *340*(8), 386-393.
- Khan, S., Abdo, A. A. A., Shu, Y., Zhang, Z., & Liang, T. (2023).** The Extraction and Impact of Essential Oils on Bioactive Films and Food Preservation, with Emphasis on Antioxidant and Antibacterial Activities-A Review. *Foods*, 12(22). doi:10.3390/foods12224169
- Khoufache, A. (2019).** *Étude des dénominations vernaculaires et scientifiques des plantes d'Afrique du Nord*.
- Lakrimi, M. B. d. (1997).** Le Câprier - importance économique et conduite technique. *transfert de technologie en agriculture. N°37. (Oct 1997). Direction de la production végétale. M.A.E.E. Rabat. 12p.*
- Liu, Y.-Y., Chen, X.-R., Wang, J.-P., Cui, W.-Q., Xing, X.-X., Chen, X.-Y., . . . Li, Y.-H. (2019).** Transcriptomic analysis reveals flavonoid biosynthesis of *Syringa oblata* Lindl. in response to different light intensity. *BMC Plant Biology*, 19(1), 487. doi:10.1186/s12870-019-2100-8
- Macheix, J.-J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C. (2005).** *Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'importance économique* : EPFL Press.
- Manikandaselvi, S., & Brindha, P. J. I. J. P. P. S. (2014).** Chemical standardization studies on *Capparis spinosa* L. *6*(Suppl 1), 47-54.

Références bibliographiques

- Meddour, A., Yahia, M., Benkiki, N., & Ayachi, A. J. L. S. J. (2013).** Etude de l'activité Antioxydante et antibactérienne des extraits d'un ensemble des parties de la fleur du *Capparis spinosa* L. *14*(1), 49-60.
- Meddour, A., Yahia, M., & Hambaba, L. J. J. o. B. R.-B. d. S. I. d. B. S. (2019).** Safety evaluation and analgesic studies of defatted methanol extract of *Capparis spinosa* L. (Capparidaceae) fruits and roots bark in albino wistar rats. *92*(1).
- Mintsa, M. E. (2022).** *Etude phytochimique et activités biologiques de deux plantes médicinales gabonaises : Erismadelphus exsul Mildbr et Baillonella toxisperma Pierre.* Université de Picardie Jules Verne ; Université des Sciences et Techniques de ...,
- Mollica, A., Stefanucci, A., Macedonio, G., Locatelli, M., Luisi, G., Novellino, E., & Zengin, G. J. S. A. J. o. B. (2019).** Chemical composition and biological activity of *Capparis spinosa* L. from Lipari Island. *120*, 135-140.
- Nabavi, S. F., Maggi, F., Daglia, M., Habtemariam, S., Rastrelli, L., & Nabavi, S. M. J. P. R. (2016).** Pharmacological effects of *Capparis spinosa* L. *30*(11), 1733-1744.
- Nandiyanto, A., Oktiani, R., Ragadhita, R., & Ijost, I. (2019).** How to Read and Interpret FTIR Spectroscopy of Organic Material. *Indonesian Journal of Science and Technology*, *4*, 97-118. doi:10.17509/ijost.v4i1.15806
- OCDE. (2016).** *Brassica crops (Brassica species).*
- Ouassou, M., El Amrani, A., & Mukhaimar, M. J. E. S. J. (2019).** Mécanismes de biosynthèse et de régulation des glucosinolates. *15*(3), 313.
- Oukara, F. Z., Souakri, K. Z., Sbabadji, M., Bouyaiche, M., Kaddouri, A., & Degaichia, H. J. A. d. I. R. F. e. A. (2024).** Estimation de la production des écosystèmes forestiers en produits forestiers non ligneux: cas du câprier (*Capparis spinosa* L.). *14*(1), 1-13.
- Ozenda, P. (1991).** Flore et végétation du Sahara. 3e éd. Paris: CNRS éd., 2004. Print.
- Paccalet, Y. (1981).** *Mittelmeerflora. (La flore méditerranéenne). Merkmale, Verbreitung und Entwicklung der häufigsten Pflanzen des Mittelmeerraums. [Übertr.] v. Joachim Esser: Belser.*
- Panico, A., Cardile, V., Garufi, F., Puglia, C., Bonina, F., & Ronsisvalle, G. J. L. s. (2005).** Protective effect of *Capparis spinosa* on chondrocytes. *77*(20), 2479-2488.
- Paradis, G., & Piazza, C. J. L. J. d. B. (2023).** Répartition en Corse de *Brassica procumbens* (Poir.) OE Schulz (Brassicaceae), espèce exotique en expansion. *110*(1), 3-26.
- Pharmacognosie, B. J. J. R. e. A., Tec, & Doc, P. (1999). phytochimie, plantes médicinales.
- Quezel, P., & Santa, S. (1962).** New flora of Algeria and southern desert regions.

Références bibliographiques

- Quezel, P., & Santa, S. (1963).** *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales*: Eds. du Centre Nat. de la Recherche Scientifique.
- Rahimi, V. B., Rajabian, A., Rajabi, H., Vosough, E. M., Mirkarimi, H. R., Hasanpour, M., . . . Askari, V. R. J. J. o. E. (2020).** The effects of hydro-ethanolic extract of *Capparis spinosa* (C. spinosa) on lipopolysaccharide (LPS)-induced inflammation and cognitive impairment: Evidence from in vivo and in vitro studies. 256, 112706.
- Rahnavard, R., & Razavi, N. J. F. N. P. (2017).** A review on the medical effects of *Capparis spinosa* L. 3(1), 44-53.
- Rai, N., Neugart, S., Schröter, D., Lindfors, A. V., Aphalo, P. J. J. P., & Sciences, P. (2023).** Responses of flavonoids to solar UV radiation and gradual soil drying in two *Medicago truncatula* accessions. 22(7), 1637-1654.
- Rajesh, P., Selvamani, P., Latha, S., Saraswathy, A., & Kannan, V. J. P. R. (2009).** A review on chemical and medicobiological applications of capparidaceae family. 3(6), 378.
- Rajhi, I., Hernandez-Ramos, F., Abderrabba, M., Ben Dhia, M. T., Ayadi, S., & Labidi, J. J. A. (2021).** Antioxidant, Antifungal and Phytochemical Investigations of *Capparis spinosa* L. 11(10), 1025.
- Sahli, R. (2017).** *ETUDE PHYTOCHIMIQUE DE QUELQUES PLANTES EXTREMOPHILESTUNISIENNES ET EXPLORATION DE LEURS ACTIVITES BIOLOGIQUES*. Retrieved from <https://pepite-depot.univ-lille.fr/LIBRE/EDBSL/2017/2017LIL2S016.pdf>
- Ramli, N. H., Yusup, S., Kueh, B. W. B., Kamarulzaman, P. S. D., Osman, N., Rahim, M. A., . . . Pharmacy. (2018).** Effectiveness of biopesticides in enhancing paddy growth for yield improvement. 7, 1-8.
- Rana, A., Sahgal, M., Johri, B. J. D. i. f. b., & mycology, a. (2017).** *Fusarium oxysporum*: genomics, diversity and plant–host interaction. 159-199.
- Rao, M. J., Ahmed, U., Ahmed, M. H., Duan, M., Wang, J., Wang, Y., . . . Technology. (2021).** Comparison and quantification of metabolites and their antioxidant activities in young and mature leaves of sugarcane. 1(3), 362-373.
- Rice-Evans, C., Miller, N., & Paganga, G. J. T. i. p. s. (1997).** Antioxidant properties of phenolic compounds. 2(4), 152-159.

Références bibliographiques

- Rodrigo, M., Lazaro, M., Alvarruiz, A., & Giner, V. J. J. o. f. S. (1992).** Composition of capers (*Capparis spinosa*): influence of cultivar, size and harvest date. *57*(5), 1152-1154.
- Romeo, V., Ziino, M., Giuffrida, D., Condurso, C., & Verzera, A. J. F. c. (2007).** Flavour profile of capers (*Capparis spinosa* L.) from the Eolian Archipelago by HS-SPME/GC–MS. *101*(3), 1272-1278.
- Roy, S., Mondal, S. J. T. P. F. B. B., & Stresses, P. R. t. E. (2020).** Brassicaceae plants response and tolerance to metal/metalloid toxicity. 363-377.
- Saadou, N. (2017).** Etude phytochimique et activité biologique de quelques Plantes Médicinales de l'Est algérien. Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar-Annaba.
- Saka, B., Djouahri, A., Djerrad, Z., Terfi, S., Aberrane, S., Sabaou, N., . . . Boudarene, L. (2017).** Chemical Variability and Biological Activities of *Brassica rapa* var. *rapifera* Parts Essential Oils Depending on Geographic Variation and Extraction Technique. *Chem Biodivers*, *14*(6). doi :10.1002/cbdv.201600452
- Sakhraoui, N., Boussouak, R., Metallaoui, S., Chefrour, A., & Hadeif, A. (2020).** La flore endémique du Nord-Est algérien face à la menace des espèces envahissantes.
- Saleem, H., Khurshid, U., Sarfraz, M., Ahmad, I., Alamri, A., Anwar, S., . . . Toxicology, C. (2021).** Investigation into the biological properties, secondary metabolites composition, and toxicity of aerial and root parts of *Capparis spinosa* L.: An important medicinal food plant. *155*, 112404.
- Satyanarayana, T., Mathews, A. A., & Vijetha, P. (2008).** Phytochemical and pharmacological review of some Indian *Capparis* species.
- Sgadari, F., Cerulli, A., Schicchi, R., Badalamenti, N., Bruno, M., & Piacente, S. (2023).** Sicilian Populations of *Capparis spinosa* L. and *Capparis orientalis* Duhamel as Source of the Bioactive Flavonol Quercetin. *12*(1), 197.
- Shahrour, W. G., Shatnawi, M. A., Al-Alawi, M., Shibli, R. A., Alqudah, T. S., Majdalawi, M. M., . . . Aljammal, A. (2024).** In vitro multiplication, antimicrobial, and insecticidal activity of *Capparis spinosa* L. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, *52*(1), 13609. doi:10.15835/nbha52113609
- Stefanucci, A., Zengin, G., Locatelli, M., Macedonio, G., Wang, C. K., Novellino, E., . . . Mollica, A. (2018).** Impact of different geographical locations on varying profile of bioactives and associated functionalities of caper (*Capparis spinosa* L.). *Food Chem Toxicol*, *118*, 181-189. doi:10.1016/j.fct.2018.05.003

Références bibliographiques

- Su, S., Cui, W., Zhou, W., Duan, J. A., Shang, E., & Tang, Y. (2013).** Chemical fingerprinting and quantitative constituent analysis of Siwu decoction categorized formulae by UPLC-QTOF/MS/MS and HPLC-DAD. *Chin Med*, 8(1), 5.
doi:10.1186/1749-8546-8-5
- Sun, Y., Yang, T., & Wang, C. (2023).** Capparis spinosa L. as a potential source of nutrition and its health benefits in foods: A comprehensive review of its phytochemistry, bioactivities, safety, and application. *Food Chemistry*, 409, 135258.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.135258>
- Taguri, T., Tanaka, T., & Kouno, I. (2004).** Antimicrobial activity of 10 different plant polyphenols against bacteria causing food-borne disease. *Biol Pharm Bull*, 27(12), 1965-1969. doi:10.1248/bpb.27.1965
- Tawfik, E., Alqurashi, M., Aloufi, S., Alyamani, A., Baz, L., & Fayad, E. J. S. (2022).** Characterization of mutant *Aspergillus niger* and the impact on certain plants. *14*(3), 1936.
- Tesoriere, L., Butera, D., Gentile, C., Livrea, M. J. J. o. a., & chemistry, f. (2007).** Bioactive components of caper (*Capparis spinosa* L.) from Sicily and antioxidant effects in a red meat simulated gastric digestion. *55*(21), 8465-8471.
- Tison, J.-M., & de Foucault, B. (2014).** *Flora gallica: flore de France: Biotope*.
- Tlili, N., Feriani, A., Saadoui, E., Nasri, N., & Khaldi, A. (2017).** Capparis spinosa leaves extract: Source of bioantioxidants with nephroprotective and hepatoprotective effects. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 87, 171-179.
doi:<https://doi.org/10.1016/j.biopha.2016.12.052>
- Tlili, N., Khaldi, A., Triki, S., & Munné-Bosch, S. J. P. f. f. h. n. (2010).** Phenolic compounds and vitamin antioxidants of caper (*Capparis spinosa*). *65*, 260-265.
- Tlili, N., Nasri, N., Saadaoui, E., Khaldi, A., Triki, S. J. J. o. A., & Chemistry, F. (2009).** Carotenoid and tocopherol composition of leaves, buds, and flowers of *Capparis spinosa* grown wild in Tunisia. *57*(12), 5381-5385.
- Tlili, N., Sarikurkcü, R. T., Ozer, M. S., & Sarikurkcü, C. (2022).** Liquid Chromatography–Electrospray Ionization Tandem Mass Spectrometry (LC-ESI-MS/MS) Identification of Phytochemicals and the Effects of Solvents on Phenolic Constituents, Antioxidant Capacity, Skin-Whitening and anti-Diabetic Activity of *Onosma mitis*. *Analytical Letters*, 55(1), 32-46. doi:10.1080/00032719.2021.1912070

Références bibliographiques

- Trigui, M., Hsouna, A. B., Tounsi, S., Jaoua, S. J. I. C., & Products. (2013).** Chemical composition and evaluation of antioxidant and antimicrobial activities of Tunisian *Thymelaea hirsuta* with special reference to its mode of action. *41*, 150-157.
- Trombetta, D., Occhiuto, F., Perri, D., Puglia, C., Santagati, N. A., Pasquale, A. D., . . . Derivatives, T. E. o. N. P. (2005).** Antiallergic and antihistaminic effect of two extracts of *Capparis spinosa* L. flowering buds. *19*(1), 29-33.
- Veiga, M., Costa, E. M., Silva, S., & Pintado, M. (2020).** Impact of plant extracts upon human health: A review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *60*(5), 873-886. doi:10.1080/10408398.2018.1540969
- Véla, E., & Benhouhou, S. J. C. r. B. (2007).** Évaluation d'un nouveau point chaud de biodiversité végétale dans le Bassin méditerranéen (Afrique du Nord). *330*(8), 589-605.
- Yamagishi, T., Kurimoto, Y., & Yamauchi, S. (2017).** A method for visualizing cesium ions adsorbed on wood charcoal using SEM–EDX. *Wood Science and Technology*, *51*(2), 413-429. doi:10.1007/s00226-016-0875-4
- Yan, M., Li, J., Liu, H., Yang, N., Chu, J., Sun, L., . . . Lv, G. J. J. o. V. M. S. (2022).** In vitro efficacy of *Capparis spinosa* extraction against larvae viability of *Echinococcus granulosus sensu stricto*. *84*(3), 465-472.
- Zakaria, L. J. P. (2024).** An overview of *Aspergillus* species associated with plant diseases. *13*(9), 813.
- Zhang, Z., Liang, M., Liu, B., Wu, Y., Wang, R., & Liu, Y. J. F. C. (2023).** Characterization of the key odorants of ripe *Capparis spinosa* L. fruit and changes in concentrations after storage by means of molecular sensory science. *403*, 134383.

Annexe-1

Enquête ethnobotanique sur *Capparis spinosa* L (Câprier épineux) :

- Informateur :

Age :

Sexe :

Masculin

☐

Féminin

☐

Niveau académique : Primaire

☐

Moyen

☐

Secondaire

☐

Universitaire

☐

Néant

☐

Matériel végétal :



Nom vernaculaire : Kabbar

Reconnaissance de la l'espèce :

oui ☐

Non ☐

Usage de la plante : Thérapeutique

☐

Cosmétique

☐

Consommation

☐

Plante seule

☐

Association possible

☐

Parties utilisées : Feuilles

☐

Fleurs

☐

Fruits

☐

Tiges

☐

Racine

☐

Plante entière

☐

Autres

☐

Forme d'emploi : Tisane

☐

Cataplasme

☐

Poudre Médicinale

☐

Annexe-1

Enquête ethnobotanique sur *Capparis spinosa* L (Câprier épineux) :

Décoction ☐

Mode d'administration : Orale ☐ Massage ☐ Rinçage ☐ Autre ☐

Durée d'utilisation : Nombre de prises par jour : 1 fois /jr ☐ 2 fois / jr ☐

1fois/ semaine ☐ Autres ☐

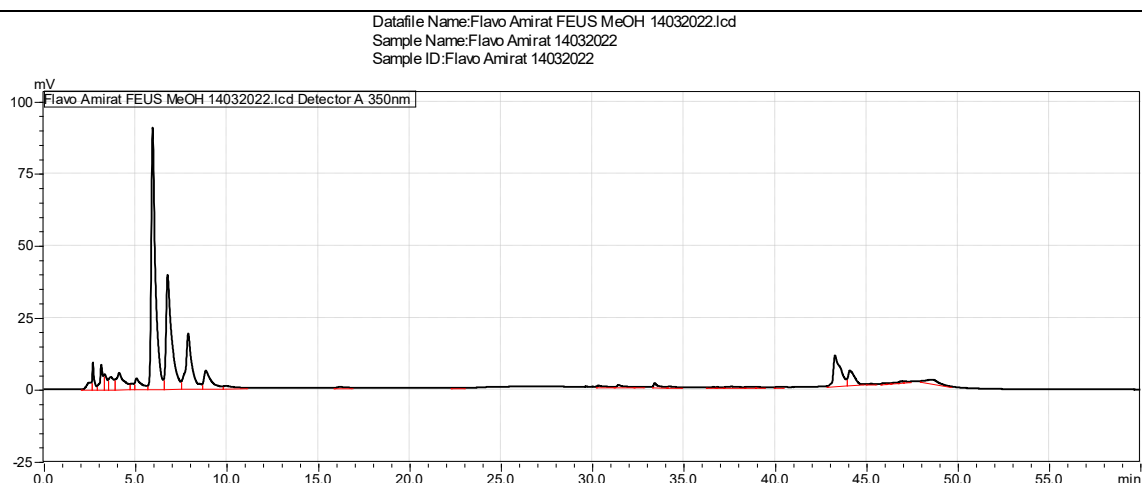
Utilisation (Type de maladies) : Affection : Respiratoire ☐ Dermatologique ☐

Réchauffant ☐ Anti- inflammatoire ☐ Cardiovasculaire ☐

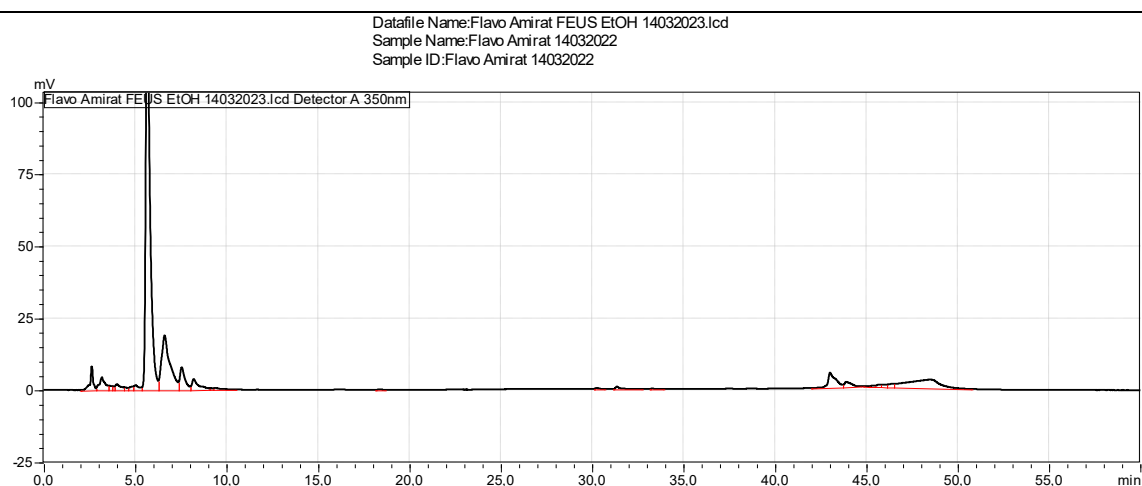
Autre :

Annexe-2 Chromatogrammes des extraits de *C. spinosa* par HPLC

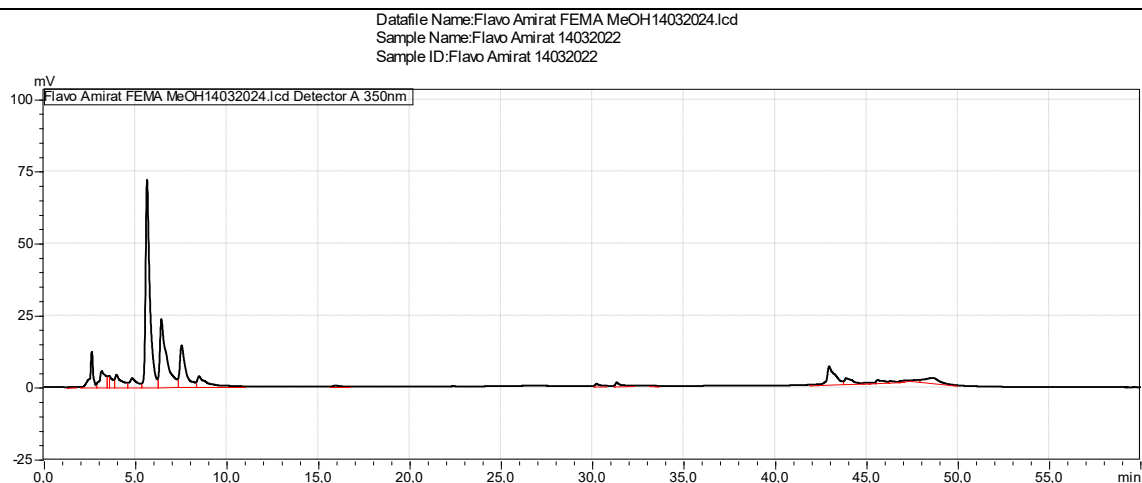
EL1US



EL2US

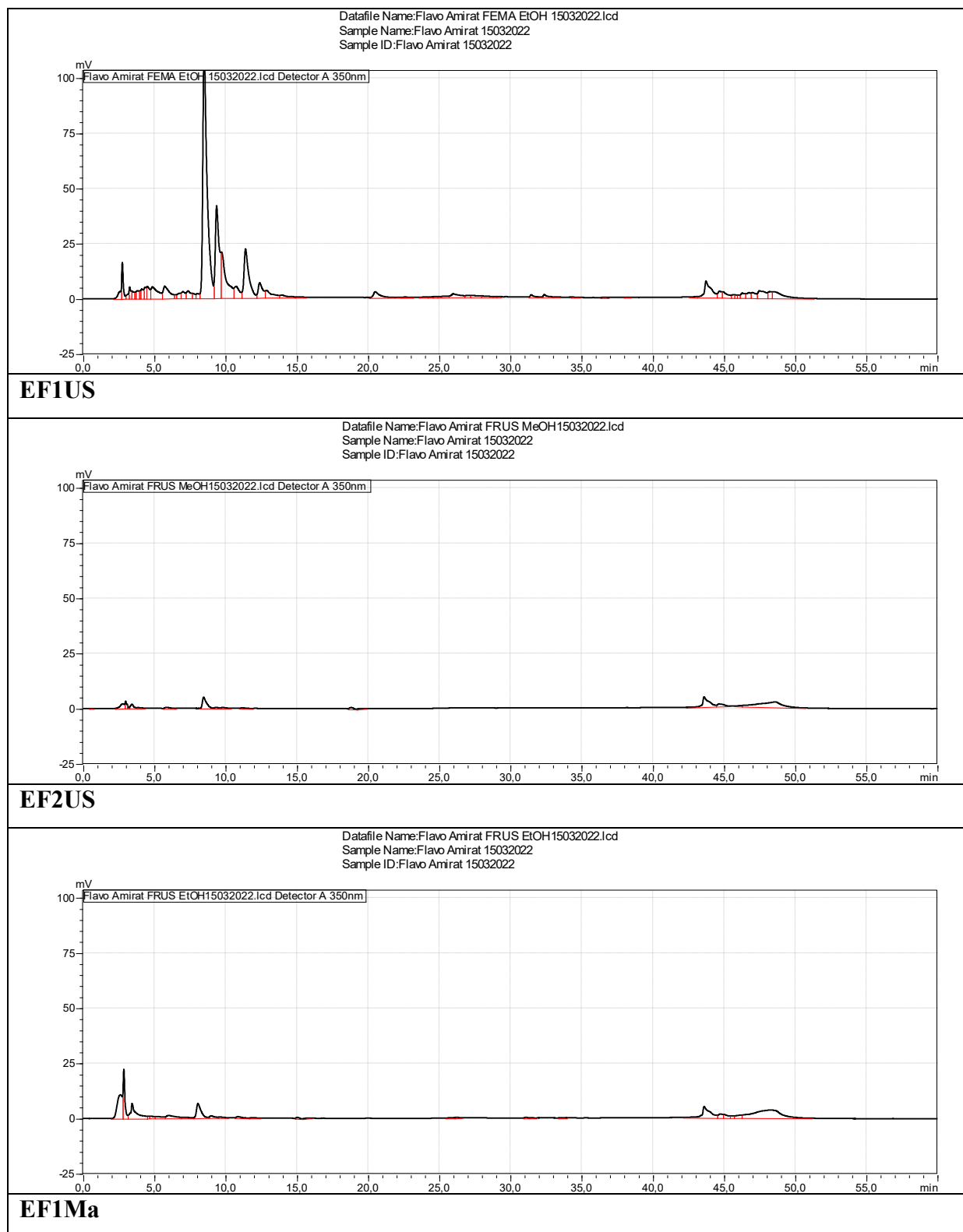


EL1Ma

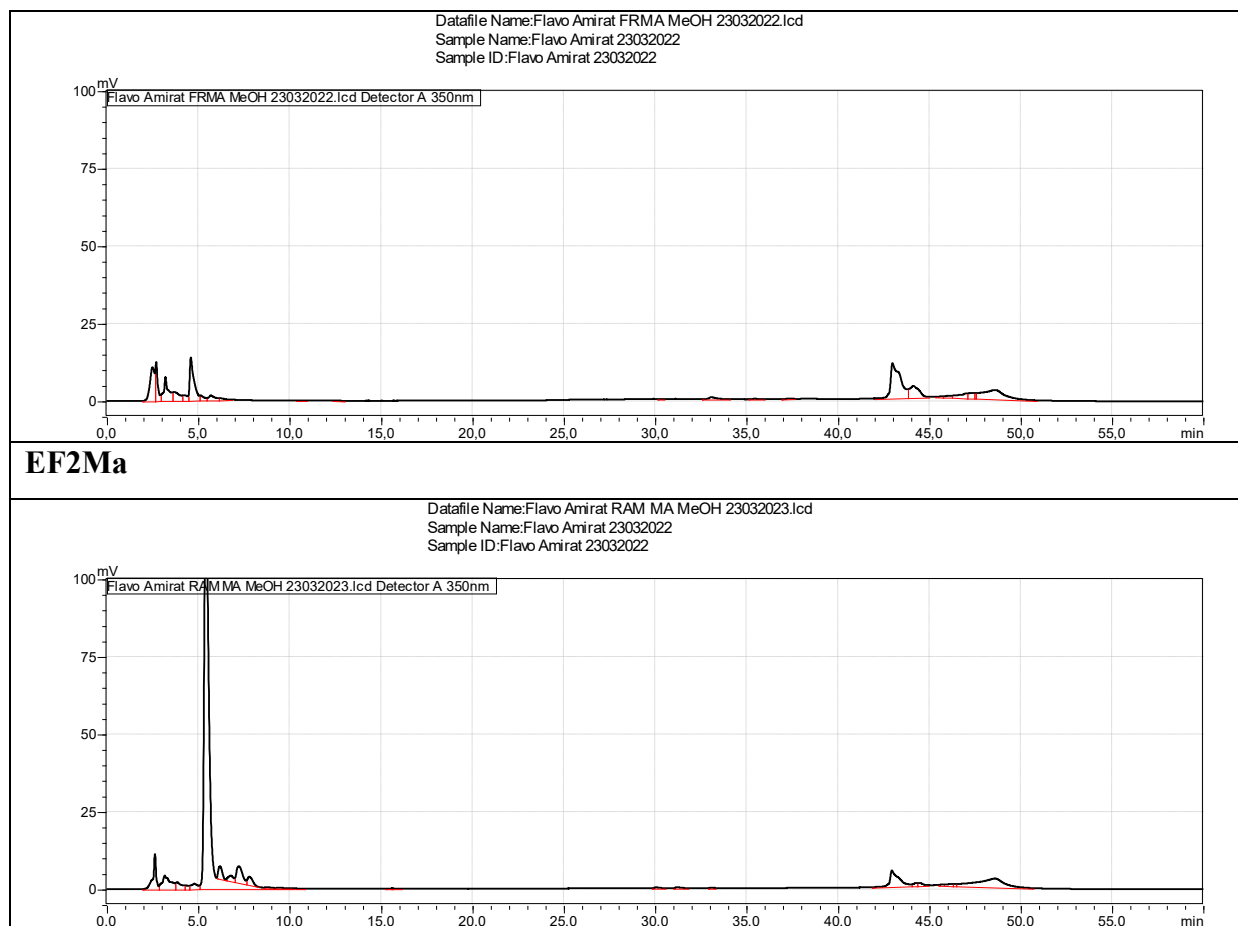


EL2Ma

Annexe-2 Chromatogrammes des extraits de *C. spinosa* par HPLC



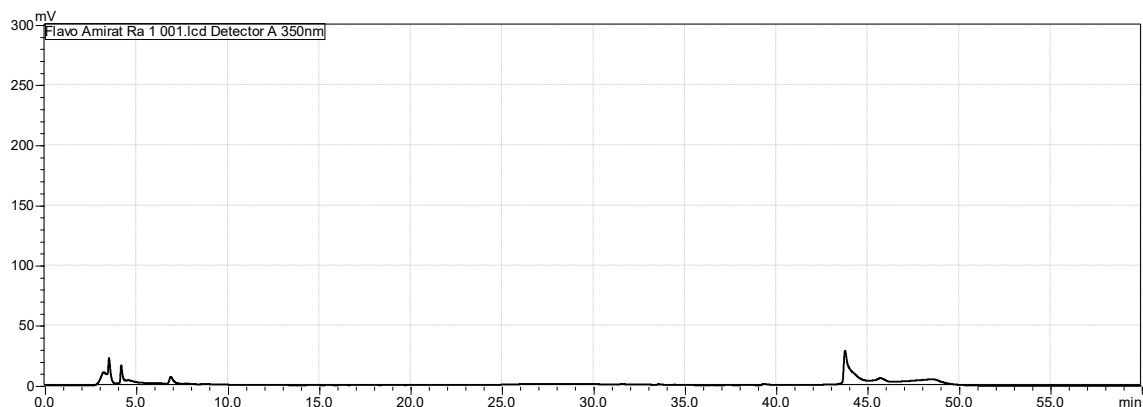
Annexe-2 Chromatogrammes des extraits de *C. spinosa* par HPLC



Annexe-3 Chromatogrammes des extraits de *B. procumbens* par HPLC

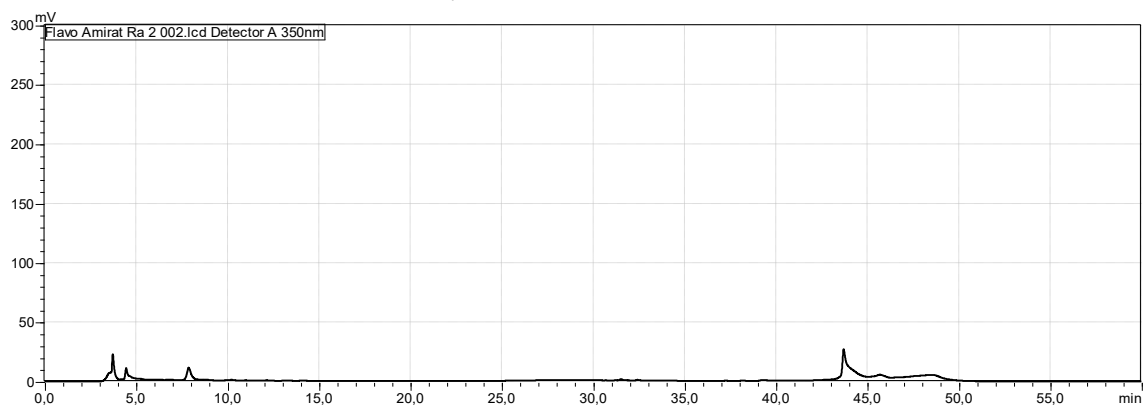
ER1US

Datafile Name: Flavo Amirat Ra 1 001.lcd
Sample Name: Flavo Amirat
Sample ID: Flavo Amirat 001



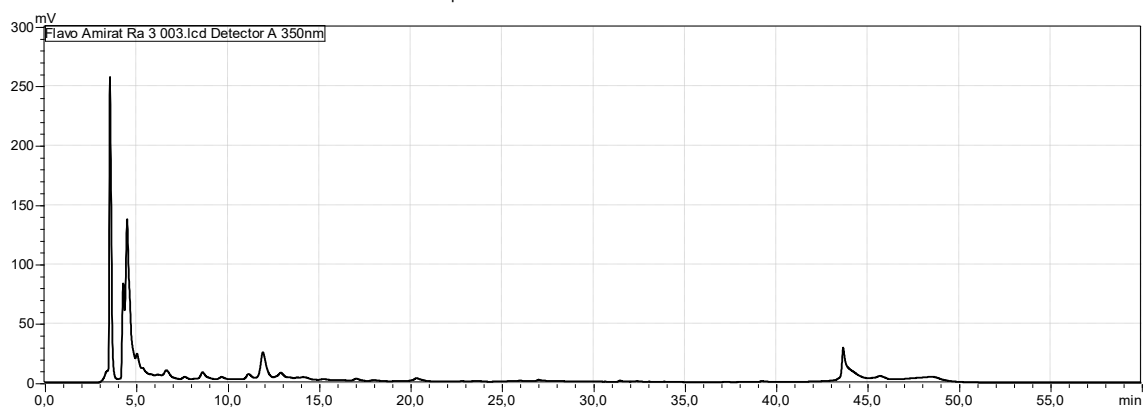
ER2US

Datafile Name: Flavo Amirat Ra 2 002.lcd
Sample Name: Flavo Amirat
Sample ID: Flavo Amirat 001



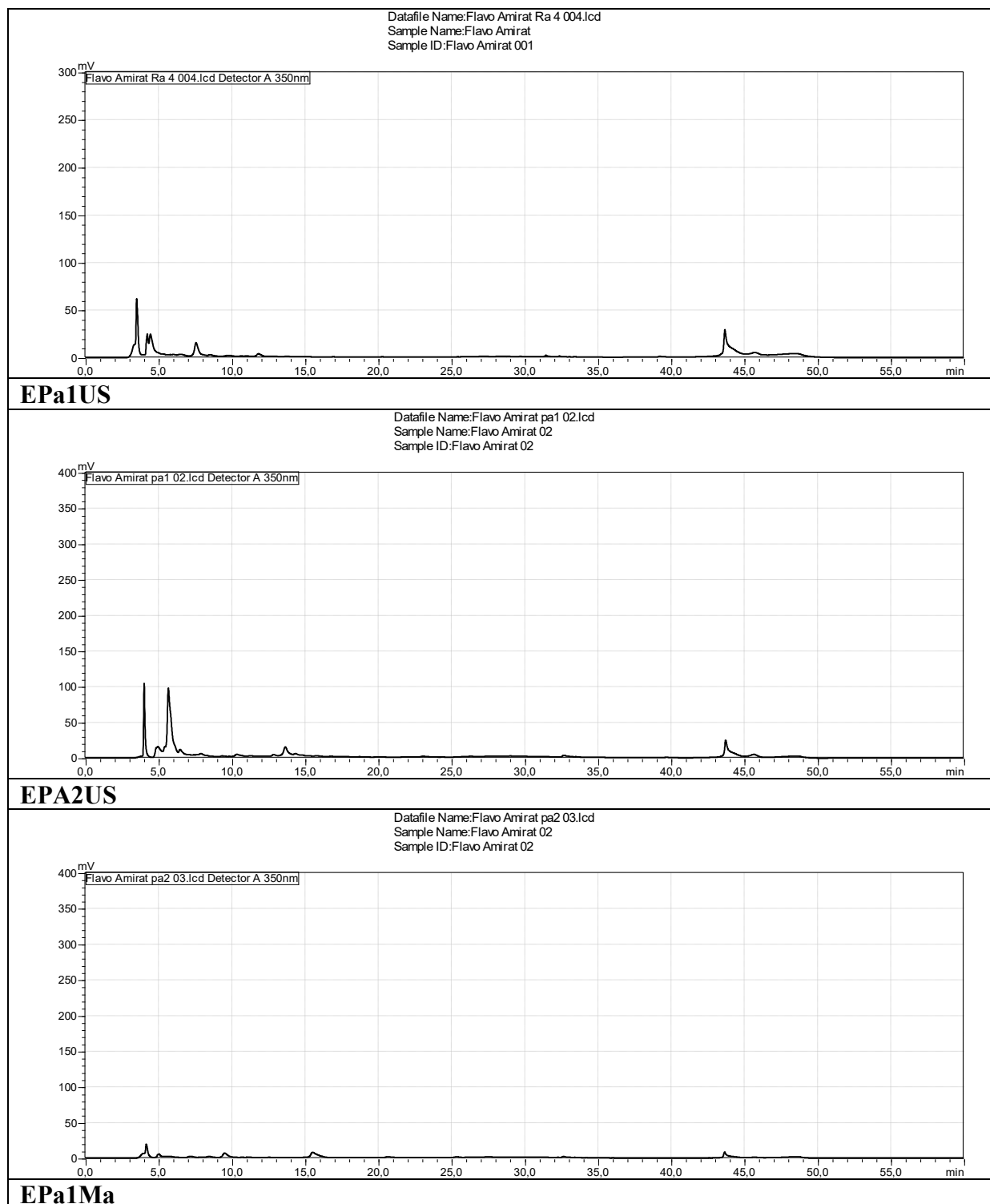
ER1Ma

Datafile Name: Flavo Amirat Ra 3 003.lcd
Sample Name: Flavo Amirat
Sample ID: Flavo Amirat 001

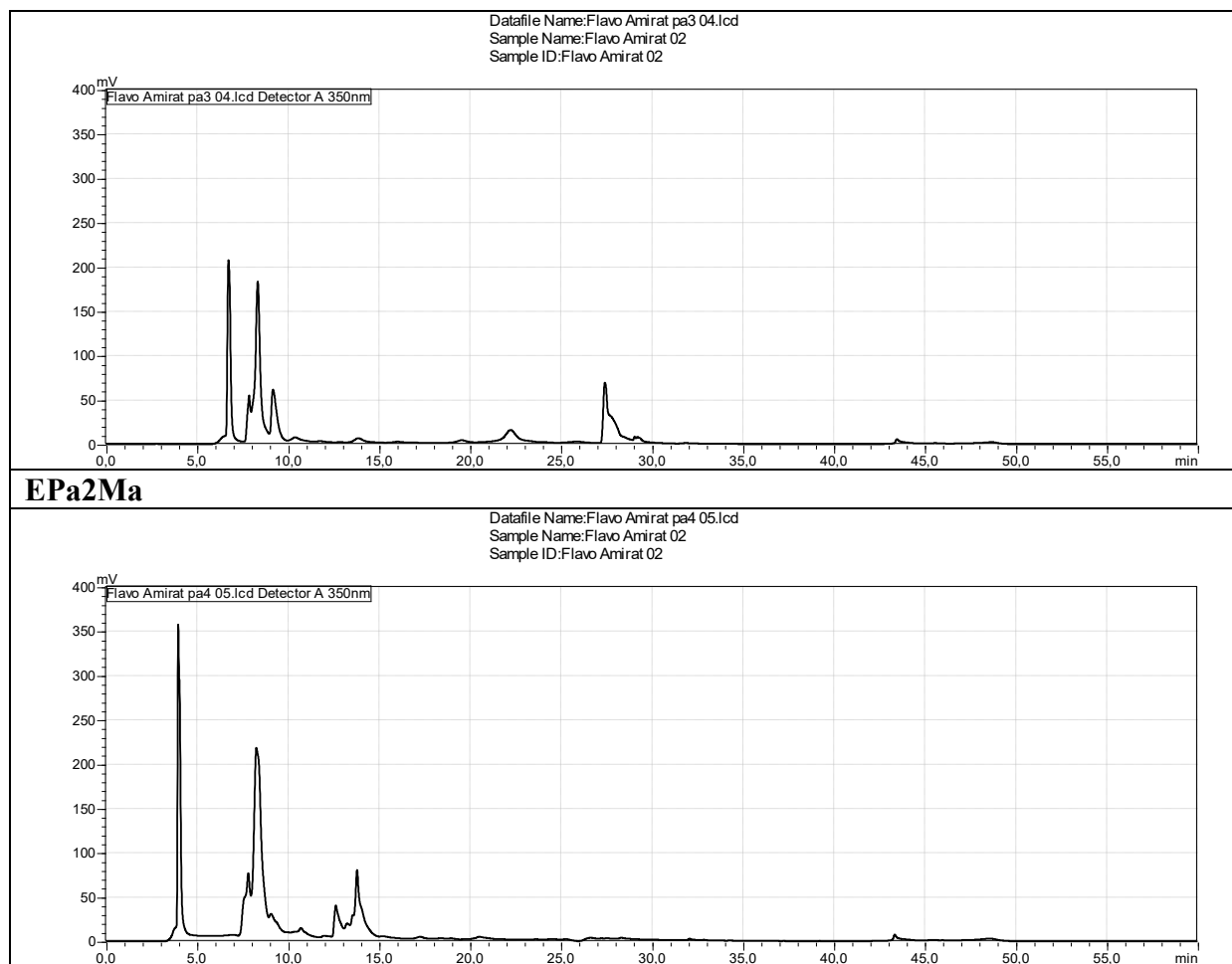


ER2Ma

Annexe-3 Chromatogrammes des extraits de *B. procumbens* par HPLC



Annexe-3 Chromatogrammes des extraits de *B. procumbens* par HPLC



Production scientifique

Production scientifique

- **Publication internationale**

AMIRAT Sabrina, SADOU Nina, MAKNI Samar, SERIDI Ratiba, BENSEGHIR Latifa Assia, CHOHRRA Djawhara, BOULEBNANE Abdelmoumen, KHELEF Yahia, DJEDILAT Lakhdar, KESKES Sahar, DHOUIB Hanane, CHAKROUN Maissa, BENAMAR Houari and TOUNSI Slim. 2024. **Phytochemical profile and antimicrobial activity of Hydro-methanolic extracts obtained by two extraction methods of Caper (*Capparis spinosa* L). From the region of Souk Ahras (Algeria).** Afr.J.Bio.Sc. 6(10), pp491-509.

<https://doi.org/10.33472/AFJBS.6.10.2024.491-509>

<https://www.afjbs.com/uploads/paper/782bc95bef5ce86a459b44dc05ec267e.pdf>

Received : 17 Apr 2024 ; Accepted : 29 May 2024

E-ISSN : 2663-2187 catégorie B : Scopus.

- **Communications internationales**

1. **AMIRAT Sabrina**, Sadou Nina. 2021 : Les glucosinolates un réservoir de molécules biopesticides :la biodiversité au service de la lutte biologique. Séminaire International sur la Biodiversité, Environnement et Santé organisé, les 21 et 22 Septembre 2021, (webinaire, via Google meet) communication poster.<https://snv.univ-tlemcen.dz/fr/actualites/551/s-minaire-international-du-labo-10>.
2. **AMIRAT Sabrina**, Sadou Nina, SERIDI Ratiba : Investigation phytochimique et évaluation de l'activité antifongique des extraits de *Caparis spinosa* contre deux souches phytopathogènes *Fusarium oxysporum ssp Lycopersici* et *Alternaria sp.* 1st International Webinar of Animal Biodiversity Protection and Environment. 26-27 May 2022 ; Ecole Nationale supérieure Agronomique. Webinar. Affiche communication <https://wibpeensa2022.wixsite.com/wibpe2022>
3. **AMIRAT Sabrina**, SADOU Nina, CHOHRRA Djawhara, SERIDI Ratiba. : *Capparis spinosa* L, plante du terroir pour le futur en Algérie : Enquête ethnobotanique et investigation phytochimique. Quelle perspective pour le développement durable. 1 st International Seminar on Applied Research in Food Sciences, Health & Environment. 17 & 18 Décembre 2023 Badji Mokhtar Annaba University. Laboratory of Biochemistry and Environmental Toxicology. Poster communication. Https https://es.univ-annaba.dz/event/1/?fbclid=IwAR3ZjaNOQ1-wqEoCAutmMLyVMmci7UE12rqjc1iF_fdQixS2L9qzW2jl7ME

Production scientifique

4. AMIRAT Sabrina, SADOU Nina, MAKNI Samar, SERIDI Ratiba, TOUNSI Slim. The 1st International Seminar on Medicinal Chemistry and Green Chemistry (1st IS MCGC) Novembre 13 to 14, 2024- Annaba. ALGERIA. Oral communication.
« Caractérisation des composés phénoliques de *Capparis spinosa* L(Kabbar) algérien et évaluation de leur pouvoir biopesticide ».
<https://www.jetjournal.org/index.php/ajet/libraryFiles/downloadPublic/8>.

5. Samia AMIRAT, Sabrina AMIRAT and Yassira BOUTALEB. Study of natural additive “*Pistacia lentiscus* L” and “*Brassica oleracea* L” on the electrocrystallisation of Zn-Fe alloy. “7th International Conference on Sustainable Sciences and Technologies” Held on July 12-14,2024 in Istanbul, TURKEY. Poster communication.
<https://img1.wsimg.com/blobby/go/10fbff35-625c-4ea0-abc9-168b9f79e421/downloads/0674f109-de15-41cc-830b-91b53353e62c/proceeding%20ICSUSAT-2024%20V4.pdf?ver=1735825233188>.

* Communications Nationales

- 1. Sabrina AMIRAT, Nina SADOU, Ratiba SERIDI.** Séminaire Nationale : Ressources végétales, Produits Naturels et Santé (RVPNS2021) le 9,10,11 juin 2021. UNIVERSITE SAAD DAHLAB BLIDA 1 *Webinaires « visioconférences »*. Communication par Poster. « Evaluation phytochimique et valorisation de l’espèce *Capparis spinosa* L ». [https://rvpns2021.webnode.fr/Affiliation: Saad Dahlab University](https://rvpns2021.webnode.fr/Affiliation:SaadDahlabUniversity).
- 2. Amirat Sabrina, SADOU Nina et SERIDI Ratiba.** 2021. Le câprier « *Capparis spinosa* L. » : un produit de haute valeur ajoutée pour le développement durable. Le 1er Séminaire National de Biologie Végétale et Environnement « SNBVE 2021 » 24 & 25 Novembre2021. Souk-Ahras, Algérie. Communication par affiche. <https://www.univ-soukahras.dz/wpuploads/2021/10/D%C3%A9pliant-S%C3%A9minaire.pdf>.
- 3. AMIRAT Sabrina, SADOU Nina.** 2021 Activité antifongique de l’extrait foliaire de *Phlomis bovei* De Noé. Vis à vis de *Alternaria* sp. 1 er Séminaire National des Plantes Aromatiques et Médicinales de l’Est Algérien (SNPAMEA-1), organisé les 14 et 15 Septembre 2021, École Normale Supérieure d’Enseignement Technologique de Skikda (*webinaire, via Google meet*). *Affiche communication*
<http://ancien.enset-skikda.dz/index.php/ar/845-skikda-14-09-21.html>.

Production scientifique

4. SADOU Nina, Benhadid Ryme, Khadri Sihem, **Amirat Sabrina**, Chahna Renda, Barkat Ramzi « Activité antibactérienne des extraits hydroéthanoliques obtenus des différents organes de la plante *Artemis punctata* de la région de Annaba ». 2^{-ème} Séminaire National des Plantes Aromatiques et Médicinales de l'Est Algérien (SNPAMEA-2). Les 13 et 14 Octobre 2024. École Normale Supérieure d'Enseignement Technologique de Skikda Communication orale.
<http://snpamea2.enset-skikda.dz/fr>.