



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

Université des Frères Mentouri Constantine 1
Faculté des Sciences de la Nature et de la
Vie

جامعة الاخوة منتوري قسنطينة 1
كلية علوم الطبيعة و الحياة

Département : Biologie et Ecologie Végétale

قسم : بيولوجيا و علم البيئة النباتية

Mémoire présenté en vue de l'obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Ecologie et Environnement

Spécialité : Ecologie Fondamentale et Appliquée

Intitulé :

Etude de la biodiversité floristique et actinomycétales des centres d'enfouissements techniques (CET) et évaluation d'activités biologiques de certaines plantes et bactéries sélectionnées selon un gradient de perturbation

Présenté et soutenu par :

Le : 22 /06/2023.

BELHATEM Amani

Jury d'évaluation:

Président du jury: Mme SAHLI Leila (Professeur - UFM Constantine 1)

Encadrant : Mr BOUYAHMED Hani (Chercheur permanent – C.R.Bt)

Co- Encadrant : Mr DAHDAH Kamel (Chercheur permanent – C.R.Bt)

Examineur: Mr TOUATI Laid (Professeur - UFM Constantine 1)

Année universitaire : 2022- 2023.

Remerciements

*Avant tous je remercie **ALLAH** le tout puissant, pour le courage, la volonté et la patience qu'il m'a accordé pour réaliser ce travail.*

Ce travail a été réalisé grâce à la collaboration et à l'implication de nombreuses personnes. Comme le dit un adage bien connu, "Personne ne peut jouer une symphonie tout seul, elle a besoin d'un orchestre pour la jouer". Ainsi, je tiens à exprimer ma sincère reconnaissance envers toutes les personnes qui ont contribué de différentes manières à l'aboutissement de ce travail.

*Tout d'abord, je souhaite exprimer mes plus sincères remerciements à mon encadrant de mémoire de fin d'étude, Monsieur **BOUYAHMED Hani**, chercheur permanent au Centre national de Recherche en Biotechnologie (C.R.Bt) de Constantine. Je souhaite lui exprimer ma profonde gratitude pour son encadrement bienveillant, ses conseils précieux, sa disponibilité constante et son dévouement tout au long de cette expérience. Sa contribution a été d'une valeur inestimable et je lui en suis extrêmement reconnaissant.*

*Je voudrais également dédier mes remerciements à mon Co-encadrant, Monsieur **DAHDAH Kamel** J'ai eu la chance de bénéficier de sa patience, de sa disponibilité, qui ont grandement contribué à enrichir ma réflexion dans le domaine de la microbiologie. Je le remercie sincèrement d'avoir partagé ses connaissances avec moi.*

*A Madame **SAHLI Leila** qui m'a honoré de présider le jury de ce mémoire, qu'elle retrouve ici l'expression de ma reconnaissance.*

*A Monsieur **Touati Laid**, qui a examiné avec beaucoup d'intérêt ce travail et dont je suis honorée, je vous en suis très reconnaissante et en espérant être à la hauteur de votre confiance.*

*Je veux exprimer mes vifs remerciements à Madame **CHERB Nora**, pour sa disponibilité aux travaux pratiques au laboratoire, je tiens à remercier Madame **Nadia**, qui a été un pilier essentiel tout au long de mon parcours expérimental, ainsi que la bienveillante Madame **Ibtiseme**, et à tous les techniciens des laboratoires « **C.R.Bt** » pour leurs aides précieuses.*

*Je souhaite exprimer ma profonde gratitude et dédier mes sincères remerciements à Madame **AFRI-MEHENNAOUI Fatima Zohra**. Sans son soutien inébranlable, rien de tout cela n'aurait été possible. Je suis infiniment reconnaissante pour les efforts considérables qu'elle a déployés et les opportunités qu'elle m'a offertes, me permettant de vivre une expérience merveilleuse.*

J'adresse mes sincères remerciements à tous nos enseignants en master 2, intervenants et toutes les personnes qui par leurs paroles, leurs conseils et leurs critiques ont guidé nos réflexions et ont accepté à nous rencontrer et répondre à nos questions durant notre parcours universitaire.

MERCI à tous, je vous souhaite le meilleur sur tous les plans !

Dédicaces

Avec l'expression de ma reconnaissance, je dédie ce modeste travail à ceux que je n'arriverais jamais à leur exprimer mon amour sincère.

*A mes merveilleux parents avec qui **DIEU** m'a béni, à mon **PAPA** qui doit ma vie, ma réussite et tout mon respect : mon cher père **DJALEL**,*

*A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit non à mes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse mon adorable mère **HAYAT***

Votre amour inconditionnel et votre dévouement ont illuminé mon chemin et ont fait de moi la personne que je suis aujourd'hui.

*Merci pour tout **JALE2** et **HAYATA**.*

*À mes chères sœurs **RAFIDA**, **FAZA** et **WALAA** et **MAYSOUS***

Vos encouragements et votre soutien indéfectible ont été ma force durant mes études. Votre présence m'a donné la détermination nécessaire pour réussir.

Que Dieu vous comble de bénédictions et vous guide vers le bonheur éternel.

Je vous aime infiniment.

*Je tiens exprimer ma reconnaissance envers le grand frère **SEIF**, qui a été l'un de mes plus fervents soutiens et croyait en moi tout au long mon parcours universitaire.*

*A mes adorables petits Chats **RIZUSE** et **ZOU**, qui savent toujours comment me procurer la joie et le bonheur.*

A mes amies avec lesquelles j'ai vécu des moments heureux pleins de joie. Merci pour leurs amours et leurs encouragements.

*Sans oublier, La compagne de mon dur chemin et la plus belle chose qui me soit arrivée cet année, ma kitty adorée **NENACHA**.*

الحمد لله

Liste des figures

Figure 1: La coupe transversale d'une colonie d'actinobactéries qui se développant sur un milieu de culture gélosé	21
Figure 2: Localisation géographiques des sites d'étude	23
Figure 3: Localisation géographique du CET d'Ouled Bouhama.....	24
Figure 4: Localisation géographique du CET de Bougergar	25
Figure 5: Diagramme Ombrothermique de la Wilaya de Mila	28
Figure 6: Diagramme ombrotémique de la Wilaya de Guelma	29
Figure 7: Le climagramme d'Emberger des régions d'étude « Mila et Guelma ».....	30
Figure 8: Photo prise sur terrain de laitron maraicher « <i>Sonchus Oleraceus</i> »	35
Figure 9: Photo prise sur terrain de la Betterave sauvage « <i>Beta vulgaris</i> »	36
Figure 10: Carte de localisation de relevé (CET : Mila et Guelma)	39
Figure 11: Photos prises des étapes de prétraitement des racines (<i>Beta vulgaris</i>) : lavage/ coupe /broyage/Tamissage.	41
Figure 12: Photo prise de Sonificateur homogénéiseur.....	42
Figure 13: Photo prise de Pompe à vide pour la filtration des extraits	42
Figure 14: Photo prise de l'évaporateur rotatif utilisé pour l'élimination du solvant d'extraction.	42
Figure 15: Schéma représente le protocole d'extraction par macération du <i>Sonchus oleraceus</i> et <i>Beta vulgaris</i>	43
Figure 16: Déshydratation/ récupération/ calcul l'absorbance	44
Figure 17: Photo prise de la préparation des extraits pour la proline.....	44
Figure 18: Photo prise de la Préparation des extraits aqueux pour les analyses quantitatives	45
Figure 19: Dissolution des extraits méthanolique dans le DMSO	49
Figure 20: Photos prises représente l'étape finale de test d'activités antibactériennes par l'utilisation les disques de papier filtre.....	50
Figure 21: Transformation d'agent pathogène aux milieux PDA, entouré par les extraits méthanoliques	51
Figure 22: Schéma représente le protocole de désinfection de la surface des échantillons .	52
Figure 23: Photos prises représente les étapes de broyage des échantillons des feuilles (Coupe/ Broyage/dissolution).....	53
Figure 24: Schéma représente le prétraitement des échantillons et isolement d'actinomycètes	54

Figure 25: Schéma représente l'étape de purification et conservation des actinomycètes.	55
Figure 26: Représentation graphique du taux de polyphénols des extraits méthanoliques de feuilles <i>S. oleraceus</i> et les racines de <i>B.vulgaris</i>	600
Figure 27: Représentation graphique du taux des flavonoïdes des extraits méthanoliques de feuilles <i>S. oleraceus</i> et les racines de <i>B.vulgaris</i>	611
Figure 28: Représentation graphique du taux de concentrations de proline de racines de <i>B.vulgaris</i>	633
Figure 29: Représentation graphique du taux d'activité antioxydantes (DPPH) des extraits méthanoliques de feuilles <i>S. oleraceus</i> et les racines de <i>B.vulgaris</i>	644
Figure 30: Représentation graphique du taux d'activité antioxydantes (FRAP) des extraits méthanoliques de feuilles <i>S. oleraceus</i> et les racines de <i>B.vulgaris</i>	655
Figure 31: Activité antibactérienne (méthode de disques) des extraits méthanoliques et des contrôles positifs (Céfotaxime 30µg).	677
Figure 32: Effet des extraits méthanoliques (à droite) et de témoin négatif (à gauche) sur la croissance de <i>Fusarium oxysporum</i>	68
Figure 33: Isolement des actinomycètes sur le milieu SCA.	69

Liste des tableaux

Tableau 1: Les impacts physique, biologique, direct et indirect de CET sur les milieux naturels	8
Tableau 2: Types d'élimination des déchets en Algérie.....	9
Tableau 3: La température mensuelle maximale ((M)/minimale(m) et la température moyenne mensuelle (M+m/2) de la wilaya de Mila.....	26
Tableau 4: La précipitation mensuelle et cumul annuel de la wilaya de Mila	27
Tableau 5: La température mensuelle maximale/minimale et la température moyenne annuelle de la wilaya de Guelma.....	27
Tableau 6: la précipitation mensuelle et annuelle cumulatif de la wilaya de Guelma	27
Tableau 7: Description des sites d'échantillonnage.....	40
Tableau 8: Composition taxonomique des sites étudiés.....	57
Tableau 9 : Type biologique des taxons des sites étudiés	58
Tableau 10: Mode principal de dissémination des graines des plantes des deux sites étudiés	59
Tableau 11: Type biogéographique de deux sites étudiés	59
Tableau 12: Isolement d'actinomycètes endophytes à partir de CET-Mila.	71
Tableau 13: Isolement d'actinomycètes endophytes à partir de CET-Guelma.	72
Tableau 14: Analyse statistiques des résultats obtenus	65

Liste des abréviations

µg	Micro gramme
µl	Micro litre
AND	Agence nationale des déchets
CET	Centre d'enfouissement technique
COV	Composés organiques volatils
DMSO	Diméthylsulfoxyde
DPPH	2,2- diphényl 1-1-picrylhydrazyle
E.coli	Escherichia coli
EAG	Equivalent acide guallique
FRAP	Ferric reducing antioxidant power
Ha	Hectare
Km	Kilo mètre
m	Température mensuelle minimale
M	Température mensuelle maximale
Mbar	Milibar
MHA	Muller Hinton
nm	Nanomètre
P	Précipitation
PDA	Potato-dextrose-Agar
Q2	Quotient pluviométrique
QE	Quératine équivalent
R	Rendement
S.aureus	Staphylococcus
S.L	Sens large
S.S	Sens strict
SCA	Amidon- caseine-Agar
T	Température
UFC	Unité formant colonie

Sommaire

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

Partie 1 : Synthèse bibliographique

Chapitre 1 : Caractéristique de la biodiversité des écosystèmes perturbés

1. La biodiversité.....	3
1.1. Notion de la biodiversité.....	3
1.2. Caractéristiques des écosystèmes perturbés.....	4
2. Impact de perturbation sur la biodiversité et fonctionnement des écosystèmes.....	5
3. Cas particulier des milieux perturbés : Centre d'Enfouissement Technique	7
3.1. Généralités sur les CET en Algérie.....	9
3.1.1. Définition de CET.....	9
3.1.2. L'objectif de CET.....	10
3.2. La classification des centres d'enfouissements techniques.....	10
3.3. Avantages et Inconvénients de CET.....	11
3.3.1. Avantages de CET.....	12
3.3.2. Inconvénients de CET.....	13
4. Impacts de CET sur l'environnement et la biodiversité.....	14
4.1. Impact de CET sur l'environnement.....	14
4.2. Impact sur la biodiversité et la dynamique des écosystèmes.....	15

Chapitre 2 : Valorisation de la biodiversité

2.1. Valorisation dans le domaine de bioremédiation.....	16
2.1.1. Bioremédiation des sites pollués par les microorganismes.....	16
2.1.2. Phytoremédiation des écosystèmes dégradés.....	17

2.1.3.	Dépollution des sols par l'association plante-microorganisme.....	17
2.2.	Valorisation dans le domaine de la phytochimique.....	18
2.2.1.	Métabolisme secondaire chez les plantes médicinales.....	18
2.3.	Activités biologiques des plantes médicinales.....	19
2.3.1.	Activités anti-oxydante.....	19
2.3.2.	Activités antimicrobiens.....	20
2.4.	Métabolites secondaires chez les actinomycètes.....	20
2.4.1.	Caractéristiques générales des actinomycètes.....	20
2.5.	Activités biologiques des actinomycètes.....	22
2.5.1.	Activités antifongique des actinomycètes.....	22
2.5.2.	Activité antibactérienne des actinomycètes.....	22
2.5.3.	Activité antiviral des actinomycètes	22
2.5.4.	Activité antiparasitaire.....	22

Partie 2 : Matériel et méthodes

Chapitre 1 : Etude des sites

1.	Présentation des sites et localisation des CET.....	23
2.	Description des sites.....	24
2.1.	Wilaya de Mila.....	24
2.2.	Wilaya de Guelma.....	25
3.	Climat des sites.....	26
3.1.	Climat de Mila.....	26
3.1.1.	Température.....	26
3.1.2.	Précipitation.....	27
3.2.	Climat de Guelma.....	27

3.2.1. Température.....	27
3.2.2. Précipitation.....	27
4. Synthèse climatique Précipitation.....	28
4.1. Diagramme enbrothémique de Bagnouls et Goussen.....	28
4.2. Détermination del'étage bioclimatique des CET selon le Climatogrammed'enberger.....	30

Chapitre 2 : Méthodes d'études

2.1. Etude de la biodiversité végétale	31
2.1.1. Problématique et enjeu.....	31
2.1.2. Stratégie d'échantillonnage et méthode de terrain.....	31
2.1.3. Mesure de la diversité végétale de CET.....	32
2.1.4. Critères de sélection des plantes potentiellement valorisables.....	34
2.1.5. Description botanique et utilisation de deux plantes modèles choisies.....	35
2.1.6. Matériels de terrain.....	37
2.2. Activité biologique des plantes caractéristiques sélectionnées.....	39
2.1.1. Préparation des échantillons.....	39
3. Evaluation les dosages polyphénoliques et les activités des extraits méthanoliques...41	
3.1. Préparation de l'extrait méthanolique.....	41
3.2. Recherche de la proline (acide aminé).....	43
3.3. Dosage des composées phénoliques (Analyse quantitatives).....	44
3.3.1. Dosage de phénols total.....	45
3.3.2. Dosage de flavonoïde.....	46
3.4. Activités biologiques.....	46
3.4.1. Activité anti radicalaire (test de DDPH).....	47

3.4.2.	Pouvoir réducteur de fer (FRAP)..... ;.....	48
4.	Evaluation de l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques.....	48
4.1.	Principe	48
4.2.	Protocole.....	49
4.2.2.	Souches microbienne.....	49
5.	Actinomycètes endophytes.....	51
5.1.	Désinfection de la surface des échantillons.....	51
6.	Isolement, dénombrement et diversité des actinomycètes endophytes.....	52
6.1.	Milieu d'isolement.....	52
6.2.	Broyage des échantillons.....	53
6.3.	Prétraitement des échantillons et isolement d'actinomycètes.....	53
6.4.	Purification et conservation.....	55

Partie 3 : Résultats et discussion

1.	Etude de la diversité et caractérisation de la flore des CET.....	57
1.1.	Analyse de la diversité floristique.....	57
1.1.1.	Analyse de la composition taxonomique (diversité alpha).....	57
1.1.2.	Analyse de similarité floristique (diversité Beta).....	57
1.1.3.	Analyse de la diversité fonctionnelle (diversité Gamma).....	58
2.	Voies de valorisation des plantes médicinales.....	60
2.1.	Composition en métabolite secondaire des plantes d'intérêts.....	60
2.1.1.	Comparaison des teneurs en polyphénol total dans les plantes de deux sites selon un gradient de perturbation.....	60
2.1.2.	Comparaison des teneurs en flavonoïdes total dans les plantes de deux sites selon un gradient de perturbation.....	61

2.1.3. Comparaison des teneurs en proline dans les plantes de deux sites selon un gradient de perturbation.....	63
2.2. Activités biologiques des plantes d'intérêts.....	64
2.2.1. Comparaison de l'activité antiradicalaire (test DDPH) de deux plantes dans les deux CET selon un gradient de perturbation.....	64
2.2.2. Comparaison de l'activité de réduction de fer (test FRAP) de deux plantes dans les deux CET selon un gradient de perturbation.....	65
2.2.3. Activité antimicrobienne des extraits méthanoliques de deux plantes.....	67
3. Nombre et diversité des actinomycètes endophytes.....	69
4. Caractérisation du site basée sur la composition et l'activité biologique des plantes.....	72
Conclusion	75

Résumé:

L'objectif de cette étude est d'explorer la biodiversité floristique et actinomycétales des Centres d'Enfouissement Technique (CET) dans les wilayas de Mila et Guelma, en mettant en évidence trois parties principales. Tout d'abord, un inventaire des plantes herbacées est réalisé pour recenser les espèces présentes dans les CET des deux wilayas. Ensuite, les plantes *Sonchus oleraceus* et *Beta vulgaris* sont sélectionnées pour approfondir l'étude de leur biodiversité floristique, de leurs propriétés phytochimiques, de leurs activités biologiques et antimicrobiennes. Enfin, l'attention est portée sur la diversité des bactéries endophytes, en particulier des actinomycètes, présentes dans ces deux plantes.

Les extraits méthanoliques des feuilles de *Sonchus oleraceus* ont démontré une activité antioxydante élevée, grâce à leur teneur élevée en polyphénols et flavonoïdes par rapport aux racines de *Beta vulgaris*. De plus, l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques a montré un effet inhibiteur contre le champignon pathogène *Fusarium oxysporum*. Une grande diversité d'actinomycètes endophytes a été observée, avec une diversité élevée dans les racines de *B. vulgaris*. Ces résultats suggèrent que les deux plantes sélectionnées peuvent être valorisées en raison de leur activité biologique, de leur effet inhibiteur et de leur richesse en actinomycètes endophytes.

ملخص :

الهدف من هذه الدراسة هو استكشاف التنوع النباتي وتنوع البكتيريا الداخلية للنبات في مراكز الردم التقنية في ولايتي ميلة وقالمة، مع التركيز على ثلاثة أجزاء رئيسية. أولاً، يتم إجراء مسح للنباتات العشبية لتسجيل الأنواع الموجودة في مراكز التخلص الفني في ولايتي ميلة وقالمة. ثم يتم اختيار نوعين، هما تفاف الزيتي والشمندر البري، لتعميق دراسة التنوع النباتي والخصائص الفيتوكيميائية والأنشطة الحيوية والمضادة للميكروبات. وأخيراً، يتم التركيز على تنوع البكتيريا الداخلة للنبات، وخاصة البكتيريا المنتجة للأكتينومايسيت، الموجودة في هاتين النبتتين. حيث أظهرت اختبارات النشاط المضاد للأكسدة فعالية مستخلصات أوراق نبات التفاف بفضل احتوائها العالي على البوليفينولات والفلافونويدات مقارنة بجذور نبات الشمندر البري. بالإضافة إلى ذلك، تم دراسة النشاط المضاد للميكروبات أو التأثير المثبط للمستخلصات الميتانولية على البكتيريا الممرضة الأشريكية القولونية و البكتيريا المسؤولة على العدوى العنقودية الذهبية، بالإضافة إلى الفطر الممرض المغزلي حاد الأبوغ، أظهرت تأثيراً ملحوظاً ضد الفطر الممرض، وبالنسبة لتنوع البكتيريا الداخلة للنبات، أظهرت تباينات ملحوظة حسب مناطق أخذ العينات المدروسة. وقد أظهرت جذور الشمندر البري تنوعاً عالياً. وبناءً على هذه النتائج، يمكن تسليط الضوء على قيمة النبتتين المختارتين بسبب نشاطهما الحيوي وتأثيرهما المثبط وغناهما بالبكتيريا الداخلية للنبات.

Introduction

Introduction

Dans une perspective de protection de l'environnement, de préservation de la biodiversité dans un contexte du développement durable, et depuis 2001, l'Algérie a adopté un ensemble de textes législatifs et réglementaires et a mis en place des moyens humains et techniques afin d'assurer la prise en charge des problèmes de gestion des déchets. Jusqu'au l'année 2020, 101 Centre d'Enfouissement Technique (CET) des déchets sont construits et en exploitation à travers le territoire national (AND, 2020). Cependant, après quelques années de leur exploitation plusieurs problèmes se sont profilés à cause de : l'accumulation excessive des déchets, la saturation précoce des casiers d'enfouissement, la production de lixiviat ce qu'a généré la pollution des eaux, des sols ainsi que la formation des poches de biogaz. En outre, des problèmes techniques liés à l'exploitation de ces centres d'enfouissement techniques (CET) et ceux liés au coût de leur fonctionnement sont aujourd'hui posés (ADE, 2020).

La croissance des activités économiques, l'urbanisation rapide et la forte expansion démographique ont généré une augmentation considérable des quantités de déchets de toutes natures, ce qui a développé une sensibilité grandissante aux problèmes environnementaux, fonciers, financiers et sanitaires (Brahim, 2012 ; Okkacha et al., 2014 ; Aliouche et al., 2017). Cette augmentation grandissante de quantité considérable de déchets a généré du lixiviat hautement toxique qui peut être à l'origine de plusieurs problèmes environnementaux et sanitaires (Aicha et al., 2013 ; Mojiri et al., 2021). Ceci a poussé les autorités concernées à installer 36 stations mobiles à base d'osmose inverse de capacité de 80 m³/jour pour le traitement du lixiviat généré (AND, 2020). Cependant, cette technique ; qui a donné de bons résultats pour le dessalement des eaux de mer ; n'est pas forcément la plus appropriée pour le traitement du lixiviat (Weber et al 1991).

La pollution générée par les CET peuvent altérer la biodiversité et le fonctionnement des écosystèmes en affectant la composition des écosystèmes et en modelant l'organisation des phytocénoses (fragmentation d'habitats, disparition d'endémiques, profération des adventices et introduction d'allochtones). Ce changement dans la biodiversité pourrait aussi dissimiler des plantes potentiellement valorisables dans le domaine de la biosurveillance de l'environnement (bioindication et phytoremédiation) ou dans le domaine de photochimie et activité biologique. Ces plantes potentiellement valorisables peuvent également être colonisé par des

microorganismes qui peuvent à leur tour être valorisables dans différents domaines tels que la bioremédiation, la valorisation des déchets et la production de métabolites bioactifs.

Mais à part quelques études fragmentaires qui portent généralement sur les études d'impact sur l'environnement, très rares études portant sur la thématique biodiversité au sein des CET étaient abordées auparavant, dû à l'importance de cette étude originale qui porte sur la réalisation d'un premier inventaire floristique, de caractériser cette flore et sélectionner certaines plantes pour étudier leur activité biologique et d'identifier les actinomycètes endophytes.

L'étude vise à caractériser la flore de chaque CET, du point de vue de la diversité floristique qui consiste en la détermination du nombre de taxons présents, de la fréquence des familles, de la richesse spécifique et de similarité floristique. On s'intéresse aussi à l'analyse de la diversité fonctionnelle de la flore des sites étudiés. Cette dernière consiste en la caractérisation de chaque taxon par son type biologique, son mode principal de dissémination et son origine biogéographique. Par ailleurs, nous nous sommes intéressés également aux différentes voies de valorisation de la biodiversité de ces CET en sélectionnant certaines plantes ayant un intérêt dans le domaine phytochimique et activités biologiques en se basant sur la comparaison entre les sites en termes de composition et activité biologique selon un gradient de perturbation. Également, une étude de la variation des actinomycètes endophytes en fonction du gradient de perturbation sera abordée pour chaque plante sélectionnée. Les sites choisis pour mener nos prospections correspondent aux centres d'enfouissements techniques de Mila et Guelma.

Ce travail est structuré en trois parties englobant cinq chapitres, la première partie comprend deux chapitres consacrés à la synthèse bibliographique. La deuxième partie « expérimentale » comprend aussi deux chapitres, le premier consiste en la présentation des sites d'études (physiographie et climat) et le cadre méthodologique est abordé dans le chapitre 2. La dernière partie correspond au cinquième chapitre qui est consacré à la description des résultats et la discussion. Une conclusion générale accompagnée de perspectives terminera ce travail.

Partie 1 : Synthèse bibliographique

Vu l'originalité de la présente étude et de manière à mieux cerner le cadre conceptuel, une synthèse bibliographique s'avère nécessaire pour la compréhension du contenu de ce mémoire. Cette première partie sera consacrée à la synthèse de l'acquis bibliographique qui portera sur deux thématiques qui seront abordées dans les chapitres 1 et 2 respectivement à savoir : « l'étude de la biodiversité des milieux perturbés » et « l'exploration des voies de valorisation de la biodiversité ».

Chapitre 1 :

Caractéristique de la biodiversité des écosystèmes perturbés

Ce chapitre se concentre sur l'étude de la biodiversité d'une part et sur les caractéristiques des milieux perturbés et leurs impacts sur la biodiversité et le fonctionnement des écosystèmes d'autre part. Il convient aussi d'examiner le cas des centres d'enfouissement technique afin d'en analyser leurs avantages et leurs inconvénients pour mieux comprendre leur impact sur les écosystèmes et la biodiversité.

1. La biodiversité

1.1. Notion de la biodiversité

La biodiversité est une expression désignant la variété et la diversité du monde vivant (**Corentin, 2020**). La Convention sur la diversité biologique ratifiée à Rio en 1992 définit la biodiversité comme « la variabilité des organismes vivants de toute origine y compris, entre autres, les écosystèmes terrestres, marins et autres écosystèmes aquatiques et les complexes écologiques dont ils font partie. La biodiversité, par ailleurs, se manifeste sous niveaux d'organisation de vivants :

- La diversité génétique correspond à la variation des gènes au sein de l'espèce, c'est elle qui permet aussi aux espèces de s'adapter face aux modifications de l'environnement (**De Kort et al, 2021**).
- La diversité spécifique fait référence à l'ensemble d'espèces trouvées dans une région donnée, elle est également la variation constatée entre différentes espèces d'une communauté (**Metaiche, 2014**).
- **La diversité des écosystèmes** fait référence à la variété de types d'écosystèmes présents sur terre (**Diaz et al, 2019**). La diversité des écosystèmes est importante pour plusieurs raisons telle qu'elle offre une grande variété d'habitats pour les espèces, ce qui permet une plus grande biodiversité (**Hooper et al, 2005**). Étant donné la complexité de ce type de biodiversité, les scientifiques distinguent trois niveaux d'organisations de la diversité des écosystèmes (**Laura, 2021**). La diversité moyenne des espèces dans un habitat ou une zone spécifique dite **diversité alpha**, la **diversité beta** est le rapport entre la diversité locale (alpha) et la diversité régionale (beta) et la **diversité gamma** est la diversité totale d'un paysage (diversité alpha et bêta).

La biodiversité est un capital pour le développement durable. Au-delà de leur valeur intrinsèque, les espèces et les écosystèmes fournissent un nombre incommensurable de services à nos sociétés qui peuvent être des services directement aux populations locales qui exploitent des ressources naturelles, ou aux populations environnantes, qui bénéficient de services de régulation (des eaux par exemple) (**Corentin N, 2020**). La biodiversité est une notion difficile à définir, car ses concepts et ses types sont multipliés par la multiplicité des types de milieux ainsi par l'influence de nombreux facteurs naturels et anthropiques qui ont un impact significatif sur les multiples changements, modifications, dégradations et perturbations auxquels est confronté le milieu naturel, et concerne toute la dynamique des interactions au sein du vivant, qu'il soit naturel, ou bien géré par l'homme.

1.2. Caractéristiques des écosystèmes perturbés

La perturbation de l'écosystème est un changement rapide des conditions environnementales provoqué dans un écosystème, par la modification de la structure physique et/ou par réorganisation de l'élément biotique et abiotique (**Jackson et Hobbs, 2009**). Ainsi, les écosystèmes perturbés présentent des caractéristiques spécifiques par rapport aux écosystèmes naturels : Ils sont très dépendants des apports externes et ne fournissent pas toujours aux espèces l'ensemble des éléments nécessaires pour assurer leur cycle biologique efficacement. La qualité de l'environnement y est altérée au niveau de l'air, de l'eau et des sols (**UICN France, 2013**). Les caractéristiques des milieux perturbés cités ci-dessous peuvent varier en fonction de la nature et de l'intensité de la perturbation :

1.2.1. Perte de la biodiversité : Les milieux perturbés sont souvent associés à une perte de diversité biologique, car la perturbation des milieux peut entraîner la disparition d'espèces et certaines d'entre elles peuvent ne plus être capables de survivre ou de se reproduire dans des environnements modifiés (**Sala et al, 2000 ; Ceballos et al, 2017**).

1.2.2. Modification de la composition et homogénéisation des communautés : La composition des communautés est transformée par la prolifération de certaines espèces, la disparition d'espèces indigènes, la culture d'espèces particulières et l'introduction d'espèces exotiques. En résulte souvent une certaine homogénéisation des communautés (**UICN France, 2013**).

1.2.3. Détérioration de qualités d'eau et sol : Les milieux perturbés peuvent subir une baisse de qualité de l'eau et du sol, qui peut être causée par la pollution inorganique tels que les métaux lourds et organique tels que les fertilisants, les pesticides ou des engrais (**Carpenter et al, 1998**).

1.2.4. Instabilité écologiques : Les milieux perturbés peuvent être plus instables et vulnérables aux catastrophes naturelles, telles que les inondations ou les glissements de terrain (**Chapin et al, 1997**). Ces derniers pourraient causer l'altération des cycles biogéochimiques ce que provoquera des conséquences désastreuses sur les communautés biologiques (**Vitousek et al, 1997**). La gravité de la répétition des perturbations réduit la capacité de régénération ce qui mènera à une instabilité écologique (**Hobbs et Norton, 1996**).

1.2.5. Altération de régime de perturbation naturelle : régimes de perturbations qui interviennent naturellement dans un écosystème et qui servent au maintien de la biodiversité peuvent aussi être altérés. Les incendies de forêt, les inondations, les sécheresses, les invasions d'insectes ravageurs, les tempêtes de vent ou de neige et les chablis qui régulent normalement les écosystèmes en milieu naturel sont compromis, amplifiés ou éliminés en milieu perturbé (**UICN France, 2013**).

2. Impact de perturbation sur la biodiversité et fonctionnement des écosystèmes

Selon **Bernard** en 1996, le terme impact est utilisé pour désigner l'ensemble des conséquences directes ou indirectes qui sont causées par des facteurs directs ou indirects sur le milieu naturel (le biotope), les espèces végétales et animales qui y vivent (la biocénose) et les activités qui y sont pratiquées où qui l'utilisent. Les facteurs directs de changement qui influencent les processus des écosystèmes et leur biodiversité comprennent, le changement climatique, l'introduction d'espèces exotiques et envahissantes, la surexploitation des ressources naturelles, la pollution de l'environnement et la modification et fragmentation d'habitats. Selon les scientifiques, les facteurs directs sont nombreux, mais certains d'entre eux restent à jouer un rôle majeur dans le changement global, à savoir :

2.1. Changement climatique

Les phénomènes liés au réchauffement climatique deviendront probablement plus fréquents dans de nombreuses régions du monde (réchauffement et l'élévation du niveau des océans, modification de la fréquence et de l'intensité des précipitations, changement dans l'activité des tempêtes, réduction de la masse de glace et de neige, l'augmentation de risque d'inondation et de sécheresse). Ce phénomène qui a été entraîné progressivement par des diverses émissions causées par l'homme renforce considérablement l'effet de serre naturel. Le changement climatique aggravera probablement la perte de biodiversité et augmentera les risques d'extinction des espèces (**Barbault et Foucault, 2010**).

2.2. L'introduction d'espèces exotiques envahissantes

Les milieux perturbés peuvent être plus susceptibles à l'introduction d'espèces allochtones invasives qui peuvent menacer les espèces natives et modifier la dynamique des écosystèmes. (**Mack et al, 2000**). Elles sont des organismes vivants (animal ou végétal) qui a été introduit par l'homme consciemment ou involontairement, hors de son milieu naturel. Le terme exotique est employé par opposition aux espèces indigènes qui sont quant à elles des espèces naturellement présentes dans une région (native et/ou endémique). L'espèce est dite "envahissante" quand elle

s'adapte à son nouvel environnement et devient compétitif au ressource disponible en détriment d'espèces natives en causent des dommages importants pour la biodiversité et les habitats naturels ; ces espèces invasives provoquent des dégâts aux populations animales et aux communautés végétales. Ils sont une cause majeure d'extinction de plusieurs espèces en particulier les espèces. (Vila et Hulme, 2017).

2.3. Modification et fragmentation d'habitat

La modification et/ou la fragmentation des habitats, empêche les espèces de se déplacer et de mener ses activités biologiques (la reproduction, recherche des sources nutritives), ce qui restreindre la taille des populations et limitant ainsi les flux génétiques entre les communautés isolées (Fahrig, 2003). Par conséquent, la fragmentation d'habitat nuit à l'équilibre des écosystèmes et la communauté qu'il abrite, les populations qui y vivent sont clairsemées et sont dès lors beaucoup plus sensible aux imprévus environnementaux (Danin et Orshan, 1990).

2.4. La pollution

L'évaluation mondiale publiée par la **fondation pour la recherche sur la biodiversité en 2019** identifie la pollution comme le 4^e facteur de pression le plus important sur la biodiversité. La pollution correspond à une dégradation de l'environnement par des substances, des déchets ou des nuisances diverses. Il peut s'agir de particules fines, de gaz à effet de serre, de métaux lourds, de substances chimiques ou de matériaux non dégradables comme les plastiques. Ces polluants peuvent être dispersé sous formes solides (déchets) ; liquide (pesticide, pétrole, fertilisant) ou ils peuvent prendre une forme gazeuse (les pots d'échappement, les fumées d'usine) ; selon leur l'origine les polluants peuvent être physique (thermique ou radioactive), chimique (organique et inorganique ou toxique) ou biologique (bactérie, virus, cyanobactérie) et ils concernent différents types de milieux : l'atmosphère, les sols, les rivières ou les océans. Les pollutions sonores et lumineuses présentent également un fort impact sur le fonctionnement et la santé des écosystèmes mais sont encore relativement peu étudiées. Ingerée, respirée, entravant ou dérangement, la pollution de l'environnement affecte la santé de toutes les espèces, y compris les humains. La meilleure solution face à l'augmentation des déchets et des polluants est de réduire drastiquement leur production et leur utilisation, sans engendrer de nouvelles pollutions (FRB, 2019).

La pollution montre des effets négatifs également sur le fonctionnement des écosystèmes et la survie des espèces qui les composent (**Costanza, 1997 ; Galloway et al, 2008**). Cet impact négatif varie selon le milieu qu'il contamine. Ainsi, les produits chimiques agricoles et industriels constituent les polluants les plus courants des sols qui le plus souvent entraîneront une diminution des cultures qui y sont cultivées. En plus des éruptions volcaniques, la libération des gaz toxiques dans l'atmosphère par les automobiles, les déchets industriels constituent la deuxième cause de pollution atmosphérique. La pollution de l'eau est l'un des types de pollution la plus nocifs. Les polluants de l'eau les plus importants sont les déchets toxiques rejetés par les industries, les agents pathogènes émis dans les eaux usées, les produits chimiques nocifs dans le drainage agricole (**UICN France, 2013**).

Ces quatre facteurs directs découlent d'un ensemble de causes sous-jacentes. D'autre part, les facteurs indirects, qui reposent à leur tour sur des valeurs sociales et des comportements incluant les modes de production et de consommation. L'évolution de l'activité économique, la dynamique et les tendances démographiques, les innovations technologiques et les modes de gouvernance ; accentuent ou modifient l'action d'un ou de plusieurs facteurs directs. La variété des changements des facteurs directs et indirects diffère selon les régions et les pays (**Ellis et Ramankutty, 2008**).

3. Cas particulier des milieux perturbés : Centre d'Enfouissement Technique (CET)

Bien qu'un CET ou une décharge contrôlée soit un projet à durée limitée, mais ses effets ne le sont pas. Des nuisances peuvent apparaître, à court et à long terme d'une façon continue ou discontinue. Certains effets se sont avérés réversibles après fermeture surtout si une réhabilitation des sites était prévue (**Chadli, 2015**), d'autres sont persistant même après la fermeture d'une décharge, par exemple, une contamination des eaux souterraines peut se produire si aucune mesure n'était prise pendant l'exploitation. En revanche, l'impact sur le développement local peut être négatif pendant l'exploitation et bénéfique après fermeture et restauration. Le tableau ci-dessous résume les principales nuisances pour l'environnement auxquelles les CET en sont la principale source de son apparition.

Tableau 1: Les impacts physique, biologique, direct et indirect de CET sur les milieux naturels

Nature de nuisances		L'origine	Impact Direct/indirect
LES IMPACTS PHYSIQUES	Lixiviat	- Pénétration intermittente de l'eau de la pluie dans la masse de déchets	-Pollution des sols -Pollution des eaux (superficielles, souterraines) (Manik et Rahman, 2016)
	Biogaz (Méthane, l'ozone(O3), les oxydes d'azote (NO, NO2, les dioxydes de soufre (SO2)...))	- L'absence de système de drainage et de captage des biogaz	-Pollution de l'air -Effet de serre -Modification du climat -Pathologie des plantes (Manik et Rahman, 2016)
	envole	- Papiers, plastiques, feuilles, textiles...	-Pollution du milieu -Atteintes au paysage. (Nartey et Ofosu, 2019).
	Odeurs	-Déchets, les fermentations, les biogaz, lixiviation...	-Désagréments pour le personnel et les riverains
	Poussiers	- Circulation des véhicules (les camions de transport de décharges)	- Pollution d'air - Maladies chroniques
	Incendies et explosion	- Les déchets incandescents - Accumulation des biogaz	- Nuisance olfactive
	Bruit	- Circulation d'engins - L'avertissement sonore de camion. - Les transports annexes (maintenance, employés).	- Impact sonore - Les personnel des sites et riverains sont les premiers affectés par cet impact
	Déboisement et Défrichage	- Implantation d'une installation de stockage	- Effet sur la biodiversité et les habitats naturels - Détérioration de paysage - Changement climatique
Les impacts biologiques	Contamination de faune	- Attrait nutritif des déchets -Le transport des parasites des décharges vers l'organisme	-Risque sanitaire ; principal vecteur de maladie vers l'homme (maladie épidémique, infections, cancérigènes)
	Contamination de flore	- Exposition aux envoles - L'échappement de biogaz depuis la décharge	-Disparition d'espèces végétales sensibles -Apparition des nouvelles espèces rudérales et envahissantes -Banalisation de cortège floristique -Modification de la couverture végétale en général dans la zone (Mok et Teng, 2018)
	Santé publique	- Consommation ou se mettre en contact des organismes contaminés (faune, faune)	- Intoxication - Apparition des maladies aiguës et /ou chroniques

3.1. Généralités sur les CET en Algérie

Au cours des deux dernières décennies, la question de la gestion des déchets est devenue un des principaux défis auxquelles sont confrontées nos sociétés (Mateuh, 2004). L'augmentation de la production des déchets et leur prolifération dans les espaces urbaines est due à plusieurs facteurs tels que : l'accroissement démographique, l'expansion urbanistique, le développement des activités socio-économique et les mutations de mode de vie et de consommation (Mateuh, 2004 ; Benkhadra, 2011). Depuis l'année 2001, les autorités algériennes ont opté pour l'enfouissement des déchets municipaux comme méthode d'élimination privilégiée, au détriment de la mise en décharge qui était traditionnellement utilisée (Ademe, 1998 ; Benkhadra, 2011). Cette décision a entraîné la mise en place d'un programme ambitieux de centres d'enfouissement technique (CET) sur l'ensemble du territoire national. Le tableau suivant représente les types d'élimination utilisés actuellement dans des proportions variables en Algérie :

Tableau 2 :

Tableau 2: Types d'élimination des déchets en Algérie
(Benrabah et al, 2018 ; Boudjemai et al, 2017) :

TYPE D'ELIMINATION	POURCENTAGE
Les déchets destinés à l'élimination sont mis en décharge sauvage	57%
Les déchets brûlés à l'air libre dans des décharges non contrôlées	30%
Les déchets destinés à être valorisés par recyclage	2%
Les déchets destinés à être valorisés par compostage	1%

D'après l'Agence Nationale des Déchets (AND), l'Algérie génère chaque année 10 à 12 millions tonnes des déchets ménagers. Ces quantités pourraient dépasser les 30 millions tonnes en 2025 si aucun politique de prévention n'est mise en œuvre et les mêmes tendances macroéconomiques se prolongent dans les années qui viennent (Djemaci, 2012).

3.1.1. Définition de CET

Un centre d'enfouissement technique est une installation permettant de stocker les déchets, et est un ensemble de « casiers » divisés en alvéoles, dépendants sur le plan hydraulique et entourés de digues étanches (Jean M, 2005). Un CET est assimilé à un vaste réacteur biochimique donnant lieu à des réactions et à des évolutions complexes qui aboutissent à la transformation chimique, physique et biologique des déchets (Martin, 2006). Actuellement, la mise en décharge est utilisée comme méthode de gestion des déchets dans la grande majorité des états son importance varie toutefois selon les pays (Ademe, 1998).

3.1.2. L'objectif de CET : Le CET a plusieurs objectifs parmi lesquelles on cite (**Smith et Johnson, 2019**).

- Limiter les nuisances,
- Éviter les risques de pollution,
- Maitriser les effluents liquides : le lixiviat,
- Maitriser les effluents gazeux : le biogaz,
- Valoriser les déchets,
- Lutter contre les incendies, l'envol des déchets, le chiffonnage et les odeurs.
- Améliorer le cadre de vie des citoyens,
- Pérenniser l'équilibre des écosystèmes et de paysage,

3.2. La classification des centres d'enfouissements techniques

Les centres de stockage de déchets sont répartis en des classes selon la nature des déchets et en fonction de mode de stockage qui correspond à la perméabilité du sol.

3.2.1. Classification des CET selon la nature des déchets

Selon **Faurie et al** en **2006**, en distingue 3 types de décharges ou de centres d'enfouissement technique (CET).

- ✓ **CET de classe I :** Destiné à accueillir les déchets industriels dangereux
- **Les déchets industriels spéciaux de catégories A :** les résidus de l'incinération, les résidus de la sidérurgie ; poussières, boue d'usinage, les résidus de forages ; les déchets minéraux de traitement chimique ; oxydes métallique.
- **Les déchets de catégories B :** Les résidus de traitement d'effluents industriels et d'eaux industrielles, de déchets ou de sols pollués, Les résidus de peinture : déchets de peinture solide, de résine de vernis, Les résidus de recyclage d'accumulateurs et de batteries : les réfractaires et autres matériaux minéraux usés et souillés.
- ✓ **CET de classe II :** Ce sont des sites semi-perméables comme les terrains sablo-argileux. Ils ne peuvent recevoir que les déchets ménagers provenant de l'activité domestique ainsi que les déchets industriels et hospitaliers assimilables aux ordures ménagères. Ce sont des installations classées pour la protection de l'environnement, reçoit les ordures ménagères et déchets assimilés, ces déchets sont répartis en deux catégories : (**Ouchiha et al, 2016**).

- **Catégorie A** : Son comportement est très évolutif et des déchets conduisant à la formation de lixiviats contaminés et de biogaz comme les ordures ménagères, déchets de voirie, etc.
- **Catégorie B** : déchets dont est peu évolutif, et ont une faible capacité de dégradation biologique et présente un caractère polluant modéré tels que les plastiques, métaux, ferrailles, verre, refus de tri, non fermentescibles ; ce sont des déchets peuvent être valorisés, déchets peu valorisables avec un caractère minéral (boues, poussières, etc.).
 - ✓ **CET de classe III** : Ce sont les installations de stockage recevant essentiellement des déchets inertes. Ces décharges, ne reçoivent que les déchets inertes d'origine domestique comme les déchets issus du bricolage familial qui peuvent également être stockés dans les décharges de classe II et les déblais et gravats qui peuvent également être stockés dans les décharges de classe II. Ils reçoivent aussi les déchets de chantiers et les déchets de carrière (Belghali, et al, 2017).

3.2.2. Classification de CET selon le mode de stockage : Les principaux types de décharges contrôlés sont distingués comme suite.

- ✓ **La décharge contrôlée traditionnelle (classique)** : Dans ce type de décharge, les déchets sont déposés en couches régulières sur un sous-sol adapté et recouvert de sable contenant de l'argile. Il est recommandé pour les zones rurales car il dispose de beaucoup d'espace (Joshi et Ahmed, 2018).
- ✓ **La décharge contrôlée de type compact** : La méthode classique de décharge contrôlée moins efficace du fait de la diminution de la densité des déchets cela est dû au développement aux emballages en plastique et en papier. Les déchets sont compactés par des engins lourds à roues spéciales qui tassent les déchets en diminuant leur volume (Labadi et Saadoudi, 2019).

3.3. Avantages et Inconvénients de CET : On a longtemps considéré les déchets comme des matériaux qui ne servent plus et qu'il faut jeter. Il existe quatre façons de se débarrasser des déchets : les jeter, les enterrer, les brûler ou les composter (Berg et al, 2009), c'est ce qui distingue un centre d'enfouissement de nombreux avantages et inconvénients.

3.3.1. Avantages de CET

Un CET se distingue des décharges non contrôlées par le fait qu'elle est moins polluante pour l'environnement, grâce au contrôle sur les matières qui entrent dans la décharge et l'existence du tri et la récupération de certaines matières, en plus de multiples mode de traitements et de valorisation des matériaux issus des activités de CET (**Zelaghi et al, 2018**). Selon **Leroy en 1997**, traiter un déchet c'est lui permettre soit d'être valorisé : cas de tous les tris, récupération, transformations qui permettront de lui trouver une utilisation, soit d'être rejeté dans le milieu extérieur dans des conditions acceptables.

L'enfouissement de déchets ménagers et assimilés reste la méthode la plus privilégiée en Algérie à cause du taux excessif d'humidité qu'ils recèlent d'une part, et non maîtrise d'autres filières comme l'incinération ou le compostage d'autre part (**Bennadir, 2013**). Ces centres de stockage de déchets ménagers et assimilés doivent avoir une modalité de contrôle afin de prévenir toute fuite ou dysfonctionnement. Cette surveillance devrait être basée sur des analyses physico-chimiques régulières des eaux souterraines via des piézomètres implantés en amont et en aval de CET (**Chaïeb et al, 2016**).

○ Traitement de lixiviat

Le lixiviat ou « jus de décharge » est attribué à la solubilisation des composés lors de la pénétration inégale et intermittente de l'eau dans la masse de déchets. Le lixiviat peut provenir de la prédation de l'eau de pluie qui pénètre et chargent divers contaminants des déchets et/ou des déchets eux-mêmes. La genèse du lixiviat est donc la conséquence de l'infiltration dans la masse de déchets d'eaux de pluie, d'eaux de ruissellement et d'eaux souterraines (dans le cas où les déchets sont enfouis sous la nappe phréatique), mais elle est aussi due, en plus faible partie, à la présence d'humidité dans les déchets au moment de leur enfouissement (**Chedebaf et Belaid, 1999**). Les lixiviats ne peuvent être rejetés directement dans le milieu naturel ; ils doivent être soigneusement collectés et traités, ils sont très polluants et nocifs pour l'environnement. Les lixiviats peuvent être soit traités sur place s'il existe une structure adaptée, soit exportés vers une station d'épuration ou une installation industrielle de traitement de produits chimiques (**Tristan, 2013**). Ou ils doivent être dirigés vers les bassins de rétention à travers un réseau de tuyaux en à haute densité, perforés et installés au fond des casiers. Ils sont recouverts de pierre concassés et d'un géotextile pour éviter les risques de colmatage (**Addou, 2009**).

○ **Traitement de biogaz :**

Les gaz d'enfouissement sont les gaz générés à partir de déchets d'enfouissement et mis en décharges. Le biogaz est un mélange composé essentiellement de méthane et de dioxyde de carbone (**Chedebaf et Belaid, 1999**). La captation de biogaz produit de CET est nécessaire pour la limitation des émissions de gaz à effet de serre et convertir comme une source d'énergie qui provient de la dégradation de la matière organique en l'absence d'oxygène. Ces traitements font partie des avantages de CET car leur pratique aide à éviter de nombreux risques qui peuvent à leur tour être dirigés vers l'état d'environnement et ce qu'il contient.

3.3.2. Inconvénients de CET

Les CET sont responsable des aspects négatifs qui ont été à l'origine de nombreuses modifications des écosystèmes et du changement des caractéristiques d'environnement dans lequel il se trouve et selon **Akabir et al, 2012**, la plupart des CET, leur principal inconvénient est ; choix d'un site convenable, nécessité d'une exploitation rigoureuse, solution temporaire (capacité du site), cependant, ils présentent de nombreux inconvénients dont certains sont les suivants :

- Le cas de manque de moyens pour s'est doté des systèmes chargés de la récupération des eaux de lixiviation,
- La négligence des réseaux de collecte des eaux de pluie et le rejet des influents souillés au milieu naturel ; cela conduire à un mélange de l'eau souillée (lixiviation), les envols et peut être même les déchets solides avec les eaux naturelles (les eaux des cours d'eau près de déchetterie) ce qui entraine des pollutions (pollution olfactive),
- L'absence des barrières d'étanchéités conduire à l'infiltration des eaux de lixiviation dans le sol et sous-sol (nappe phréatique),
- Les pollutions accidentelles qui surviennent à la suite d'une négligence et d'un manque de surveillance et vérification continue ou temporaire des endroits et des appareils du CET,
- Un revêtement fait de matériaux autres que le béton et des couches géotextiles et géomembrane ont une faible capacité d'empêcher l'infiltration des eaux contaminés vers le sol et ne garantissent pas leur étanchéité,
- Dans le cas où un CET a une absence des systèmes de drainage et de captage de biogaz, cela conduit à la dispersion des gaz ainsi que des polluants dans l'air,
- Ils sont généralement des sites non clôturés et en contact direct avec les milieux naturels,
- Manque de neutralisations des odeurs au niveau de sites (fermentation des casiers),

- L'utilisation de camions de transports de déchets découverts ce qui entraîne le risque d'envols au cours du transport,
- Ce sont des principales sources de bruit, ces derniers et principalement due à la circulation des véhicules transportant les produits entrants et les produits valorisés et l'avertisseur sonore de recul des camions.

4. Impacts de CET sur l'environnement et la biodiversité

Dans les centres d'enfouissement techniques lorsque les conditions de confinement sont insuffisantes, les déchets peuvent propager et répandre des contaminants et diverses substances chimiques et microbiologiques dans l'environnement, qui sont reconnues pour leur pouvoir toxique. L'infiltration de lixiviats, la formation de biogaz et la diffusion des déchets solides, sont des phénomènes peuvent entraîner des pollutions des ressources naturelles et créent des impacts mentionnés ci-dessous résultants de l'exploitation de CET.

4.1. Impact de CET sur l'environnement

4.1.1. Pollution de l'eau

La pollution de l'eau est un phénomène qui peut être provoqué par la dispersion des déchets ou leurs éliminations d'une façon anarchique qui contaminent les eaux souterraines appelée la pollution des nappes phréatiques qui est aggravée par la lente percolation de nombreux contaminants des eaux usées souillées du CET (**Ramade, 2005**), par l'infiltration des lixiviats lors du lessivage des dépôts de déchets par les eaux des pluies (**Dorbane, 2004**). La pollution de source d'approvisionnement en eau potable, peut être à l'origine de maladies à transmission hydrique (cholera, typhoïde, etc....).

4.1.2. Pollution de l'air

La principale source de pollutions de l'air causé par les CET, est la combustion provoquée, accidentelle ou spontanée de dépôts de déchets à l'air libre, qui donne naissance à de grandes quantités de fumées et d'odeurs et nauséabondes (**OMS, 1971**). On considère que l'air est pollué quand il contient des substances qui n'entrent pas dans sa composition naturelle de base et qui peuvent entraîner des nuisances plus ou moins graves (**Desachy, 2001**). La pollution de l'air peut également résulter de la décomposition naturelle des déchets entraîne des sous-produits et de nombreux types d'émissions tel que le méthane (CH₄), le dioxyde de carbone (CO₂), l'hydrogène (H₂), l'ammoniaque (NH₃), les chloro-fluro-carbone (CFC), l'augmentation de la concentration

de ces gaz dans l'atmosphère engendre des effets irréversibles et dangereux, tel l'effet de serre, le réchauffement climatique et les pluies acides...etc. (**Dorbane, 2004**).

4.1.3. Pollution du sol

Le sol est l'interface entre l'atmosphère, la biosphère et l'hydrosphère ; le sol a une importance et une position qui le rend occupé par les processus des échanges avec les autres éléments biotopes, et qui lui permet de jouer un rôle important dans les cycles de nombreux éléments (**Jobbágy et al, 2000**). Toutefois, ils sont des lieux de passage et des points de transit pour de nombreux flux de matières et il constitue des ensembles vulnérables qui sont souvent exposés à la pollution par différentes particules toxiques. (**Ngo et Regent, 2004**). Une contamination des sols au niveau des sites des décharges présente souvent une très forte pollution due à un déversement (parfois volontaire par le passé) de divers résidus minéraux ou organiques de très forte toxicité et aux dépôts de déchets afférents, (**Ramade, 2005**), par les retombées atmosphériques liées à l'incinération (plomb, COV ...etc.), la percolation des lixiviats de décharges et l'épandage de composants ou de boues contribuent à la contamination physico-chimique et/ou microbiologique des sols (**Nollet, 1995**).

4.2. Impact sur la biodiversité et la dynamique des écosystèmes

Les CET sont responsables de nombreuses pollutions et considérés comme le premier facteur affectant la biodiversité et l'équilibre des écosystèmes dans les sites d'implantation et de ces environs, à laquelle s'ajoutent la contamination et la perturbation. L'exposition des populations animales ou végétales soit directement, par inhalation, soit indirectement, par ingestion d'eau contaminée ou de produits consommables irrigués par une eau contaminée (**Medina et Fracalossi, 2021**). Il existe un autre risque réel ; que les eaux souterraines et les eaux de surface, sont les composantes de l'environnement les plus susceptibles d'être contaminées par le lixiviat (**Gareau, 2001**). Le lixiviat peut ainsi causer de réels dommages à la faune et la flore des lieux environnants s'il coule directement dans les lacs et rivières. Il peut également intoxiquer les animaux qui s'y abreuvent (**Seguin, 1994**) surtout si les sites ne sont pas étanches et munis d'infrastructures de captation et de traitement de lixiviat (**Belanger, 1995**). Tout ça va entraîner un déséquilibre des écosystèmes environnants, une diminution de la biodiversité et sa détérioration jusqu'à l'extinction avec le changement dans l'organisation des communautés végétales (fragmentation et/ou destruction des habitats) et la colonisation de nouveaux organismes (introduction des espèces invasives).

Chapitre 2 :

Valorisation de la biodiversité

Le deuxième chapitre explore les différentes voies de valorisation de la biodiversité, en mettant en évidence les différentes applications ainsi que les avantages qu'elles offrent.

2.1. Valorisation dans le domaine de bioremédiation

Toute substance introduite dans l'environnement en quantité anormale est considérée comme un contaminant conduisant à la pollution des écosystèmes. La pollution reste un défi majeur pour la biotechnologie environnementale, pour y remédier, il faut faire appel à des techniques efficaces, moins coûteuses, respectueuses de l'environnement et qui s'appuient sur le métabolisme des êtres vivants (microorganismes et plantes) (**Christopher et al, 2016**). Le challenge est donc d'accélérer ces processus naturels (**Megharaj et al, 2011**) en utilisant les méthodes suivantes :

2.1.1. Bioremédiation des sites pollués par les microorganismes

La bioremédiation provient de deux concepts : «bio (vivants) et remédiation (fixer ou guérison)». Est un processus qui utilise des micro-organismes, des plantes ou des enzymes pour traiter les sites pollués (**Gaur et al, 2013**). Généralement, les bioprocédés d'élimination des polluants sont regroupés dans la biosorption ou dans la bioaccumulation (**Singh et al, 2013**). Il existe deux principales méthodes de la bioremédiation ; la bioaugmentation et la biostimulation :

➤ **Bioaugmentation**

Elle consiste à introduire des cultures de microorganismes au milieu contaminé dans l'objectif d'augmenter la biodégradation des polluants tels que les hydrocarbures (**El Fantroussi et Agathos, 2005**). Les microorganismes utilisés dans la bioaugmentation sont sélectionnés pour leur capacité à dégrader spécifiquement les polluants ciblés. Plusieurs études ont été menées pour évaluer l'efficacité de la bioaugmentation dans la dégradation des hydrocarbures. Par exemple, l'étude de Smith et al. (**2017**) a démontré l'efficacité de l'utilisation de souches bactériennes spécifiques pour dégrader les hydrocarbures dans les sols contaminés. Ils ont observé une augmentation significative de la biodégradation des hydrocarbures. De plus, l'étude de Chen et al. (**2019**) a montré que l'ajout de consortiums microbiens dans les systèmes aquatiques contaminés par des hydrocarbures pouvait favoriser la dégradation rapide et efficace de ces contaminants.

➤ **Biostimulation**

Dans certains sites pollués, la pauvreté en éléments nutritifs rend la biodégradation des polluants lente. Pour remédier à ce problème, une méthode de biostimulation est proposée qui a pour objectif de stimuler l'activité des populations microbiennes autochtones par l'ajout des

nutriments tels que l'azote, le phosphore, l'oxygène et/ou de source de carbone dans le site contaminé (Delille et al, 2004 ; Kalantary et al, 2014).

2.1.2. Phytoremédiation des écosystèmes dégradés

La phytoremédiation est définie comme l'utilisation des plantes vertes qui ont le pouvoir d'accumuler et/ou de tolérer des niveaux extrêmement élevés de polluants dans leurs différentes parties (racines et/ou feuilles) afin de les rendre inoffensifs (Mohanty et Patra, 2011). La phytoremédiation se divise en plusieurs stratégies :

➤ **Phytoextraction**

C'est une méthode de décontamination des sols et des sédiments qui repose sur l'accumulation des polluants dans les parties aériennes des plantes. Cette approche biotechnologique offre une alternative prometteuse pour remédier à la pollution des sols causée par divers polluants tels que les métaux lourds et les composés organiques (Glick, 2010)

➤ **Rhizofiltration**

La rhizofiltration est une méthode qui exploite les capacités des plantes terrestres à développer leurs systèmes racinaires dans des eaux contaminées, permettant ainsi la concentration de quantités significatives de contaminants, tels que les métaux lourds, grâce à leur biomasse racinaire importante (Chen et al, 2020).

➤ **Phytostabilisation**

C'est une approche qui vise à immobiliser les métaux présents dans le sol en utilisant des plantes, que ce soit avec ou sans l'ajout d'amendements fertilisants et/ou stabilisants. Cette méthode repose sur la capacité des plantes à réduire la migration et la disponibilité des métaux lourds, contribuant ainsi à stabiliser la contamination du sol (Wang et al, 2017).

➤ **Phytovolatilisation**

En phytovolatilisation, les métaux stockés sont convertis en une forme volatile moins toxique et libérée dans l'atmosphère. Le milieu (le sol) est donc remédié et le polluant transféré de la lithosphère vers l'atmosphère sans besoin de faucher les plantes, ni de les brûler (Girard et al, 2005).

2.1.3. Dépollution des sols par l'association plante-microorganisme

Les plantes et les microorganismes peuvent également être utilisés en association dans la remédiation des sites contaminés. Les microorganismes vivent en étroite association avec les racines de certaines plantes et dépendent de substances excrétées par les racines, ce qui améliore la dépollution du sol (Rajkumar et al, 2012).

2.2. Valorisation dans le domaine de la phytochimie

Les plantes représentent une source précieuse d'innombrables composés chimiques d'intérêt. La phytochimie est l'étude des produits chimiques naturels produits par les plantes et des processus biologiques qui les régissent. Ces produits possèdent souvent des propriétés médicinales, pharmacologiques et industrielles qui suscitent un vif intérêt pour leur valorisation (**Patwardhan et al, 2018**). Les métabolites primaires sont des produits dérivés directement du métabolisme primaire : sucres simples, acides aminés, protéines, acides nucléiques et produits organiques, qui interviennent dans la structure de la cellule végétale ainsi que dans ses fonctions physiologiques principales (**Hobbs et al, 1996**). Contrairement aux métabolites primaires, les métabolites secondaires ne participent pas à la croissance ni à la reproduction de l'organisme qui les produit. Les métabolites secondaires sont synthétisés à partir de molécules précurseurs et d'éléments constitutifs fournis par les métabolites primaires (**Barka, 2015**). Elles sont historiquement plus spécifiques aux plantes, bactéries et champignons. Les métabolites secondaires ont parfois des structures chimiques complexes et peuvent être classés en fonction de leurs propriétés chimiques ainsi que de leur origine (**Kinghom et Balandrin, 1993**).

2.2.1. Métabolites secondaires chez les plantes médicinales

Les plantes médicinales ont été pendant longtemps le principal voir l'unique recours traditionnel pour soigner de diverses pathologies, et autant que matière première pour la médecine moderne. Les métabolites secondaires des plantes jouent un rôle dans la protection contre les microorganismes, les animaux et même d'autre plantes, ils jouent donc un rôle primordial dans la lutte contre diverse maladies et herbivores (**Balandrin et al, 1985**). Il existe quatre classes principales de métabolites secondaires chez les plantes (**Nicholson et al, 2020**).

• Composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des molécules spécifiques du règne végétal (**Mompon et al, 1996**). Ils jouent un rôle majeur dans les interactions de la plante avec son environnement, contribuant ainsi à la survie de l'organisme dans son écosystème (**Richter, 1993 ; Balasundram et al, 2006**).

• Les terpénoïdes

Les terpènes sont des composés hydrocarbonés naturels qui présentent une structure cyclique ou ouverte. Leur formule brute est généralement notée $(C_5HX)_n$, où **X** varie en fonction du degré d'insaturation de la molécule. La valeur de **n**, qui représente le nombre de répétitions de l'unité de base isoprène, peut varier de 1 à 8, à l'exception des polyterpènes qui peuvent dépasser

100. L'isoprène, avec une formule C_5H_8 , est considéré comme la molécule de base des terpènes. (Daily, 2007).

• Les hétérosides

Les hétérosides ou glycosides sont des molécules constituées d'une combinaison d'oses et de substances non glucidiques. Ils constituent des substances de réserve situés dans les vacuoles cellulaires (Aref, 2015).

• Alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés à bases azotées, généralement, d'origine végétale et doués, à faible dose, de propriétés pharmacologiques (Martin et Kneifel, 1972). Ils figurent parmi les principes actifs en pharmacologie. L'intérêt qu'on leur porte reposait traditionnellement sur leur action physiologique et psychologique chez l'homme (William, 2003).

2.3. Activités biologiques des plantes médicinales

Depuis l'antiquité, l'homme utilise les plantes comme source de nourriture et plus tard consommées à des fins thérapeutiques, connues par la suite comme plantes médicinales. Ces plantes sont utilisées, le plus souvent, sous forme desséchée ou à l'état frais (Sofowora, 2010). Une plante est étudiée pour ses propriétés particulières bénéfiques pour la santé humaine ou animale. Elle est utilisée de différentes manières, et une ou plusieurs de ses parties peuvent être utilisées (racine, rhizome, feuilles, fleurs, tiges... etc.) (Abidi et al, 2018). La majeure partie des plantes cultivées à travers le monde est utilisée dans le domaine de la phytothérapie, la production de molécules médicinales allopathiques et la fabrication d'arômes. Les fruits, les légumes, les herbes et autres plantes offrent des avantages potentiels pour la santé, notamment des propriétés antioxydantes, anticancéreuses, anti-athérosclérotiques, antimutagènes et anti-angiogéniques, entre autres (Li et al, 2020).

2.3.1. Activité antioxydante

Chaque plante médicinale se distingue par ses composants antioxydants qui sont responsables de rompre la chaîne de création des radicaux libres pour ne pas détruire les molécules saines de l'organisme. Les antioxydants des plantes sont principalement constitués d'acides phénoliques, de flavonoïdes et de catéchine. La betterave (*Beta vulgaris*) est utilisée depuis longtemps dans la médecine traditionnelle arabe pour traiter une grande variété de maladies et elle a été utilisée pour ses propriétés carminatives, emménagogues et hémostatiques et protectrices rénales et pour le traitement des maladies cardiovasculaires. La betterave est connue pour être un puissant

antioxydant et antimicrobien. Le laitron maraîcher (*Sonchus oleraceus*) est connue pour son activité antioxydante tels que l'inhibition de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂), chélation de Fe²⁺, DPPH...etc (Schaffer et al, 2005).

2.3.2. Activités antimicrobiens

Les recherches actuelles sur les molécules antimicrobiennes d'origine naturelle se concentrent principalement sur les plantes, car ils peuvent être achetés plus facilement et seront sélectionnés sur la base de leur utilisation en médecine traditionnelle (Yano et al, 2006). Les composés terpéniques agissent en perturbant la structure de la membrane plasmique, en formant des complexes avec la paroi cellulaire, en inhibant les enzymes et en interagissant avec l'ADN. En médecine, les composés actifs de plantes sont utilisés comme antiseptique et anesthésique local (Boukhatem et Kameli, 2012).

2.3.3. Autres activités biologiques

Les fruits, légumes, herbes et autres plantes démontrent également d'autres activités biologiques telles que des propriétés anticancéreuses, antimutagènes et inhibitrices de l'angiogenèse, entre autres (Mani et al, 2012).

2.4. Métabolites secondaires chez les actinomycètes

2.4.1. Caractéristiques générales des actinomycètes

Les actinomycètes sont des bactéries aérobies à Gram positif. Ils sont ubiquitaires qui se trouvent principalement dans différents écosystèmes (Loqman, 2009), mais le sol reste leur habitat le plus important (Ranjani et al, 2016). Ce sont des bactéries hétérotrophes qui forment une structure végétative de type mycélien, plus fine que celle des champignons. La morphologie des actinomycètes ressemble beaucoup à celle des champignons, ils forment des filaments ramifiés (hyphes) et des spores asexuées (Barka et al, 2015). Ils ont une croissance circulaire, et un cycle de développement complexe qui commence par la germination des spores, suivie de la production de mycélium primaire formé à partir d'hyphes, suivie d'une ramification. Le mycélium se développe du bas vers la surface pour former un mycélium « secondaire » ou aérien, et les extrémités du mycélium aérien se différencient pour former des spores (figure 1), qui sont le moyen de dissémination (Smaoui, 2010). Il a été démontré que les métabolites secondaires des actinomycètes sont impliquées dans le développement mycélien, et qu'ils confèrent des avantages adaptatifs à la survie dans l'environnement compte tenu de leur activité, et qu'ils jouent un rôle dans la symbiose ou la communication microbienne (Chater et al, 2010).

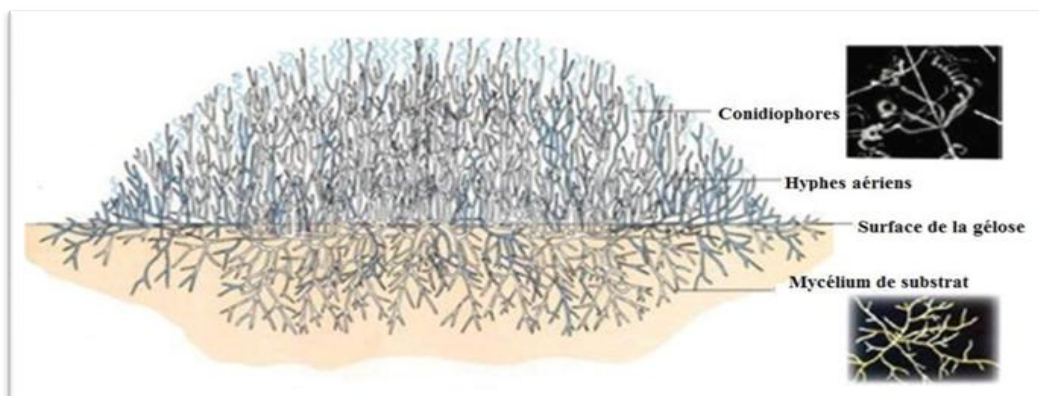


Figure 1: La coupe transversale d'une colonie d'actinobactéries qui se développant sur un milieu de culture gélosé (Prescott et al, 2018).

Les actinomycètes ont la capacité de produire une large variété de métabolites secondaires entre autres des antibiotiques et des enzymes extracellulaires. Ils produisent des antibiotiques appartenant à différents classes chimiques tels que les beta-lactames, les glycopeptides, les aminoglycosides, les quinolones, les sulfonamides, les polymyxines, les chloramphenicol, etc. (Kitouni et al, 2005). Comme ils produisent des enzymes telles que les cellulases et les xylanases impliquées dans le recyclage de la matière organique complexe présente dans le sol. Ces enzymes sont appliqués dans différents domaines tels que l'industrie alimentaire et textile (Gulve et desh mukh, 2012).

Les actinomycètes produisent aussi des métabolites utilisés en agriculture pour lutter contre les ravageurs et les mauvaises herbes (biopesticides) (Selim et al, 2021). L'anisomycine est un herbicide produit par *Streptomyces toyocaensis* (Sekizawa et Takematsu, 2013) et les avermectines sont des insecticides produits par *Streptomyces avermitilis* (Hamedi et Wink, 2017). Les actinomycètes sont connus aussi pour leur pouvoir à favoriser la croissance des plantes, ainsi que la production d'une large gamme de composés antimicrobiens et d'enzymes qui jouent un rôle essentiel dans le maintien de l'écologie et de la fertilité du sol (Adriana et al, 2019).

2.5. Activités biologiques des actinomycètes

2.5.1. Activités antifongique des actinomycètes

La lutte biologique utilisant des microorganismes antagonistes est considérée comme une méthode économique et écologique pour lutter contre les champignons phytopathogènes afin de protéger les plantes (Abbas et al, 2020). Les actinomycètes ont la capacité d'inhiber la croissance d'un large éventail de champignons phytopathogènes via la production de métabolites antifongiques et des enzymes extracellulaires hydrolytiques, qui peuvent dégrader la paroi cellulaire des champignons (Wei et al, 2020).

2.5.2. Activité antibactérienne des actinomycètes

Les actinomycètes sont bien connus pour la production d'antibiotiques capables d'inhiber ou de limiter la croissance des bactéries pathogènes (Meurant, 2012). Les substances produites par les actinomycètes, en particulier du genre *Streptomyces* comprennent toutes les classes de médicaments utilisées aujourd'hui dans la prescription médicamenteuse, telles que les β -lactamines, tétracyclines, macrolides, aminoglycosides ou glycopeptides (Mast et Stegmann, 2019).

2.5.3. Activité antiviral des actinomycètes

Plusieurs études ont rapporté que les actinomycètes sont capables de produire une variété de composés antiviraux agissant contre les virus pathogènes (Rajkumar et al, 2018).

2.5.4. Activité antiparasitaire

Plusieurs travaux de recherche se focalisent sur le développement de composés antiparasitaires naturels (Ismail et al, 2020). Les actinomycètes sont connus pour la production de substances antiparasites à savoir l'Avermectine qui provoque une paralysie et la mort du parasite ciblé (Salman et al, 2022) et la valinomycine active contre *Leishmania major* et *Trypanosoma brucei brucei* (Pimentel-Elardo et al, 2010).

Partie 2 : Matériel et méthodes

Chapitre 1 : Etude des sites

1. Présentation des sites et localisation des CET

Les observations présentées dans ce guide ont été réalisées dans deux wilayas, à savoir Guelma (CET de Bougergar) et Mila (CET d'Ouled Bouhama). Ces deux wilayas sont situées dans le Nord-Est de l'Algérie et partagent des conditions climatiques similaires. Elles se trouvent toutes les deux dans la région de l'Atlas Tellien, caractérisée par un climat méditerranéen avec des étés chauds et secs et des hivers doux et pluvieux (Benabdeli et al, 2018), avec une distribution saisonnière prédominante en hiver et au printemps. Ces conditions climatiques favorisent la diversité de la flore locale, qui s'adapte à la fois aux périodes de sécheresse estivale et aux pluies hivernales (Bensalma et al, 2020)

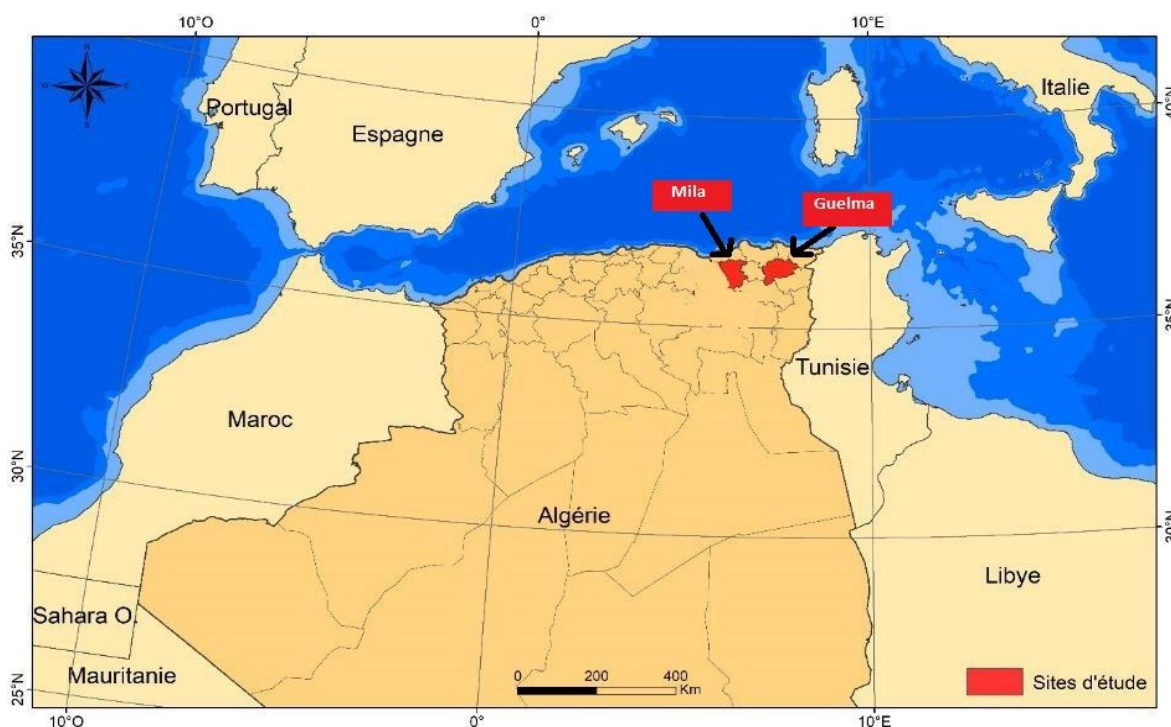


Figure 2: Localisation géographique des sites d'étude

2. Description des sites

2.1. Wilaya de Mila

La wilaya de Mila, située dans la région Est de l'Algérie, est un territoire dynamique qui exerce une influence majeure sur sa région environnante. Avec une population diversifiée. Reconnue pour son potentiel économique, social et territorial, la wilaya de Mila offre un environnement propice à la croissance. Le paysage varié de la wilaya de Mila, composé de plaines, de montagnes et de plateaux, crée un cadre favorable à diverses activités. L'agriculture joue un rôle essentiel dans la région, avec une expertise reconnue dans la culture des oliviers, des agrumes et des céréales. En tant que chef-lieu de la wilaya, Mila est un centre urbain animé, offrant un riche héritage historique et culturel (ONS, 2019)

- **CET d'Ouled Bouhama**

Le centre d'enfouissement technique d'Ouled Bouhama est le plus grand CET de la région (11 Ha) (Figure 3). Situé à 3 Km au Sud-Ouest du dit-lieu, il reçoit quotidiennement plus de 200 tonnes de déchets provenant de 19 communes sur les 32 que compte la wilaya. Ce CET est doté d'un casier couvrant 2,5 ha et d'une station de traitement des lixiviats récemment opérationnelle qui a la capacité de traiter 110 m³ de lixiviat en 24 heures et extraire 80 m³ d'eau traité par jour. Le site est implanté dans une région dont la majorité des terres sont à vocation agricole. Une flore peu luxuriante vient se développer à l'intérieur du CET, entre le casier des déchets et les bassins de traitement des lixiviats, formant quatre placettes homogènes de 0,8 ha.

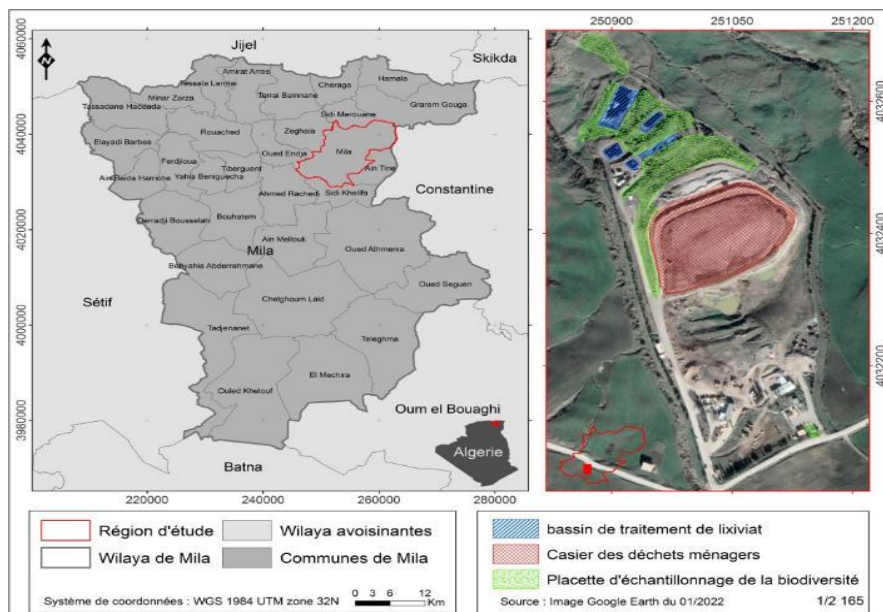


Figure 3: Localisation géographique du CET d'Ouled Bouhama (Chekchaki, 2022)

2.2. Wilaya de Guelma

La wilaya de Guelma, située également dans la région Est de l'Algérie, occupe une position stratégique et joue un rôle significatif dans son territoire. Avec une population diverse. Reconnue pour son potentiel économique, social et territorial. La wilaya de Guelma offre une atmosphère dynamique et attractive. La géographie de la wilaya de Guelma se compose de plaines, de collines et de massifs montagneux, créant un paysage pittoresque. La région est célèbre pour son patrimoine historique, qui attise l'intérêt des visiteurs. L'agriculture et l'industrie jouent un rôle majeur dans l'économie locale, notamment dans les secteurs agroalimentaire et métallurgique (ONS, 2019)

- **CET de Bougergar**

La wilaya de Guelma compte un seul centre d'enfouissement technique de 10 ha, celui de **Bougergar** (2,5 Km au Nord-Est du dit-lieu) (Figure 4). On estime sa moyenne d'existence à 5 ans, en raison de la grande quantité de déchets qu'il reçoit (72600 tonnes de déchets/an), en provenance de 13 communes sur un total de 34 de la wilaya, ce qui sature rapidement les casiers de 2,5 ha. Cela dit, il possède une station de traitement des lixiviats d'une capacité de 80 m³/jour et dont les eaux traitées peuvent être utilisées dans plusieurs domaines comme pour l'irrigation agricole. Le CET accueille diverses espèces végétales occupant 3,6 ha des terres qui entourent le casier et les bassins de traitement.

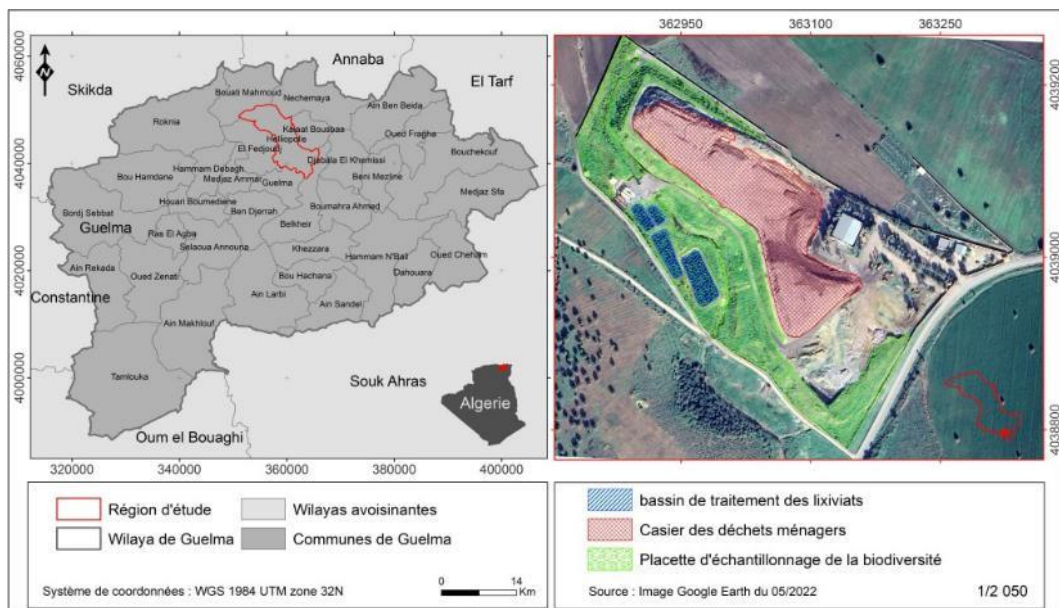


Figure 4: Localisation géographique du CET de Bougergar (Chekchaki, 2022)

3. Climat des sites

Le climat joue un rôle essentiel dans la répartition et la survie des organismes vivants (Metallaoui, 2010) et il est influencé par divers facteurs tels que la température, les précipitations, l'humidité, le vent, la lumière, et bien d'autres (Boulbair et Soufane, 2011). Afin de caractériser l'état climatique de nos régions et de mettre en évidence les répercussions de ces facteurs sur l'activité des êtres vivants, nous avons pris en compte des données climatiques recueillies sur une période de 30 ans (de 1992 à 2022) provenant de la station météorologique de Mila et de Guelma. Ces stations ont été choisies comme référence car elles sont la plus proches de notre zone d'étude. Dans les paragraphes suivants nous caractérisant d'abord, les températures (T) et les précipitations (P), ces deux éléments seront ensuite synthétisés dans des indices numériques et graphiques.

3.1. Climat de Mila

Mila bénéficie d'un climat méditerranéen caractérisé par des étés chauds et secs, et des hivers doux et pluvieux. Les températures estivales peuvent atteindre en moyenne 33°C, tandis que les températures hivernales se situent généralement autour de 5°C. Les précipitations sont réparties de manière relativement uniforme tout au long de l'année.

3.1.1. Température : (<https://www.climatologylab.org/terraclimate.html>)

Tableau 3: La température mensuelle maximale ((M)/minimale(m) et la température moyenne mensuelle (M+m/2) de la wilaya de Mila

Mois/TC°	Jan	Feb	Mar	Apr	Mai	Jun	Jui	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
M C°	11,68	13,06	16,37	20,28	24,26	29,84	33,65	33,48	28,80	23,65	17,27	13,02
m C°	3,43	3,69	5,98	8,24	11,9	16,90	19,43	19,56	16,42	12,44	7,74	4,36
M+m/2C°	7,55	8,37	11,17	14,26	18,10	23,37	26,54	26,52	22,61	18,04	12,51	8,69

D'après les données climatiques, la saison chaude est bien marquée. La température maximale moyenne durant la période de 30 ans est enregistrée durant les mois de juillet et Aout où elle atteint 33 C° (tab 3), tandis que, les mois de janvier et février est les mois le plus froids avec une température minimale moyenne autour de 3 °C (tab 3).

3.1.2. Précipitation

Tableau 4: La précipitation mensuelle et cumul annuel de la wilaya de Mila

Mois	Jan	Feb	Mar	Apr	Mai	Jun
P (mm)	140,02	99,06	72,07	63,4	56,78	18,25
Mois	Jul	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
P (mm)	3,75	11,57	41,18	55,32	95,97	124,45
Cumul annuel	781,84					

En analysant les données du tableau 4, nous constatons que janvier est le mois le plus pluvieux avec une précipitation maximale de 140,02 mm durant la période de 30 ans, alors que juillet est le mois le moins pluvieux avec une précipitation minimale de 3,75mm. Le cumul annuel de précipitation durant la période (1992-2022) de la région de Mila est estimé à 781,84 mm (tab 4).

3.2. Climat de Guelma (<https://www.climatologylab.org/terraclimate.html>)

Guelma, quant à elle, a un climat méditerranéen également, mais avec une influence plus marquée du climat continental. Les étés sont chauds et secs, avec des températures élevées, tandis que les hivers sont frais et humides. Les précipitations sont bien réparties tout au long de l'année.

3.2.1. Température : (<https://www.climatologylab.org/terraclimate.html>)

Tableau 5: La température mensuelle maximale/minimale et la température moyenne annuelle de la wilaya de Guelma

Mois	Jan	Feb	Mar	Apr	May	Jun	Juil	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
M C°	16,03	16,72	19,77	23,13	28,01	33,38	36,59	36,30	31,57	26,98	20,73	16,74
M C°	4,67	5,3	7,06	10,06	13,91	16,83	19,43	19,93	18,37	14,50	10,36	6,28
M+m/2C°	10,35	11,03	13,41	16,59	20,96	25,10	28,01	28,11	24,96	20,74	15,54	11,50

En analysant les données du tableau, nous constatons que la température moyennes annuelle est de 18,86°C à Guelma, janvier est le mois le plus froid avec une température minimale de 4,57°C, alors que les mois de juillet et Aout sont les plus chauds avec une moyenne maximale de 36°C (tab 5).

3.3.2. Précipitation (<https://www.climatologylab.org/terraclimate.html>)

Tableau 6: la précipitation mensuelle et annuelle cumulatif de la wilaya de Guelma

Mois	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	JUN
P (mm)	100,7	71,67	59,73	49,18	45,87	16,06
Mois	Juil	Aou	Sep	Oct	Nov	Dec
P (mm)	3,12	11,81	32,92	48,08	71,67	97,38
Cumul	608,3					

La willaya de Guelma est une région moyennement arrosée, avec une moyenne annuelle des précipitations de 608,3mm. Le mois de janvier est le mois où la moyenne mensuelle durant la période 1992-2022 est dépassée 100 mm ; il a connu un excédent de 100,7 mm, à l'inverse le mois de juillet a enregistré seulement 3.123 mm en moyen durant la même période (tab 6).

4. Synthèse climatique Précipitation (<https://www.climatologylab.org/terraclimate.html>)

4.1. Diagramme ombrothermique de Bagnouls et Goussen

Le diagramme Ombrothermique de GAUSSEN et BAGNAULS permet de déterminer les périodes sèches et humides de n'importe quelle région à partir de l'exploitation des données des précipitations mensuelles et de température. Les diagrammes Ombrothermique de GAUSSEN et BAGNAULS sont constitués en portant en abscisses les mois et en ordonnées, à la fois, les températures moyennes mensuelles en (°C) et les précipitations mensuelles en (mm). L'échelle adoptée pour les pluies est double de celle adoptée pour les températures dans les unités choisies. Un mois est réputé « sec » si les précipitations sont inférieures à 2 fois la température moyenne $P \text{ (mm)} < 2 T \text{ }^{\circ}\text{C}$, et réputé « humide » dans le cas contraire.

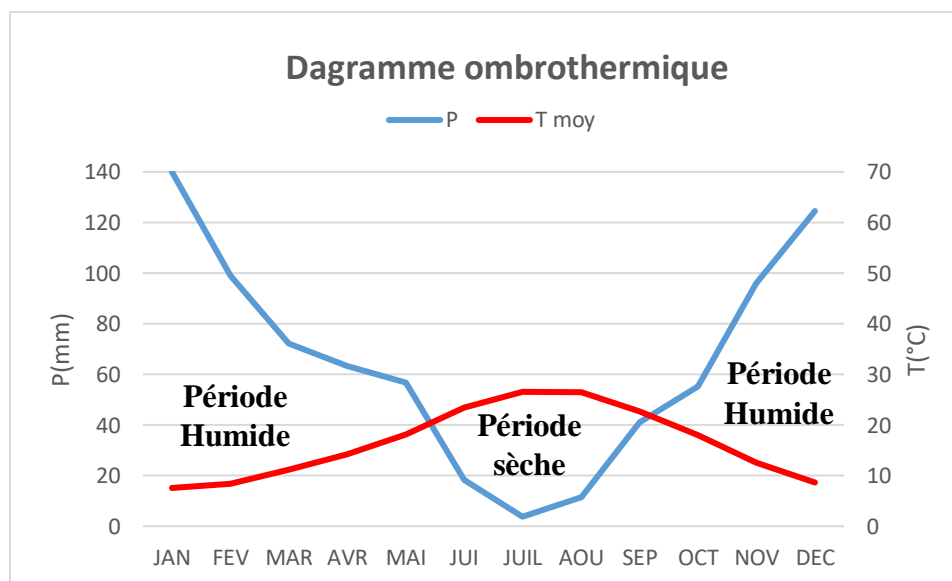


Figure 5: diagramme Ombrothermique de la Wilaya de Mila

- ✓ Une période sèche a été observée dans notre région d'étude, Mila, de 1992 à 2022, s'étendant sur 4 mois, de mi-mai au début de septembre. En revanche, lors de la période sèche de SELTZER (1913-1938), elle a commencé en mai et s'est prolongée jusqu'à mi-octobre, soit

4 mois et demie. L'analyse de ce diagramme révèle une augmentation significative pendant les mois de juin, juillet et août.

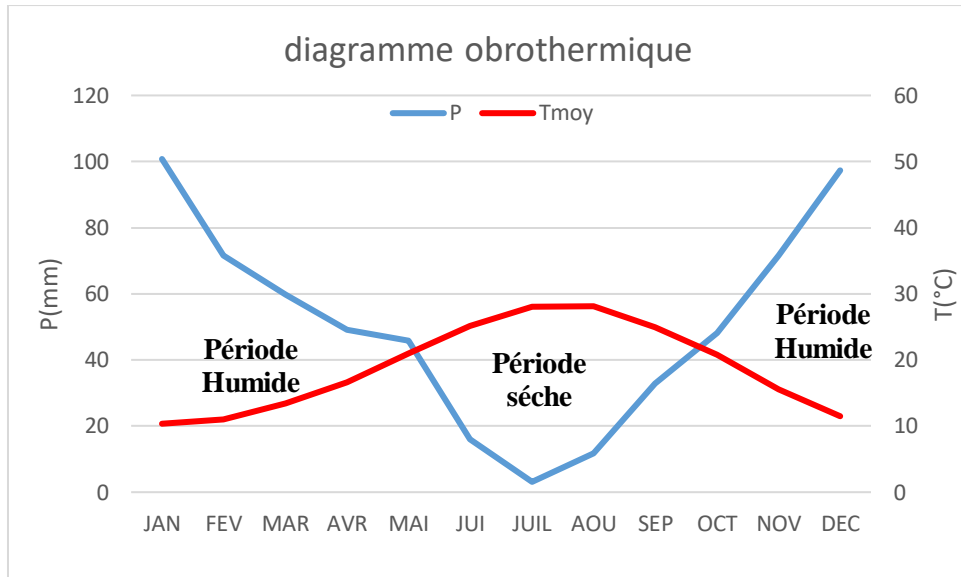


Figure 6: diagramme ombrothermique de la Wilaya de Guelma

- ✓ Pour Guelma une prolongation de la période sèche durant (1992-2022) a été déterminé sur 05 mois (de mois d' Mai jusqu'à mos d'octobre). Alors qu'elle a été débutée du mai à mi-octobre (04 mois et demi) durant la période sèche de SELTZER (1913-1938). L'analyse de ce diagramme montre une augmentation très remarquable pendant les mois de juin ; juillet, aout et début de septembre.

4.2. Détermination de l'étage bioclimatique de CET de Mila selon le Climatogramme d'enberger :

Le système d'EMBERGER est utilisé pour classer les différents climats méditerranéens. Cette classification repose sur deux facteurs essentiels d'une part la sécheresse et d'autre par la précipitation qui sont représentées par le quotient pluviothermique. Ce quotient pluviothermique est plus élevé dans les climats plus humides. Cet indice est spécifiquement établi pour la région méditerranéenne, avec le quotient pluviothermique (Q2) représenté sur l'axe vertical (ordonnées). Deuxièmement, la moyenne des températures minimales du mois le plus froid est représentée sur l'axe horizontal (abscisses). Il est défini par la formule simplifiée suivante :

$$Q2 = 1000 P / (M+m) / 2 (M-m) \text{ ou } Q2 = 3.43 * P (\text{mm}) / M-m \text{ en } ^\circ\text{C}$$

- P : pluviométrie annuelle en mm ;
- M : température moyenne maximale de mois le plus chaud en °C
- m : température moyenne minimale du mois le plus froid en °C ;

Afin de déterminer l'étage bioclimatique de nos zones d'études et les situer dans le climagramme d'EMBERGER, nous avons calculé le quotient pluviothermique Q2 pour une période de 30 ans allant de 1992 à 2022 pour Mila et Guelma comme suivant :

- **Quotient pluviométrique de Mila**

$$Q2=3,43*P/M-m = 3,43*781,84/ (33,65-3,42) = \underline{\underline{88.71}}$$

- **Quotient pluviométrique de Guelma :**

$$Q2= 3,43*P/M-m = 3,43*608,3 / (36,58-4,57) = \underline{\underline{65.18}}$$

Selon le climagramme d'Emberger, les sites étudiés sont classés dans les étages bioclimatiques sub-humides (Mila) et semi-arides (Guelma), comme indiqué dans la figure suivante :

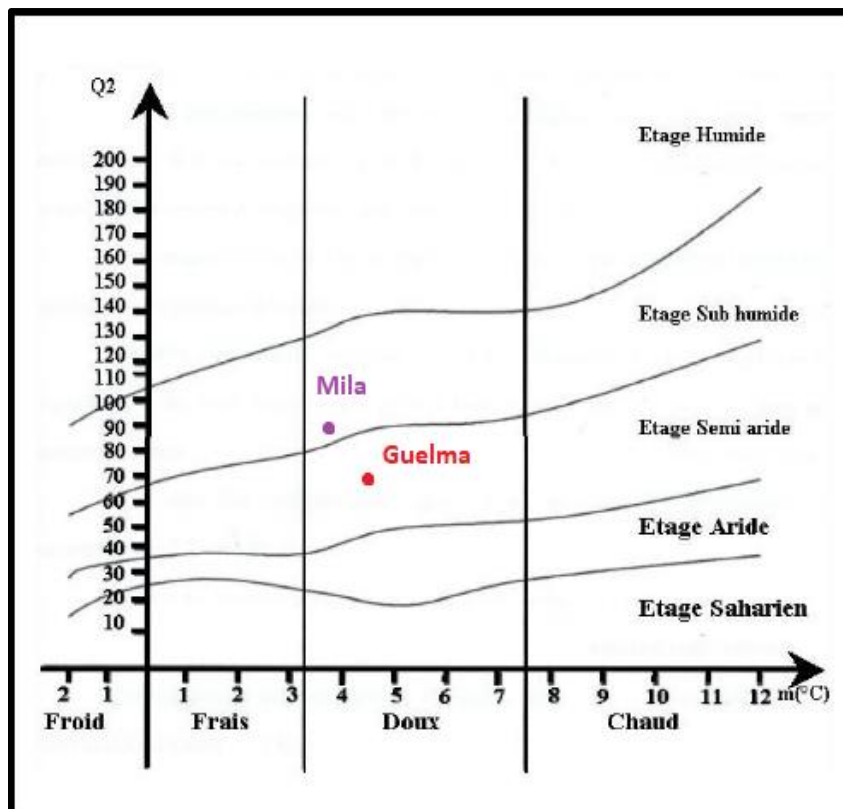


Figure 7:Le climagramme d'Emberger des régions d'étude « Mila et Guelma ».

Chapitre 2 : Méthodes d'études

2.1. Etude de la biodiversité végétale

2.1.1. Problématique et enjeu

La pollution générée par les CET pouvant altérer la biodiversité et le fonctionnement des écosystèmes en affectant la composition taxonomique des écosystèmes et en modelant l'organisation et la dynamique des communautés végétales (fragmentation d'habitats naturels, disparition d'espèces végétales endémiques, profération des espèces adventices et introduction d'espèces envahissantes). Cette biodiversité modifiée pourrait toutefois receler des plantes d'intérêts dans le domaine de biosurveillance de l'environnement (bioindicatrices, phytoremédiatrices) ou dans le domaine de valorisation des métabolites secondaire des plantes médicinales (famille phytochimique et activité biologique). Mais à part quelques études fragmentaires qui portent généralement sur des études d'impact sur l'environnement, très rares études portant sur la thématique biodiversité au sein des CET ont été abordées auparavant et partout dans le monde. Dû l'importance et l'originalité de cette étude qui porte, primo, sur l'inventaire et caractérisation de phytocénoses de deux centres d'enfouissements techniques de Mila et Guelma. Secundo, de sélectionner certaines plantes d'intérêt dans le domaine de la valorisation des plantes médicinales afin d'étudier leur pouvoir antioxydant, antimicrobien, antifongique ainsi que d'isoler et d'identifier certaines endophytes à leurs racines et à leurs feuilles afin de comparer leur composition phytochimique et leur l'activité biologique selon un gradient de perturbation.

2.1.2. Stratégie d'échantillonnage et méthode de terrain

Tout travail scientifique nécessite une méthode d'échantillonnage qui doit répondre au besoin du thème choisi. Nous avons adopté un échantillonnage de type qui nous semble convenir le mieux à la caractérisation de la biodiversité de CET soumis à la double pression de perturbation et de stress. D'après nos constatations lors des sorties de prospections de terrain, nous avons alors opté un échantillonnage subjectif. Le nombre de relevés floristique est déterminé en fonction de l'hétérogénéité écologique et floristique de CET et de manière à ce qu'il soit homogène et représentatif de la communauté végétale. L'emplacement des relevés floristiques est choisi selon un gradient de perturbation décroissant allant de la source de perturbation vers la périphérie de CET. La superficie du relevé floristique des communautés herbacées est de 16 m² mesuré sur terrain selon la notion de l'air minimal. Chaque relevé floristique est élaboré selon la méthode stigmatisée de **Braun-Blanquet**. Sur chaque relevé réalisé, nous avons élaboré une fiche technique sur laquelle on mentionne l'abondance-dominance et la sociabilité des espèces végétales inventoriées. Les relevés floristiques étaient réalisés au cours de la période

d'optimum de la végétation (printemps 2022 et 2023). L'identification des plantes s'est fait directement sur le terrain ou en utilisant les guides d'identification des plantes de la nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (**Quézel et Santa, 1962-1963**). La nomenclature choisie pour la plupart des espèces est celle de **Quézel et Santa (1962-1963)**, quelques taxons cependant étaient actualisés en fonction des nouvelles flores apparues récemment à l'instar de celle de **Dobignard et châtelain (2010-2013)**.

2.1.3. Mesure de la diversité végétale de CET

2.1.3.1. Diversité floristique :

La diversité floristique est la variété des espèces végétales présentes dans un écosystème donné. Elle englobe à la fois le nombre total d'espèces présentes et la répartition relative de ces espèces en termes de la composition taxonomiques, la richesse spécifique, et la similarité floristique. (**Smith et al, 2022**).

- **Composition taxonomique :**

La composition taxonomique se réfère à la répartition des espèces végétales dans différentes familles, genres et espèces. Elle examine comment les espèces sont classées et catégorisées en fonction de leurs caractéristiques morphologiques et génétiques, ce qui permet de comprendre les relations évolutives et les liens de parenté entre les plantes (**Brown et al, 2019**).

- **Richesse spécifique :**

La richesse spécifique est le nombre total d'espèces différentes présentes dans un lieu donné. Elle fournit une mesure de la diversité d'une communauté végétale en se concentrant sur le nombre d'espèces uniques plutôt que sur leur abondance relative. Une richesse spécifique élevée indique une plus grande variété d'espèces dans l'écosystème étudié (**Johnson et al, 2020**).

- **Similarité floristique :**

La similarité floristique mesure le degré de similitude entre les communautés végétales de différents sites ou écosystèmes. Elle évalue les ressemblances et les différences dans la composition spécifique et taxonomique des espèces entre les différents emplacements étudiés, ce qui permet de comprendre les liens biogéographiques et les processus écologiques à l'œuvre (**Thomas, 2018**).

2.1.3.2. Diversité fonctionnelle :

La diversité fonctionnelle se réfère à la variété des traits et des fonctions des plantes présentes dans un écosystème. Elle englobe des aspects tels que le type biologique (par exemple, arbres, herbacées, lianes), l'origine biogéographique des espèces (endémiques, exotiques), le mode de dissémination des graines (vent, animaux), ainsi que la stratégie démographique selon la classification de Grime (compétitive, stress-tolérante, rudérale) (Wilson et al, 2021).

- **Type biologique**

Selon la taille et la disposition des bourgeons, les végétaux sont classés en grands types biologiques. Ces types sont déterminés en mettant l'accent sur la position des bourgeons hivernants par rapport à la surface du sol. Cinq attributs vitaux de types biologiques ont été considérés dans cette étude, d'après la classification de (Raunkaer, 1934) :

- **Thérophytes (Thé)** : taxons annuels herbacés qui passent la mauvaise saison à l'état de graines ;
- **Hémicryptophytes (Hém)** : taxons bisannuels ou vivaces herbacés dont les bourgeons de rénovation se trouvent à moins de 10 cm de hauteur.
- **Criptophytes (Cri)** : taxons vivaces herbacés à rhizome, à bulbe ou à tubercule dont la partie aérienne disparaît pendant la saison défavorable.
- **Chaméphytes (Cham)** : taxons ligneux de petite taille dont la hauteur moyenne des bourgeons de rénovation n'excède pas 50 cm.
- **Phanérophytes (Ph)** : taxons ligneux dont la hauteur moyenne des bourgeons de rénovation est supérieure à 50 cm.

- **Modes de dissémination**

Le mode principal de dispersion de chaque espèce a été réparti en différentes catégories selon la classification proposée par (Van Der Pijl, 1982) :

- **Taxons anémochores (Ané)** : Les graines sont disséminées par le vent ;
- **Taxons autochores mécaniques (AuM)** : La dispersion est assurée par un phénomène de projection ;
- **Taxons barochores (Baro)** : Qui ne présentent aucun moyen particulier de dissémination ;
- **Taxons zoochore (Zoo)** : Leurs graines sont disséminées par les animaux ;

- **Taxons hydrochores (Hydr)** : Les graines sont dispersées par la pluie.
- **Types biogéographiques** : Les types biogéographiques ont été synthétisés en 5 groupes déterminés d'après (Pignatti, 1982) :
 - **Taxons endémiques (End)** : Localisé sur une aire restreinte,
 - **Taxons méditerranéens sensu stricto** : Limités aux côtes méditerranéennes ou se prolongeant vers le nord et vers l'est de ces côtes méditerranéennes ;
 - **Taxons méditerranéens sensu lato** : Les taxons limités aux régions touraniens, méditerranéens-atlantiques, subatlantiques ou sud européens ;
 - **Taxons cosmopolite** : taxons à large répartition (eurasiatiques, boréaux, subtropicaux et européens) ;
 - **Taxons Xérophytes** : Taxons allochtones, naturalisés, subsponnés ou adventices.

2.1.4. Critères de sélection des plantes potentiellement valorisables

Les plantes représentent une composante importante de nombreux écosystèmes du monde. La connaissance de leur diversité, de leur distribution géographique, de leur statut de conservation et leur intérêt dans le domaine de valorisation des ressources naturelle est d'une grande importance théorique et pratique. Cette proposition vise à fournir une première liste d'espèces de plantes vasculaires herbacées des milieux perturbés et surtout de sélectionner des plantes modèles à considérer dans l'étude des activités biologiques (activité antibactérienne, antifongique et antioxydante) ainsi que de valoriser leur biodiversité endophyte selon un gradient de perturbation en isolant des actinomycètes, d'évaluer leur activité biologique et de caractériser des souches d'actinomycètes potentielles. En fait, les plantes d'intérêt à considérer dans cette étude étaient sélectionnées à partir de la bibliographie et des observations sur le terrain en se basant sur certains critères à savoir la fréquence et l'abondance-dominance des espèces dans les relevés selon un gradient de perturbation des CET en question. Après avoir fait un inventaire exhaustif des plantes herbacées de CET considérées et de caractériser leur diversité végétale, nous avons procédé à la sélection de deux plantes suivantes : Laiteron maraîcher (*Sonchus oleraceus L.*) et la Betterave sauvage (*Beta vulgaris L.*). Pour étudier leurs activités biologique et microbiologique. Pour chaque plante nous avons sélectionné une partie pour la réalisation des activités biologiques ainsi, nous avons opté pour les racines de *Beta vulgaris* et pour les feuilles de *Sonchus oleraceus*.

2.1.5. Description botanique et utilisation de deux plantes modèles choisies

o Laiteron maraîcher : *Sonchus oleraceus* L. 1753.

C'est une plante annuelle de la famille des Asteraceae à tige dressée, peu rameuse, lisse ou un peu glanduleuse au sommet ; ses feuilles glabres, molles, variables ; soit presque entières et denticulées, les caulinaires amplexicaules-sagittées à oreillettes acuminées-étalées. Sa floraison est un racème de capitules trouvé en fleurs jeunes entre juin et octobre et ses fruits sont des akènes qui se dispersent par gravité aux alentours de la plante. Cette espèce cosmopolite résistante à la perturbation développe une stratégie démographique de type rudérale ; très commune elle se trouve partout en Algérie. (Quzél et santa, 1962-1963)

Cette espèce prédomine près des côtes méditerranéennes relativement humide et chaude sur des substrats argileux, riches en nutriments mais pauvre en matière organique. *Sonchus oleraceus* est une excellente plante médicinale utilisée pour traiter de nombreuses maladies : Le jus de ses feuilles est utilisé en chine, dans le traitement de mal d'oreille et en europe occidentale pour traiter la surdité en cas où il y a des quantités excessives de cérumen. Ces feuilles sont utilisées comme sédatif, stomachique, diurétique pour traiter les maladies du foie, dont l'hépatite et son latex est utilisé en chine pour soigner la dépendance à l'opium et pour traiter les verrues. C'est un aliment favori des lapins et des volailles, utilisé également comme fourrage pour le bétail.

<https://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-65205-synthese>



Figure 8: photo prise sur terrain de laiteron maraîcher « *Sonchus Oleraceus* »

○ **Betterave commune** : *Beta vulgaris* L. 1753.

Plante annuelle ou bisannuelle de la famille des Amaranthaceae, glabre, à racine dure, cylindrique ; sa tige dressée, robuste, anguleuse à rameaux dressés ; ses feuilles radicales grandes, ovales en coeur, obtuses, pétiolées et luisantes à côtes épaisses charnues. Sa floraison est de type glomérules et ses fruits sont des pyxides. D'origine méditerranéenne, en Algérie, elle est assez commune dans le tell surtout dans les hauts plateaux. Cette plante se développe sous un climat relativement sec et chaud et ensoleillés et se rencontre à l'intérieur du continent sur des sols alcalins argileux relativement riches en nutriments plutôt tolérante à la salinité (<https://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-65205-synthese>). L'utilisation de cette plante médicinale est diverse : Les racines et les feuilles de *Beta vulgaris* L. sont parfois utilisées comme médicaments anti-infectieux et anti-tumoraux, et aussi utilisée comme agent hypoglycémiant pour les diabétiques (**Stintzing et Carle, 2004**). Elle est utilisée également comme colorant : la bétanine, une bétalaïne appartenant à la sous-classe des bétacyanines, entre dans la composition (en tant que colorant) de nombreux produits alimentaires, cosmétiques ou même pharmaceutiques (**Guindo, 2019**).



Figure 9: Photo prise sur terrain de la Betterave sauvage « *Beta vulgaris* »

2.1.6. Matériels de terrain

- Carnet/ stylos
- Fiche d'échantillonnages
- Carte de la zone d'étude
- Guide d'identification des espèces
- GPS
- Un décimètre pour la délimitation des placettes permanentes
- Des piquets en bois et un fil pour délimiter les placettes et les quadrants
- Un marqueur, un scotch et les étiquettes
- Ciseau
- Sacs d'échantillonnage stériles
- Pincés stériles
- Glacière grande capacité

2.1.7. Matériels de laboratoire

- Eppendorf : 2ml, 1 ml
- Tubes d'essais
- Erlenmeyer : 250 ml
- Eprouvette : 2000 ml
- Ballon : 1000 ml
- Boîte de Pétri en verre
- Béchers
- Microplaque 96 puits
- Pipette : 5 ml
- Micropipette : 100 μ l, 1000 μ l
- Tamis : 500 μ m
- Nacelle
- Spatule
- Embouts
- Papier d'aluminium
- Papier filtre standard
- Disque de papier filtre : 6mm de diamètre
- Boîte de Pétri en plastique stérile
- Mortier stérile

- Tube stérile
- Papier absorbant stérile
- Coton cardé
- Marqueur
- **L'appareillage utilisé :**
 - Evaporateur rotatif (BUCHI, R215, Switzerland)
 - Sonificateur (Vibra Cell, 75186)
 - Pompe à vide (BUCHI, Vaccum Pump, V-710, Vaccum controller V-850)
 - Bain Ultrason, (Elma S70, Elmasonc, Elma Schmidbauer GmbH, Germany)
 - Spectrometere (UV-Visible)
 - Spectromètre (THERMPSCIENTIFIC, 98177)
 - Lecteur Microplaque (Perkin Elmer Enspire, Singapore)
 - Vortex (ZX3 VELP SCIENTIFICA)
 - Vortex (IKA, GENIUS 3 ; VELP, wizard)
 - Agitateur magnétique (MSH-20D WISD)
 - Balance analytiques (ABJ 320-4NM KERN)
 - Bain Marie (MEMMERT)
 - Etuve universelle de 5 à 220°C avec ventilation (MEMMERT)
 - Mixeur (WARING COMMERCIAL)
 - Autoclave (Systec, VB-120)
 - Microscope triloculaire
 - La haute (Stérile-VBH)

2.2. Activité biologique des plantes caractéristiques sélectionnées

2.1.1. Préparation des échantillons :

Les plantes étudiées, *Beta vulgaris* et *Sonchus oleraceus*, ont été récoltées au mois d'avril 2023 dans les Centres d'enfouissement technique de la région de Mila et Guelma. Pour cette étude, deux plantes caractéristiques de ces deux sites ont été sélectionnées afin d'étudier leur activité biologique selon un gradient de perturbation et pour l'isolement des actinomycètes endophytes des feuilles de **laiteron maraîcher** (*Sonchus oleraceus*) et des racines de **betterave sauvage** (*Beta vulgaris*). À partir de deux zones d'échantillonnage de chaque CET (Voir le tableau 7 et la figure 10 pour les coordonnées GPS des points d'échantillonnage) :

Zone 1 : représente un terrain homogène perturbé qui se trouve aux alentours des casiers de CET ainsi que des bassins de récupération et de traitement de lixiviat

Zone 2 : représente un terrain homogène non perturbé ou faiblement perturbé loin des casiers de CET ainsi que des bassins de récupération et de traitement de lixiviat. Pour chaque zone de chaque CET, **02 à 03 échantillons (P1, P2, P3....)** ont été formés pour délimiter les points d'échantillonnage des plantes.



Figure 10: Carte de localisation de relevé (CET : Mila et Guelma)

Tableau 7:Description des sites d'échantillonnage

CET	Plantes	Date d'échantillonnage	Points de prélèvement
CET Mila	Feuilles de <i>S.oleraceus</i>	10-04-2023	Z1 :P1, P3, P4 Z2 : P1, P3
	Tubercules de <i>B.vulgaris</i>	10-04-2023	Z1 :P1, P3, P4 Z2 :P3, P4
CET Guelma	Feuilles de <i>S.oleraceus</i>	17-04-2023	Z1 : P1, P2, P3 Z2 :P1, P2
	Tubercules de <i>B.vulgaris</i>	17-04-2023	Z1 : P1, P2, P3 Z2 : P1, P2

- **Collecte de plantes**

Les feuilles saines intactes qui sont récolté pour l'isolement des endophytes de **laiteron maraîcher** ont été prélevées à partir des plantes en pleine croissance à l'aide d'un ciseau stérile. et placées directement dans des sacs d'échantillonnage stériles étiquetés, par contre les feuille de *Sonchus oleraceus* et les racines de *Beta vulgaris* qui sont récolté afin d'étudier leur activité biologique ils ont prélevé sans calculer la désinfection, ils sont placés directement dans des sacs d'échantillonnage en papier .Pour la collecte des racines de **Betterave sauvage** a été faite en creusant soigneusement autour de la plante jusqu'à apparition de son tubercule, ce dernier a été retiré entièrement de façon à ne pas l'endommagé. Après avoir éliminé le sol adhérent, les tubercules ont été placés directement dans un sac d'échantillonnage stérile ou des sacs d'échantillonnage en papier non stérile. Tous les échantillons ont été transportés au laboratoire dans une glacière. Au niveau de laboratoire, les feuilles de la partie aérienne de *Sonchus oleraceus* ont été isolées en les coupant de la tige à l'aide d'un ciseau, puis regroupées en quantités approximativement égales dans des feuilles d'aluminium. Les racines de *Beta vulgaris* ont été soigneusement nettoyées et lavées sous l'eau du robinet pour éliminer toutes les particules de sol et les appendices, puis rincées à l'eau distillée et placées sur papier kraft pour égoutter. Les racines ont été finement coupées et également regroupées en quantités approximativement égales dans des feuilles d'aluminium. Les feuilles de *Sonchus oleraceus* et les racines de *Beta vulgaris* ont ensuite été séchées à l'étuve à une température de 40 °C pendant respectivement 48 heures et 72 heures. Après le séchage, elles ont été broyées en une fine poudre à l'aide d'un mixeur électrique. La poudre obtenue a été tamisé par un tamis de 500µm.

En fin, ils ont été stockés dans des bocaux hermétiquement fermés, préservés de la lumière et conservés jusqu'à leur utilisation ultérieure afin d'éviter toute perte des substances actives.



Figure 11:Photos prises des étapes de prétraitement des racines (*Beta vulgaris*) : lavage/ coupe /broyage/Tamissage.

3. Evaluation les dosages polyphénoliques et les activités des extraits méthanoliques

3.1. Préparation de l'extrait méthanolique :

Une solution de méthanol à une concentration de 80% de volume de 2L a été préparée dans une Eprouvette de 2000ml. Une quantité de 50g de poudre de racine de *Beta vulgaris* et 50 g de *Sonchus oleraceus* provenant de chaque site (Mila et Guelma) et pour chaque placette (polluée ou non polluée) a été pesée à l'aide d'une spatule pour prendre une certaine quantité de bocaux vers un Nacelle pour mettre la poudre et la peser dans la d'une balance analytique, après ils sont placée dans des récipients Erlenmeyer de 250ml étiquetés avec des codes correspondant à chaque extrait. Ensuite, 100 ml de la solution préparée ont été ajoutés à la poudre d'extrait et les échantillons ont été introduits un par un dans un sonificateur programmé à 30 minutes de sonification (amplitude : 60%, pulsation : 10 sec/5 sec). Le produit obtenu a été filtré sur un papier filtre et le processus était accéléré à l'aide d'une pompe à vide régler à une pression de 337 mbar. L'extrait a été obtenu en éliminant le solvant en ajoutant le filtrat de chaque extrait (chacun séparément) dans un ballon de 1000 ml connecté à un rota-vapeur. Le rota-vapeur a été programmé pour évaporer le solvant préparé à une température de bain ne dépasse pas 40°C et sous pression réduite. Après l'évaporation complète du solvant, il est possible que l'extrait reste accroché aux parois du ballon. Dans ce cas, il est recommandé d'ajouter 10 ml de méthanol au ballon et de le placer dans un bain à ultrasons réglé à une fréquence de 40 kHz et une puissance

de 400 W afin de détacher l'extrait des parois. Ensuite, le contenu est transféré dans des boîtes de Pétri placées sous haute, et laissé sécher pendant 24 heures. Les échantillons sont prélevés en grattant les boîtes de Pétri en verre, puis transférés dans des tubes Eppendorf et conservés au réfrigérateur à une température de 4°C jusqu'à leur utilisation.



Figure 12: Photo prise de Sonificateur homogénéiseur



Figure 13: Photo prise de Pompe à vide pour la filtration des

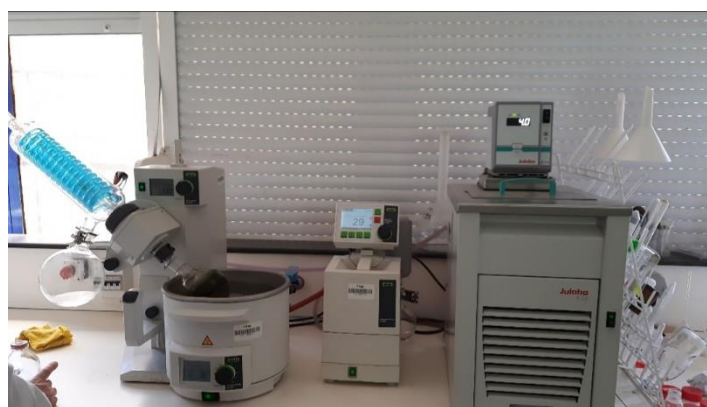


Figure 14: Photo prise de l'évaporateur rotatif utilisé pour l'élimination du solvant d'extraction.

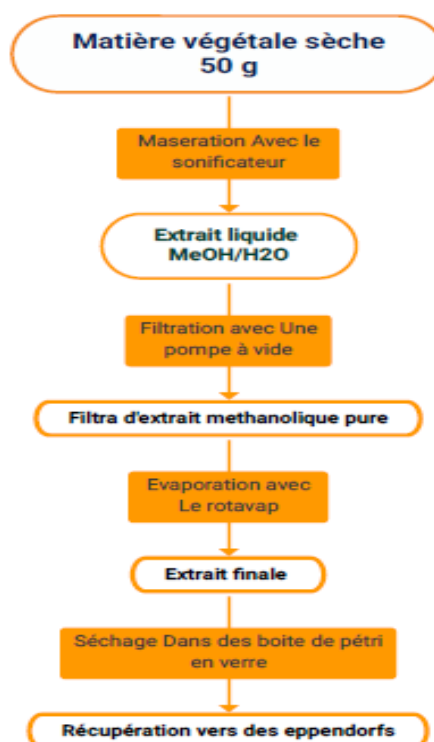


Figure 15: Schéma représente le protocole d'extraction par macération du *Sonchus oleraceus* et *Beta vulgaris*

3.2. Recherche de la proline (acide aminé)

3.2.1. Principe :

Le dosage de la proline est une méthode largement utilisée pour évaluer la concentration de cette molécule dans les échantillons biologiques. Cette méthode, basée sur la réaction de la proline avec l'acide Ninhydrine, permet de former un complexe coloré détectable par spectrophotométrie. L'utilisation de la méthode de dosage de la proline permet d'obtenir une estimation précise de la concentration de proline dans les échantillons biologiques étudiés. Cela permet d'évaluer la présence de proline dans les systèmes biologiques et d'approfondir notre compréhension de son rôle fonctionnel (Troll, 1955).

2.3.2. Protocole

La proline est dosée par la méthode de **Troll et Lindsley, (1955)**, modifiée par Monneveux et Nemmar (1986). Pour chaque échantillon prélevé, 100 mg de matière sont introduits dans un tube à essai, dans lequel sont ajoutés 2 ml de méthanol à 40 % à l'aide d'une pipette. Ensuite, ces volumes sont transférés dans des Eppendorf de 1ml afin de décanter la matière solide des échantillons ci-dessous et ne prélever que le liquide clair qui flotte au-dessus, puis ils sont récupérés dans ses tubes d'essais rincés à nouveau. Les tubes sont fermés pour éviter la

volatilisation de l'alcool et l'ensemble est chauffé au bain-marie à 85 °C pendant 60 mn. Après refroidissement, on prélève 1 ml d'extrait auquel est ajouté 1 ml d'acide acétique (CH_3COOH), 1 ml du mélange contenant [12 ml d'eau distillée, 30 ml d'acide acétique 80 ml d'acide ortho-phosphorique] (H_3PO_4 densité 1.7) et 25 mg de Ninhydrine portée à ébullition pendant 30 mn, la solution vire progressivement au rouge/rose. Après refroidissement, 5 ml de toluène sont ajoutés à la solution. L'agitation au vortex conduit à la séparation de 2 phases. La proline n'est présente que dans la phase supérieure qui est récupérée et déshydratée par l'adjonction de Na_2SO_4 anhydre, ces étapes se font sous une haute du fait du danger des produits utilisé. Enfin la densité optique est déterminée par un spectrophotomètre à la longueur d'onde 528nm.



Figure 17: Photo prise de la préparation des extraits pour la proline



Figure 16: Déshydratation/ récupération/ calcul l'absorbance

3.3. Dosage des composés phénoliques (Analyse quantitatives)

Les analyses quantitatives des composés phénoliques sont essentielles pour évaluer la composition chimique des échantillons végétaux. Les composés phénoliques, connus pour leurs propriétés antioxydantes et antimicrobiennes, peuvent être mesurés pour déterminer leur concentration spécifique. Ces analyses utilisent des méthodes spectroscopiques telles que la spectrophotométrie. Les résultats obtenus permettent de comparer les teneurs en composés phénoliques, d'évaluer l'efficacité des méthodes d'extraction et de guider la sélection des plantes ou extraits les plus riches en composés phénoliques (Smith et al, 2021).

Pour évaluer la composition chimique des extraits des plantes à étudier, une quantité de 1 mg d'extrait de *Sonchus oleraceus* et 4 mg d'extrait de *Beta vulgaris* ont été pesés précisément sur une balance analytique séparément dans des Eppendorf de 2ml à l'aide d'une fine spatule pour le prélèvement de la quantité de Eppendorf qui contient l'extrait vers un Eppendorf vide (taré). Ensuite, 1 ml d'eau distillée a été ajouté avec une micro-pipette de 1000 μ l à chaque Eppendorf étiqueté et les échantillons ont été dessous en utilisant un appareil Vortex pour être prêt pour les analyses quantitatives.

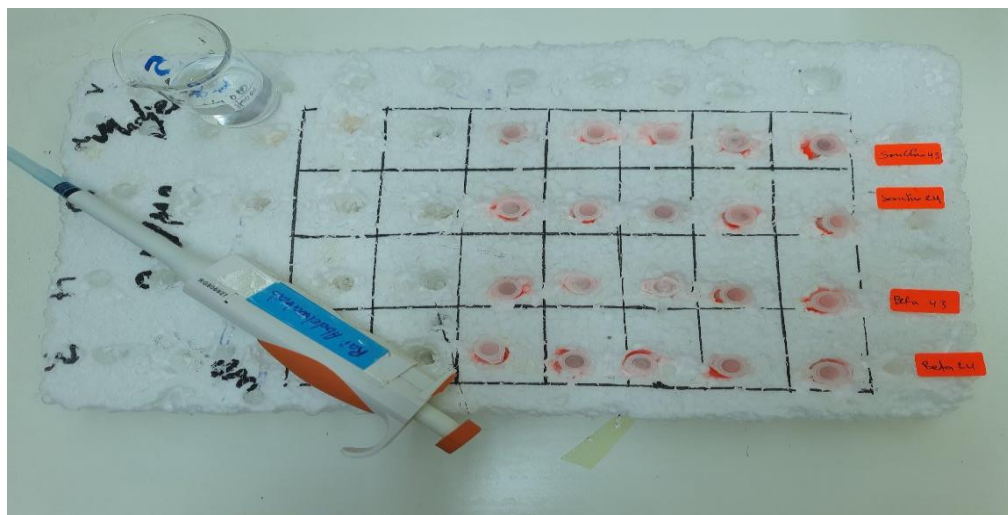


Figure 18: Photo prise de la Préparation des extraits aqueux pour les analyses quantitatives

3.3.1. Dosage de phénols total :

3.3.1.1.Principe :

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé en utilisant la méthode de **Ciocalteu**, qui repose sur l'utilisation du réactif Folin-Ciocalteu. Ce réactif est composé d'un mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀), qui réagissent avec les polyphénols en présence d'un milieu alcalin. La coloration bleue générée est directement proportionnelle à la teneur en polyphénols totaux et présente une absorption maximale autour de 750-765 nm. (**Sanago, 2006**).

3.3.1.2. Protocole :

La méthode utilisée pour la détermination des polyphénols est celle rapportée par **Müller et al, en 2010**. A l'aide d'une micro-pipette de 100 μ L un volume de 20 μ L de chaque extrait (1 mg / ml) a été transféré dans une microplaque de 96 puits. Ensuite, 100 μ L du réactif de Folin - Ciocalteu, et 75 μ L de carbonate de sodium (7,5 %) ont été ajoutés. Après 2 heures d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance a été déterminée à 765 nm à l'aide d'un

spectrophotomètre utilisant un lecteur microplaque. Les teneurs en polyphénols sont déterminés à partir de la courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique et sont exprimés en μg équivalent acide gallique par mg d'extrait (μg EAG / mg) (Müller et 2010).

3.3.2. Dosage de flavonoïde :

3.3.2.1. Principe :

La méthode basée sur le trichlorure d'aluminium (AlCl_3) est couramment utilisée dans les études de quantification des flavonoïdes en raison de sa spécificité et de sa sensibilité. Lorsque le trichlorure d'aluminium réagit avec les flavonoïdes, il forme un complexe coloré dont l'absorbance peut être mesurée par spectrophotométrie. Cette mesure de l'absorbance est ensuite utilisée pour calculer la concentration des flavonoïdes dans les échantillons. L'utilisation de cette méthode de quantification des flavonoïdes offre une approche fiable et reproductible pour évaluer la présence et la quantité de ces composés d'intérêt dans les échantillons étudiés (Chang et al, 2002).

3.3.2.2. Protocole :

La teneur totale en flavonoïde a été mesurée à l'aide de la méthode de (Kumaran et Joel Karunakaran 2007). Brièvement, dans une micro plaque de 96 puits, avec une micro pipette de $10\mu\text{l}$ - $100\mu\text{l}$ un volume de $50\mu\text{L}$ des extraits / fractions a été mélangé avec $20\mu\text{L}$ de chlorure d'aluminium (0,5g de AlCl_3 dissoute dans 5ml d'eau distillé dans un bécher : 5%) et $150\mu\text{l}$ de nitrate de sodium solution (0,4g de NaNO_2 dissoute dans 10ml d'eau distillé dans un bécher : 10%), puis ajoutant $100\mu\text{l}$ de l'hydroxyde de sodium solution (2g de NaOH dissoute dans 50ml d'eau distillée). Après 40 min d'incubation, l'absorbance a été mesuré à 440 nm. Tous les tests ont été effectués en trois exemplaires. Les résultats ont été exprimés en μg de quercétine équivalents par milligramme de poids d'extrait sec (μg QE / mg d'extrait) basée sur la courbe d'étalonnage de quercétine avec une plage de linéarité de 25 à $200\mu\text{g} / \text{mL}$ ($R > 0,99$).

3.4. Activités biologiques

L'activité biologique fait référence aux effets et aux interactions d'une substance avec des systèmes biologiques tels que les organismes vivants, les cellules ou les enzymes. Elle mesure les réponses biologiques induites par une substance, telles que les effets sur la croissance, la survie, la reproduction, l'activité enzymatique, la régulation génétique, etc. (Aliannis et al, 2001).

Des différentes concentrations d'extrait de *Sonchus oleraceus* ont été utilisées (0,125, 0.25, 0.5 et 1 mg) et une concentration de 4 mg d'extrait de *Beta vulgaris* ont été pesées précisément sur une balance analytique séparément dans des Eppendorf de 2 ml à l'aide d'une fine spatule pour le prélèvement la quantité de Eppendorf qui contient l'extrait vers un Eppendorf de 2ml vide (taré). Ensuite, 1 ml d'eau distillée a été ajouté à chaque Eppendorf et les échantillons ont été dissous en utilisant un appareil Vortex pour être prêt pour les analyses quantitatives.

3.4.1. Activité anti radicalaire (test de DPPH)

3.4.1.1. Principe

La méthode de DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle) est une technique couramment utilisée pour évaluer l'activité antioxydante des échantillons. Elle repose sur la réduction d'une solution alcoolique du radical DPPH en présence d'un antioxydant, ce qui entraîne la formation d'un produit non radicalaire, le DPPH-H. À l'état initial, la solution de DPPH présente une couleur violette intense avec un pic d'absorbance à 517 nm. Lorsque l'antioxydant réduit le radical DPPH, la solution change de couleur, passant du violet au jaune. La quantité d'antioxydant présent dans l'échantillon peut être estimée en mesurant l'absorbance résiduelle de la solution à 517 nm. Plus l'absorbance résiduelle est faible, plus l'activité antioxydante de l'échantillon est élevée. Cette méthode permet d'évaluer la capacité d'un composé à neutraliser les radicaux libres et à prévenir les dommages oxydatifs (**Brand et al, 1995**).

3.4.1.2. Protocole

La mesure de l'activité anti - radicalaire utilisant le radical DPPH est réalisée par la méthode de **Blois (1985)**. Brièvement, 160 µl d'une solution de DPPH (1 mM, préparé dans le méthanol ; dissolution de 6 mg de radical DPPH dans un volume de 100ml de méthanol, L'absorbance est ensuite ajustée à 0,5-0,7 avec du méthanol), est ajouté avec une micro pipette de 100µl à 40 µl de chaque extrait à une concentration. Parallèlement, un contrôle négatif est préparé, en mélangeant 40µl de méthanol avec 160µl de la solution méthanolique de DPPH. Après 30min d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance est mesurée à 517nm .les résultats sont exprimés en µg Equivalent Trolox/mg d'extrait calculé à partir d'une courbe standard avec trolox. Le pourcentage d'activité antiradicalaire est calculé selon l'équation suivante :

$$\text{Activité antiradicalaire (\%)} = [(Ac - At) / Ac] \times 100.$$

Ac : l'absorbance du contrôle

At : l'absorbance du test.

La concentration effectrice (EC50), qui correspond à la concentration de l'échantillon nécessaire pour produire une réduction de 50 % de l'activité antiradicalaire du radical DPPH, est déterminée.

3.4.2. Pouvoir réducteur de fer (test de FRAP)

3.4.2.1.Principe :

La capacité réductrice des ions de fer est mesurée à l'aide de la méthode du pouvoir réducteur. Dans cette méthode, le fer ferrique complexé avec le ferrocyanure ($\text{Fe}^{3+} (\text{CN})_6$) est réduit en fer ferreux ($\text{Fe}^{2+} (\text{CN})_6$), ce qui donne une coloration bleu-vert ayant une absorption maximale à 700 nm (Bijoyet, 2008).

3.4.2.2.Protocole :

La détermination du pouvoir réducteur est réalisée selon la méthode développée par Oyaizu en 1986. Un volume de 10 μl de l'extrait à différentes concentrations est mélangé avec 40 μl d'une solution de tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6), et 50 μl d'une solution de ferricyanure de potassium $\text{K}_3\text{Fe} (\text{CN})_6$ à 1 %. L'ensemble est incubé à 50 ° C pendant 20 min. A la fin de l'incubation, 50 μl d'acide trichloracétique à 10 %, 40 μl d'eau distillée, et 10 μl d'une solution FeCl_3 (0,1 %) sont ajoutés et l'absorbance est immédiatement lue à 700 nm. Les résultats sont exprimés en termes d'absorbances. La concentration donnant une absorbance de 0,5 est déterminée à partir de la courbe de régression tracée par les absorbances des différentes concentrations. Le trolox et l'acide ascorbique sont utilisés comme des références positives.

4. Evaluation de l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques

4.1. Principe

Les méthodes d'évaluation de l'activité antimicrobienne des extraits visent à déterminer la capacité d'une substance à inhiber la croissance ou à détruire les microorganismes pathogènes tels que les bactéries et les champignons. Les méthodes d'évaluation de l'activité antibactérienne comprennent des tests de diffusion en milieu solide tels que la méthode de diffusion en puits et la méthode de diffusion en disque. Ces méthodes permettent de sélectionner les fractions contenant les métabolites actifs (substances antimicrobiennes) pour une étude approfondie (optimisation, purification et caractérisation). L'identification de nouvelles substances présentant des activités antibactériennes et antifongiques ouvrira la voie au développement de nouveaux agents thérapeutiques et à la lutte contre les infections microbiennes résistantes aux antibiotiques existants (Smith et al, 2020).

4.2. Protocole

4.2.1. Dissolution des extraits méthanolique dans le DMSO

Pour évaluer l'activité antimicrobienne, les extraits ont été dissous dans le diméthylsulfoxyde (DMSO) pur. Pour le laitron maraicher, 50mg de chaque extrait ont été dissous dans 1ml de DMSO pur (concentration finale = 50mg/ml). Pour la betterave sauvage, 25mg de chaque extrait ont été dissous dans 1ml de DMSO pur (concentration finale = 25mg/ml). Les tubes eppendorf-2ml contenant le DMSO avec les extraits ont été bien homogénéisés à l'aide d'un vortex jusqu'à dissolution complète des extraits. Le contenu de chaque extrait a été ensuite utilisé pour évaluer l'activité antibactérienne et antifongique.

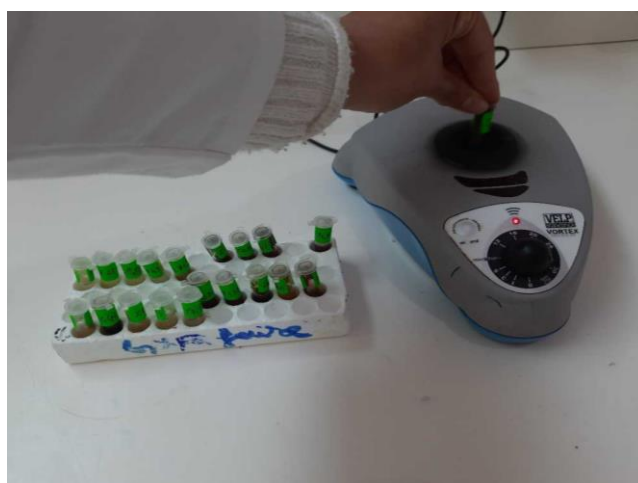


Figure 19: Dissolution des extraits méthanolique dans le DMSO

4.2.2. Souches microbienne

L'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits méthanoliques a été réalisée en utilisant les souches bactériennes suivantes : *Staphylococcus aureus* (*S. aureus* ; ATCC 25923) et *Escherichia coli* (*E. coli* ; ATCC 25922) fournie par le Laboratoire de Microorganismes et Bioprocédés, CRBt-Constantine. Par contre l'activité antifongique a été évaluée en utilisant un agent phytopathogène de la tomate : *Fusarium oxysporum* fournie par le Laboratoire de Mycologie, CRBt-Constantine.

4.2.2.1. Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne des extraits préparés a été évaluée contre 2 souches bactériennes pathogènes : *S. aureus* (Gram positif) et *E. coli* (Gram négatif) en utilisant la méthode de disque de papier filtre (Xia et al, 2011). En bref, 100µl d'une suspension bactérienne ($DO_{625nm} = 0,1$)

ont été étalées sur des boîtes de gélose Mueller Hinton (MHA) préparé. Ensuite, des disques de papier filtre stérile (6mm de diamètre) ont été imprégnés dans chaque extrait de chaque plante puis déposés sur la surface de MHA. Pour le contrôle négatif, des disques de papier filtre stériles ont été imprégnés dans le DMSO. Des disques chargés d'antibiotique ont été utilisé comme contrôle positif. Les boîtes de Petri sont gardées à température ambiante de laboratoire (20°C) pendant 60min. Ensuite, les boîtes de Petri ont été incubées à 37 °C pendant 18 à 24 h et observées pour les zones d'inhibition autour des disques. Tous les échantillons ont été analysés en triple.

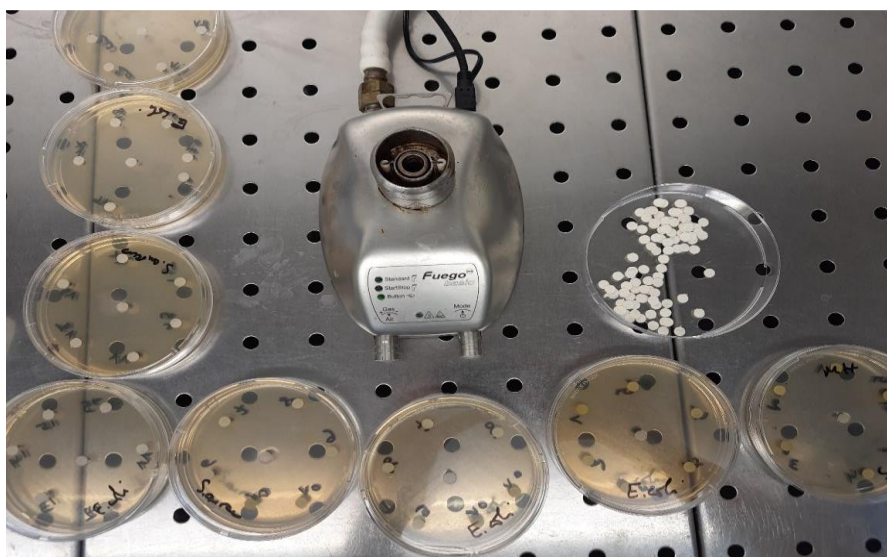


Figure 20: Photos prises représentant l'étape finale de test d'activités antibactériennes par l'utilisation des disques de papier filtre

4.2.2.2. Activité antifongique

L'activité antifongique a été évaluée par la méthode décrite par **Lee et al, (2022)** avec quelques modifications. Des spots de 20µl de chaque extrait ont été déposés à la périphérie d'un disque gélosé contenant le mycélium fongique (*Fusarium oxysporum*). Pour le contrôle négatif, des spots de 20µl de DMSO pur ont été déposés de la même façon. Les boîtes de Petri sont ensuite incubées à 25 °C pendant 6 jours (voir schéma). Après incubation, la croissance fongique a été mesurée contre chaque extrait ainsi que le contrôle négatif.

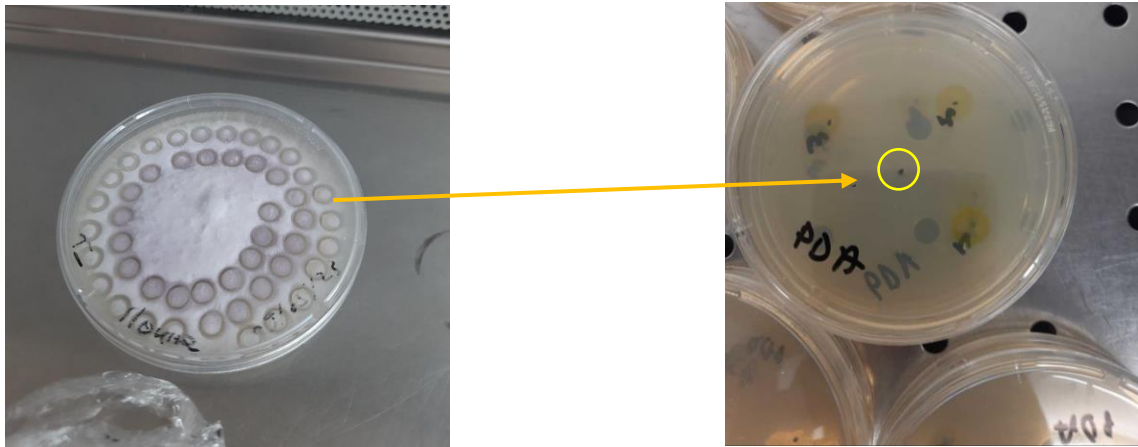


Figure 21: Transformation d'agent pathogène aux milieux PDA, entouré par les extraits méthanoliques

5. Actinomycètes endophytes

5.1. Désinfection de la surface des échantillons

Les betteraves fraîchement récoltées ont été soigneusement lavées à l'eau du robinet pour éliminer la terre et les débris adhérents. Les racines secondaires des tubercules ont été découpées. Ensuite, les tubercules ont été découpés en petits morceaux. Les morceaux des tubercules ainsi que les feuilles de laiteron ont été trempés, séparément, dans de l'éthanol à 70 % pendant 5 min, puis immergées dans une solution à 1,05 % d'eau de javel commerciale et secouées de temps en temps pendant 6 min. Les échantillons désinfectés en surface ont ensuite été rincés cinq fois (5 min à chaque rinçage) dans de l'eau distillée stérile (Shi et al, 2009).

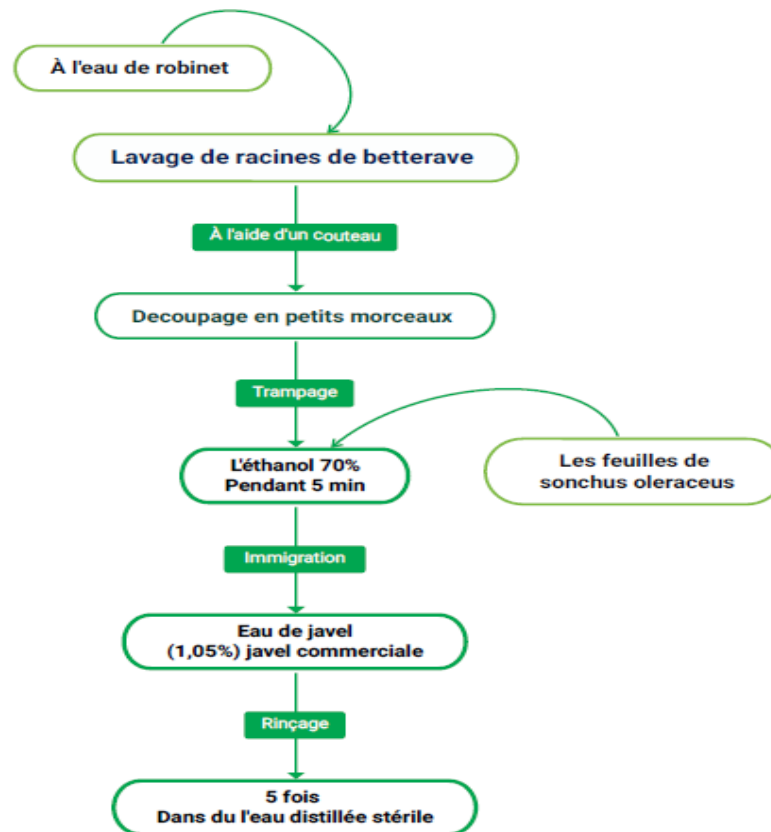


Figure 22: Schéma représente le protocole de désinfection de la surface des échantillons (Shi et al, 2009).

- **Contrôle de stérilité**

Pour confirmer le processus de désinfection, des aliquotes de 100 µl de l'eau stérile utilisée dans le rinçage final ont été étalées sur de la gélose nutritive. Les boîtes ont ensuite été incubées à 28 °C pendant 5 jours et observées pour toute croissance microbienne. L'absence de bactéries, après 6 jours d'incubation dans les contrôles de stérilité, a été prise pour confirmer que la stérilité et les microbes qui ont été isolés étaient considérés comme endophytes (Madhaiyan et al, 2021 ; Shi et al, 2009).

6. Isolement, dénombrement et diversité des actinomycètes endophytes

6.1. Milieu d'isolement

L'isolement des actinomycètes a été réalisé en utilisant le milieu de culture Amidon-Caséine-Agar (SCA), milieu fréquemment utilisé dans l'isolement et la culture des actinomycètes (Dahdah et al, 2022). Ce milieu est composé en g/l ; Amidon soluble (10), Caséine (0,3), KNO₃ (2), MgSO₄.7H₂O (0,1), K₂HPO₄ (2), NaCl (2), CaCO₃ (0,02), FeSO₄.7H₂O (0,01), Eau distillée

(1000 ml), Agar (18). Le pH de milieu a été ajusté à $7 \pm 0,1$ puis stérilisé par autoclavage (Pression 15Ib, T° 121°C pendant 15min).

6.2. Broyage des échantillons

Environ 3 g de feuilles (sans nervures médianes) ou de tubercules désinfectés ont été tranchées à l'aide d'un couteau et d'une pince stériles en petits morceaux et broyées dans 15 ml de l'eau distillée stérile à l'aide d'un mortier stérile, dans des conditions aseptiques. Le contenant de chaque mortier a été transféré dans un tube stérile puis agité fortement à l'aide d'un vortex.

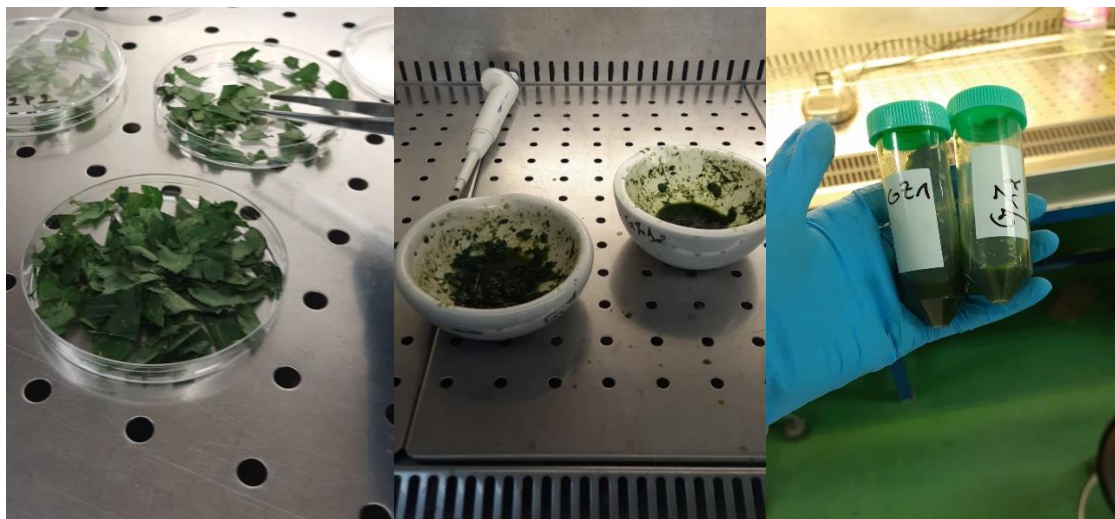


Figure 23: Photos prises représente les étapes de broyage des échantillons des feuilles (Coupe/ Broyage/dissolution)

6.3. Prétraitement des échantillons et isolement d'actinomycètes

Les échantillons ont été prétraités dans un bain-marie à 50 °C pendant 60 min. Ensuite, des dilutions décimales (10^{-1} - 10^{-3}) ont été préparées de chaque échantillon dans l'eau physiologique stérile puis 100 µl de chaque dilution ont été étalées entièrement sur des boîtes de Petri contenant SCA. Les boîtes inoculées ont été incubées à 30 °C jusqu'à l'apparition de colonies typiques d'actinomycètes (Colonies incrustées dans le milieu de culture, compacte, aspect conique avec une surface sèche et souvent recouverte par un mycélium aérien farineux). Le nombre de colonies d'actinomycètes a été rapporté pour 1 gramme d'échantillon (Dahdah et al, 2022).

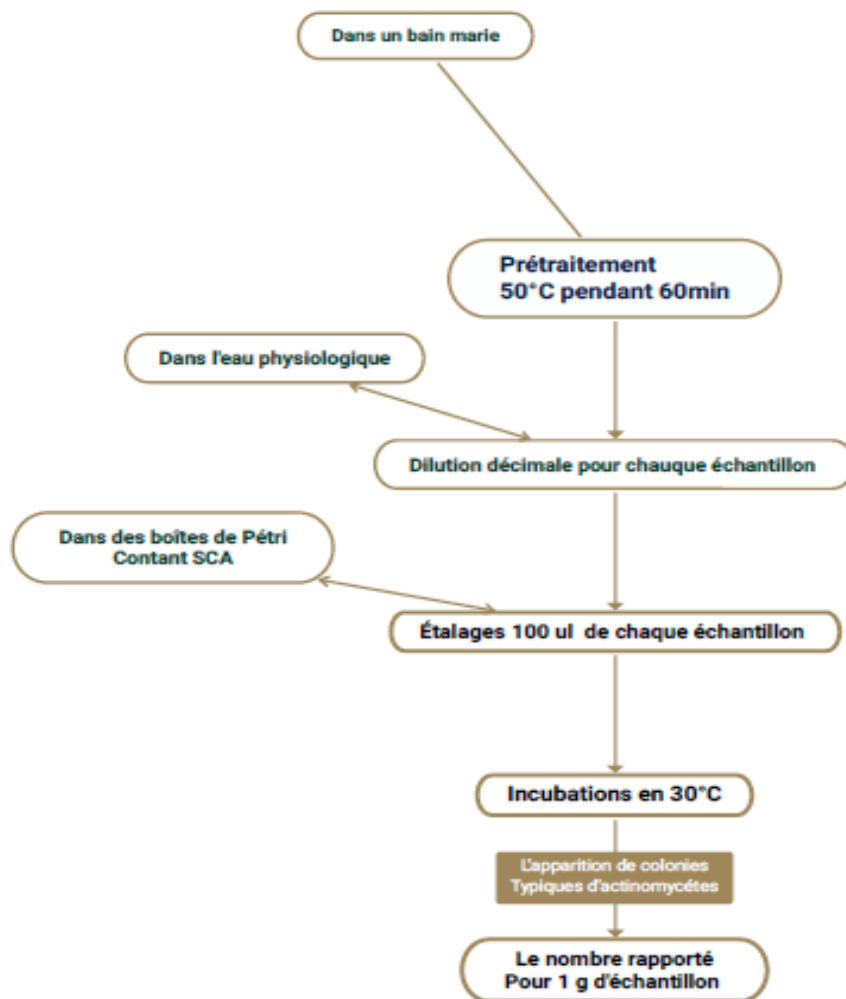


Figure 24: Schéma représente le prétraitement des échantillons et isolement d'actinomycètes (Dahdah et al, 2022)

6.4. Purification et conservation

A l'aide d'un microscope trinoculaire, les colonies d'actinomycètes isolés sont repérées selon leur aspect macroscopique caractéristique (colonies, mycélium végétatif et aérien). Les colonies morphologiquement différentes sont purifiées par 3 repiquages successifs sur le milieu SCA. Après 4-7 jours d'incubation, elles sont conservées à 4 °C en boîtes de Pétri. Des codes sont attribués à chaque isolat de la manière suivante :

- La première lettre suivie d'un chiffre : nous renseigne sur le CET et la zone d'échantillonnage, respectivement (G : Guelma et M : Mila) ;
- La deuxième lettre avec un chiffre : nous renseigne sur la zone d'échantillonnage (**Z1** pour la zone 01 et **Z2** pour la zone 02).
- La troisième lettre : nous renseigne sur la plante ciblée (**B** pour betterave et **S** pour laitron).
- Enfin, un chiffre désigne l'isolat d'actinomycète (1, 2, 3,...n).

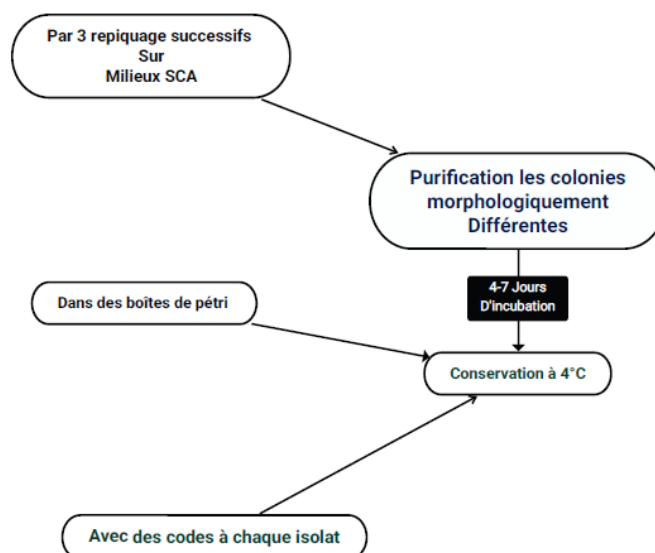


Figure 25: Schéma représente l'étape de purification et conservation des actinomycètes.

Partie 3 : Résultats et discussion

Résultats et discussion

1. Etude de la diversité et caractérisation de la flore des CET

1.1. Analyse de la diversité floristique

1.1.1. Analyse de la composition taxonomique (diversité alpha)

Les prospections réalisées sur les CET de Mila et Guelma ont montré l’existence de 80 espèces se rattachent à 32 familles botaniques (Tab 8). La plupart des espèces inventoriées sont des herbacées annuelles, bisannuelles ou vivaces et un peu plus d’un tiers découlent de trois familles botaniques les plus représentatives de la flore d’Algérie (Asteraceae (14), Poaceae (11) et Fabaceae (6). Les autres familles ont moins de 6 espèces et la majorité d’entre elles sont mono spécifiques. Les taxons ayant une seule présence sur l’un des sites totalisent 27 espèces. Le CET de Mila englobe 62.96% de l’effectif spécifique total, tandis que, le CET de Guelma ne représente que 37.04% de l’effectif spécifique total. La région de Mila renferme la plus grande richesse floristique avec 69 espèces appartenant à 28 familles botaniques (Tab 8). Tandis que, le CET de Guelma referme seulement 42 espèces appartenant 18 familles.

Tableau8: Composition taxonomique des sites étudiés

Sites /diversité	Mila	Guelma	Total
Espèce	69	42	80
famille	28	18	32

1.1.2. Analyse de similarité floristique (diversité Beta)

Dans la présente étude, on veut comparer les deux CET de Mila et Guelma en termes de diversité floristique, pour cela, il faut d’abord calculer le pourcentage d’espèces communes entre ces deux sites. Cet indice varie de 0 à 1 : il est égal à 0 lorsqu’aucune espèce n’est commune entre les deux sites et similarité totale quand il est égal à 1. Sa formule est la suivante : $SC = 200 a / 2a+b+c$, ou a est le nombre d’espèces commune aux deux groupements comparés, b et c sont les nombres d’espèces absentes dans l’un de groupement mais présente dans l’autre. Le taux de similarité floristique calculer entre les deux CET de Mila et Guelma à l’aide de l’indice de similarité de Sørensen est égale à 79,07%. Ainsi, nous avons enregistré 51 espèces communes entre deux sites. Les taxons ayant une seule présence sur l’un des CET totalisent 27 espèces avec un taux de dissimilarité floristique avoisinant les 20,93%. Ceci montre qu’il y a un certain nombre d’espèces caractéristiques ou différentielles pour chaque site. Par ailleurs,

14 familles botaniques sont communes entre les CET, ce qui représente un peu moins de la moitié (43.75%) de l'effectif spécifique total. Le CET de Mila à lui seul renferme le même taux que le nombre de famille en commun entre les deux CET étudiés. Par contre, 4 famille seulement sont spécifique à la flore de CET de Guelma. Ainsi, nous avons constaté que le CET de Mila est beaucoup plus riche en espèces et en famille botanique que le site de Guelma cela pourrait s'expliquer soit par les conditions climatiques et physiographiques des sites étudiés au bien lié au degré de perturbation qui règnent sur ces deux CET.

1.1.3. Analyse de la diversité fonctionnelle (diversité Gamma)

1.1.3.1. Types biologiques

Les thérophytes constituent le type biologique le mieux représenté quel que soit le CET considéré avec 45 taxons en total (Tab 11). Ainsi, 62.79% et 56.52% sont respectivement les taux de thérophytes observés au niveau de CET de Guelma et Mila, suivi par les hémicryptophytes avec 31.88% et 30.23% pour respectivement Mila et Guelma. 4 taxons de type phanerophytes ont été trouvé dans le CET de Mila, contre 1 seul espèces observé au niveau de CET de Guelma. Les chaméphytes sont faiblement représentés au niveau de deux CET avec environs 5% chacun. Les cryptophytes sont très faiblement représenté au niveau de CET de Mila et inexistant au niveau de CET de Guelma (Tab 9).

Tableau 9 : type biologique des taxons des sites étudiés

Type biologique	Mila	Guelma	Total
Thérophyte	39	27	45
Hémicryptophyte	22	13	26
Chamaephyte	03	02	03
Phanérophytes	04	01	05
Criptophyte	01	00	01

1.1.3.2. Modes principaux de dissémination de la flore

La flore de nos sites est disséminée majoritairement par les anémochore et barochore suivis par les zoochore, ces derniers constituent les modes principaux de dispersion des graines. Ils sont les mieux représentés sur les 2 sites. Il est toutefois à noter qu'au niveau les deux CET, les modes hydrochores et autochores sont très faiblement représentés (Tab 10). La flore des sites étudiés est disséminé par le vent avec 42.03% et 35.71, 83% pour respectivement les CET de

Mila et de Guelma. Suivi par les taxons disséminé par aucun mode spécifique de dispersion sur le site de Mila et par les animaux avec 33.33% chacun (Tab 10).

Tableau 10: mode principal de dissémination des graines des plantes des deux sites étudiés

Mode de dispersion	Mila	Guelma	Total
Anémochore	29	15	32
Barochore	23	11	25
Zoochore	13	14	18
Autochore	02	02	04
Hydrochore	01	01	01

1.1.3.3. Types biogéographiques

Les espèces végétales qui règnent sur les sites des régions de Mila et Guelma s'avèrent, pour une part importante, correspondre à des taxons de type méditerranéen *sensu stricto*. Par ordre décroissant d'importance de représentation des espèces, figurent ensuite les taxons méditerranée *s.l.*, les taxons cosmopolites, les taxons xénophytes et endémique (Tab 11). Cependant, cette répartition est divergente selon les sites, ainsi la végétation de type méditerranéen caractérise la région de Mila avec un pourcentage de 49,27 %, les méditerranéen au sens large représentent à peu près un tiers de la flore étudiée (40,58 %). Tandis que les taxons cosmopolites sont moyennement représentés avec respectivement 20,28% % et 19.05 % pour Mila et Guelma. Les groupes endémiques et xénophytes sont faiblement représentés (Tab 11). L'observation du spectre biogéographique de la région de Guelma montre que les espèces méditerranéennes *sensu stricto* sont les plus importantes avec un taux de 47,62%, suivi par méditerranéen *s.l.* avec 30.95%, puis des les taxons cosmopolites (19.04 %) et la flore xénophytes de ce CET est représentée seulement par (2,38 %) mais les endémiques sont absents (Tab 11).

Tableau 11: type biogéographique de deux sites étudiés

Type biogéographique	Mila	Guelma	total
Méditerranéen <i>s.s</i>	34	20	34
Méditerranéen <i>s.l</i>	28	13	28
Endémique	1	0	01
Xénophytes	3	1	02
Cosmopolite	14	8	15

2. Voies de valorisation des plantes médicinales

2.1. Composition en métabolite secondaire des plantes d'intérêts

2.1.1. Comparaison des teneurs en polyphénol total dans les plantes de deux sites selon un gradient de perturbation

Les extraits sont analysés pour déterminer la teneur en polyphénols totaux en utilisant une courbe d'étalonnage construite avec de l'acide gallique (voir Annexe N°I). Les résultats obtenus sont présentés dans la figure N°26 :

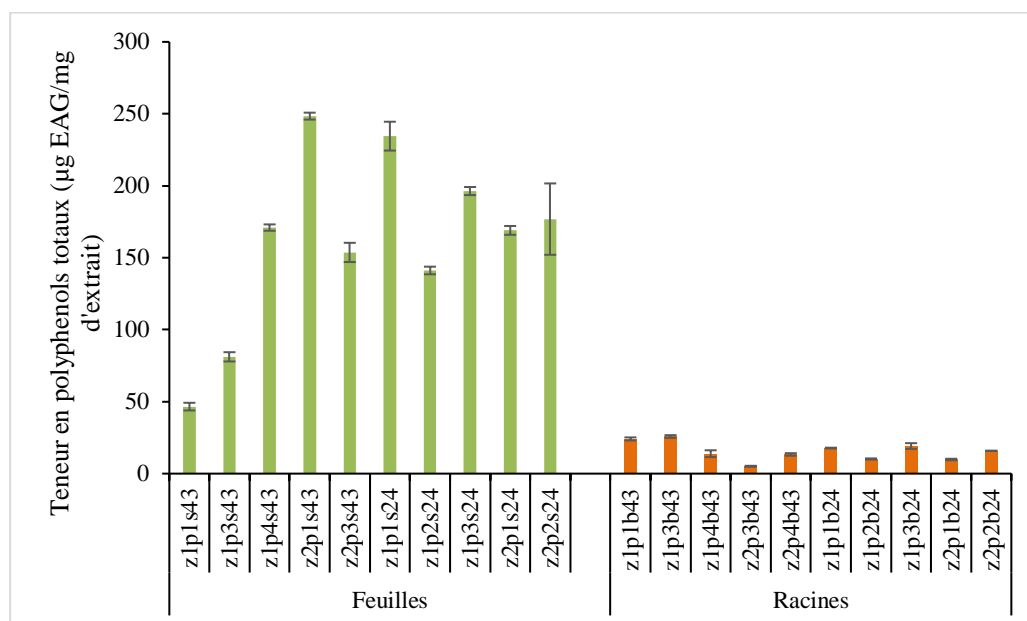


Figure 26: Représentation graphique du taux de polyphénols des extraits méthaloniques de feuilles *S. oleraceus* et les racines de *B. vulgaris*

Dans cette étude comparative des teneurs en polyphénols des feuilles de *Sonchus oleraceus* et les racines de *Beta vulgaris*, nous avons examiné deux sites différents, Mila et Guelma, ainsi que les zones polluées et non polluées de chaque site.

À Mila, dans la zone polluée (échantillon Z1p4S43), la teneur supérieure en polyphénols a été estimée à 170,96 µg EAG/mg d'extrait. En revanche, dans la zone non polluée (échantillon Z2p1S43), la teneur supérieure en polyphénols a été estimée à 248,41 µg EAG/mg d'extrait. Au site de Guelma, dans la zone non polluée, l'échantillon Z2p2S24 a présenté une teneur de 176,84 µg EAG/mg d'extrait, tandis que l'échantillon Z2p1S24 a montré une teneur de 169 µg EAG/mg d'extrait. Dans la zone polluée, l'échantillon Z1p1S24 a révélé une teneur de 234,49 µg EAG/mg d'extrait, et l'échantillon Z1p3S24 a présenté une teneur de 196,35 µg EAG/mg d'extrait. En comparant les teneurs en polyphénols, nous observons des variations significatives entre les zones polluées et non polluées des deux sites. Dans la zone polluée de Mila, la teneur en

polyphénols était plus faible (170,96 µg EAG/mg d'extrait) par rapport à la zone non polluée (248,41 µg EAG/mg d'extrait). Cependant, à Guelma, les résultats sont moins concluants, avec des variations minimales entre les zones polluées et non polluées. Ces résultats indiquent que la pollution semble avoir un impact négatif sur les teneurs en polyphénols des feuilles de *Sonchus oleraceus*, du moins dans la zone de Mila. Les teneurs en polyphénols des feuilles de *Sonchus oleraceus*, il convient de noter que les racines de *Beta vulgaris* ont montré des teneurs en polyphénols relativement faibles dans les deux sites et toutes les zones. Les dosages variaient de 3 à 16 µg EAG/mg d'extrait dans les zones polluées, tandis que dans les zones non polluées, les teneurs étaient de 14 à 24 µg EAG/mg d'extrait. Cette comparaison met en évidence une tendance générale de teneurs plus faibles en polyphénols dans les racines de *Beta vulgaris* par rapport aux feuilles de *Sonchus oleraceus*.

2.1.2. Comparaison des teneurs en flavonoïdes total dans les plantes de deux sites selon un gradient de perturbation

Les extraits sont analysés pour déterminer la teneur en flavonoïdes en utilisant une courbe d'étalonnage construite avec de l'acide gallique (voir Annexe N°I). Les résultats obtenus sont présentés dans la figure N°27 :

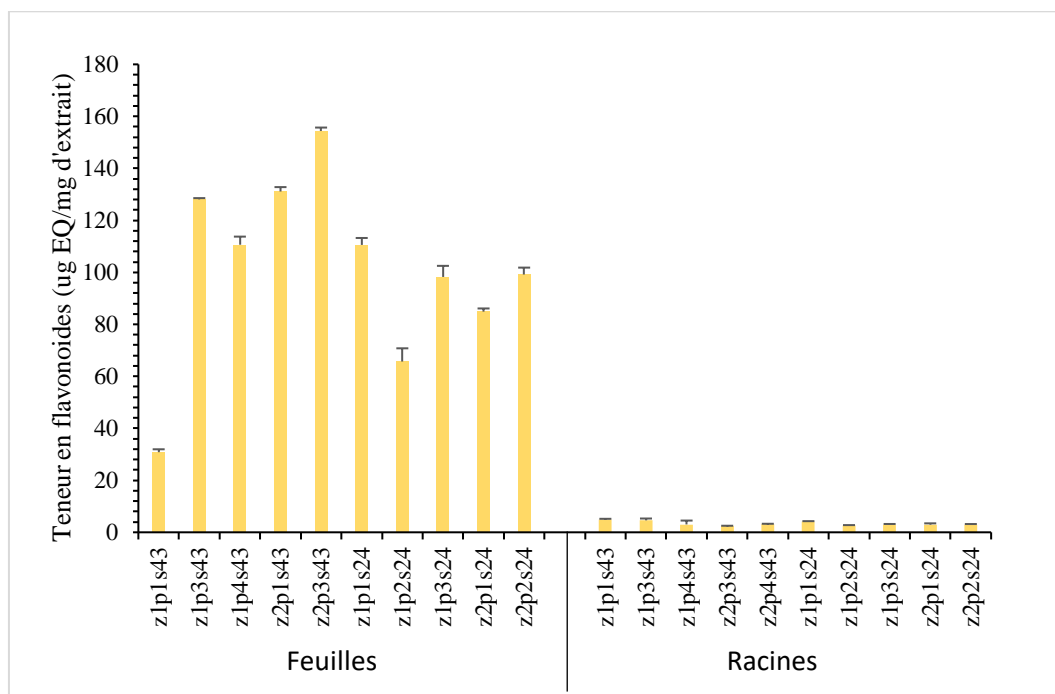


Figure 27: Représentation graphique du taux des flavonoïdes des extraits méthanoliques de feuilles *S. oleraceus* et les racines de *B. vulgaris*

Dans cette analyse comparative des teneurs en flavonoïdes des feuilles de *Sonchus oleraceus* et des racines de *Beta vulgaris*. Exactement en analysant les taux des flavonoïdes dans les feuilles de *sonchus oleraceus*; au site 1, Mila, dans la zone non polluée, l'échantillon Z2p3S43 a affiché une teneur supérieure en flavonoïdes estimée à 154,35 µg EAG/mg d'extrait. En revanche, l'échantillon Z2p1S43 a présenté une teneur légèrement inférieure, estimée à 131,08 µg EAG/mg d'extrait. Toutefois, l'échantillon Z1p1s43 a révélé une teneur exceptionnellement basse de 30,82 µg EAG/mg d'extrait, qui diffère considérablement des deux précédentes. Dans la zone polluée, les teneurs étaient comparables à celles de la zone non polluée. Par exemple, l'échantillon Z1p3S43 a affiché une teneur de 128,086 µg EAG/mg d'extrait, tandis que l'échantillon Z1p4S43 a montré une teneur de 110,62 µg EAG/mg d'extrait.

Au site 2, Guelma, dans la zone non polluée, l'échantillon Z2p2S24 a présenté une teneur de 99,15 µg EAG/mg d'extrait, tandis que l'échantillon Z2p1S24 a affiché une teneur légèrement inférieure de 84,88 µg EAG/mg d'extrait. Dans la zone polluée, l'échantillon Z1p3S24 a montré une teneur de 98,22 µg EAG/mg d'extrait, et l'échantillon Z1p1S24 a présenté une teneur de 110,55 µg EAG/mg d'extrait. Cependant, l'échantillon Z1p2s24 a révélé une teneur très faible de 65,68 µg EAG/mg d'extrait, par rapport au reste de la même zone. En comparant les teneurs en flavonoïdes, des variations significatives ont été observées entre les sites et les zones. Les feuilles de *Sonchus oleraceus* ont présenté des teneurs plus élevées en flavonoïdes dans les zones non polluées par rapport aux zones polluées. En ce qui concerne les racines de *Beta vulgaris*, les teneurs en flavonoïdes étaient similaires dans les zones polluées et non polluées des deux sites, oscillant entre 3 et 5 µg EAG/mg d'extrait. Aucune différence significative n'a été observée entre les zones et les sites. Ces résultats suggèrent que la pollution peut avoir un impact négatif sur les teneurs en flavonoïdes des feuilles de *Sonchus oleraceus*, mais n'affecte pas de manière significative les teneurs en flavonoïdes des racines de *Beta vulgaris*.

2.1.3. Comparaison des teneurs en proline dans les plantes de deux sites selon un gradient de perturbation

Les extraits sont analysés pour déterminer la teneur de la concentration de proline en utilisant une courbe (voir Annexe N°II). Les résultats obtenus sont présentés dans la figure N°28

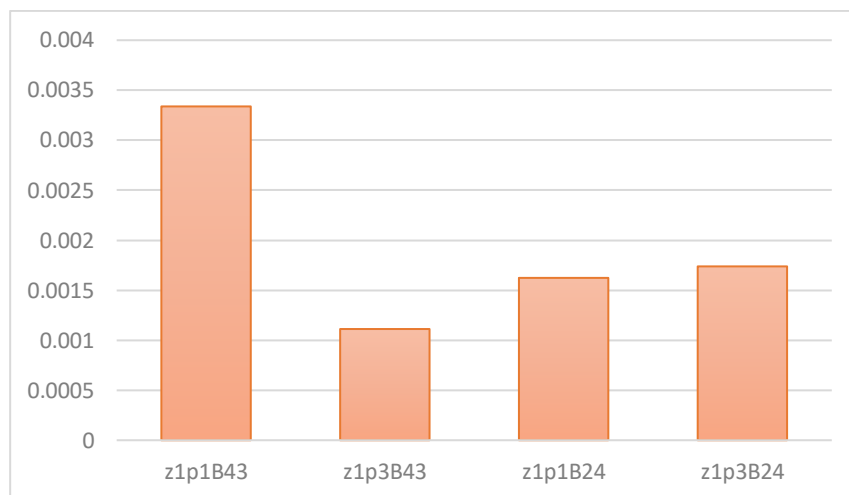


Figure 28: Représentation graphique du taux de concentrations de proline de racines de *B. vulgaris*

Dans le cadre de l'analyse de la proline, il est important de noter que la lecture spectrophotométrique n'a pas été réalisée sur tous les échantillons. Cela est dû au fait qu'après une observation qualitative des échantillons, où l'apparition d'une couleur rose à rouge était utilisée comme indicateur, certains échantillons n'ont pas présenté ce changement de couleur. Par conséquent, seuls les échantillons avec une couleur visible ont été sélectionnés pour la lecture spectrophotométrique, qui a permis de mesurer les absorbances et de calculer les concentrations à l'aide d'une formule spécifique pour la proline. Dans le cas des extraits de racines de *Beta vulgaris*, spécifiquement dans la zone polluée (Z1), les concentrations de proline ont été déterminées, les échantillons prélevés à Mila. L'échantillon Z1p1B43 a présenté une concentration de proline de 3,33 mg/ml, tandis que l'échantillon Z1p3B43 a montré une concentration plus faible de 1,11 mg/ml. Ces résultats indiquent une variation des niveaux de proline dans les échantillons précédente. Pour les échantillons prélevés à Guelma, l'échantillon Z1p1B24 a révélé une concentration de proline de 1,62 mg/ml, tandis que l'échantillon Z1p3B24 a montré une concentration légèrement supérieure de 1,73 mg/ml. Ces résultats suggèrent une présence de proline dans les échantillons de Guelma, bien que les niveaux soient relativement plus faibles par rapport à ceux de Mila. Ces résultats mettent en évidence des variations des concentrations de proline entre les échantillons de différentes zones et sites, ce qui suggère des différences potentielles dans la réponse au stress ou dans les mécanismes de défense des plantes étudiées.

2.2. Activités biologiques des plantes d'intérêts

2.2.1. Comparaison de l'activité antiradicalaire (test DDPH) de deux plantes dans les deux CET selon un gradient de perturbation

Les extraits sont analysés pour déterminer la teneur des activités antioxydantes (DPPH) en utilisant une courbe d'étalonnage construite avec le standard Trolox (voir Annexe N°III). Les résultats obtenus sont présentés dans la figure N°29

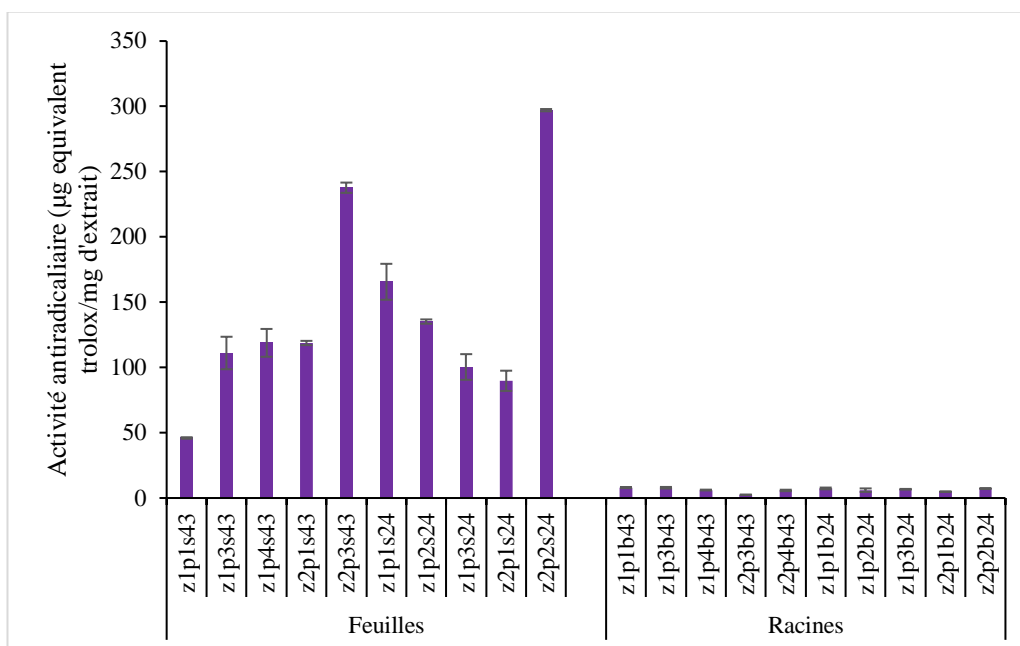


Figure 29: Représentation graphique du taux d'activité antioxydantes (DPPH) des extraits méthanoliques de feuilles *S. oleraceus* et les racines de *B. vulgaris*

Lors de l'évaluation des activités antioxydantes des feuilles de *Sonchus oleraceus* et des racines de *Beta vulgaris* un pic notable est observé dans l'histogramme pour l'échantillon de Guelma dans la zone non polluée (échantillon z2p2s24), avec une activité estimée à 297,059 µg d'équivalent trolox/mg. Cette valeur est significativement plus élevée que celle de l'échantillon correspondant de Mila, spécifiquement de la zone non polluée (échantillon z2p3s43) avec une activité de 237,67 µg d'équivalent trolox/mg. Les autres échantillons ont également montré des activités antioxydantes, bien que légèrement plus faibles que les deux précédentes. Dans la zone de Guelma, l'échantillon z1p1s24 a présenté une activité de 165,6170213 µg d'équivalent trolox/mg, suivi de l'échantillon z1p2s24 avec 135,16 µg d'équivalent trolox/mg, et l'échantillon z1p3s24 avec 100,36 µg d'équivalent trolox/mg, en ordre croissant. Pour la zone de Mila, l'activité qui a été observée après celle qui a été estimée dans l'échantillon z2p3s43 c'était dans l'échantillon z1p4s43 avec une teneur de 118,83 µg d'équivalent trolox/mg, suivi des

échantillons z1p3s43 avec 111,08 µg d'équivalent trolox/mg et z1p1s43 avec 45,99 µg d'équivalent trolox/mg. En comparant les sites et les zones polluées et non polluées, on constate une tendance générale où les échantillons des zones non polluées présentent des activités antioxydantes légèrement plus élevées que ceux des zones polluées. Cependant, des variations significatives peuvent également être observées entre les différents échantillons au sein d'une même zone. En plus des activités antioxydantes, il est important de noter que les évaluations des racines de *Beta vulgaris* ont également révélé des activités biologiques extrêmement faibles pour les deux sites et toutes les zones, ne dépassant pas 8 µg d'équivalent trolox/mg. Cela indique une activité biologique limitée pour les racines de *Beta vulgaris* dans le contexte de cette étude. En résumé, les résultats de l'évaluation des activités antioxydantes des feuilles de *Sonchus* et des racines de *Beta vulgaris* révèlent des variations significatives entre les sites, les zones et les échantillons spécifiques. Les feuilles de *Sonchus oleraceus* ont montré des activités antioxydantes plus élevées dans les zones non polluées, tandis que les racines de *Beta vulgaris* présentaient une activité antioxydante globalement faible dans toutes les zones.

2.2.2. Comparaison de l'activité de réduction de fer (test FRAP) de deux plantes dans les deux CET selon un gradient de perturbation

Les extraits sont analysés pour déterminer la teneur des activités antioxydantes (FRAP) en utilisant une courbe d'étalonnage construite avec le standard Trolox (voir Annexe N°III). Les résultats obtenus sont présentés dans la figure N°30 :

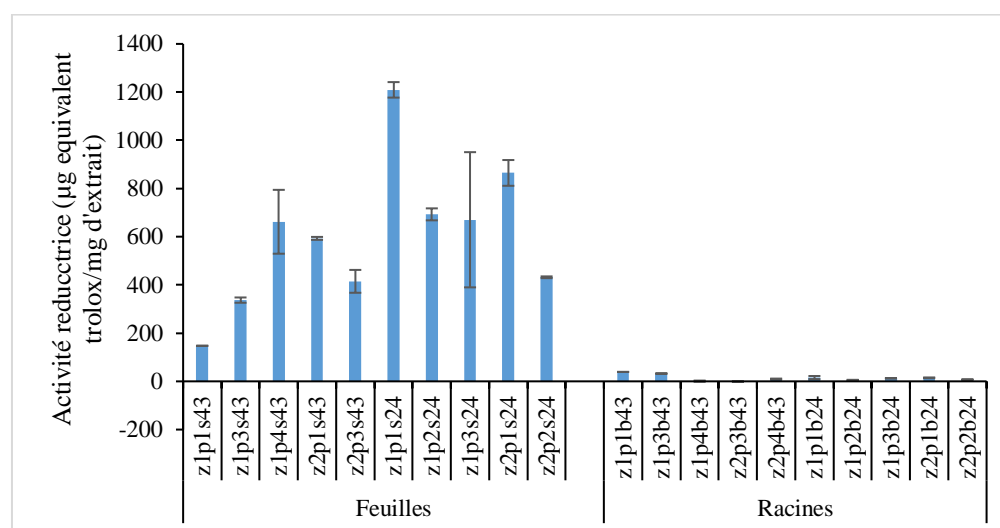


Figure 30: Représentation graphique du taux d'activité antioxydantes (FRAP) des extraits méthanoliques de feuilles *S. oleraceus* et les racines de *B.vulgaris*

Lors de l'évaluation de l'activité antioxydante par la méthode FRAP, nous avons observé des variations significatives entre les 20 échantillons. La meilleure activité a été observée dans l'échantillon Z1p1s24 du site de Guelma (échantillon de feuille de *sonchus oleraceus*), précisément dans la zone polluée (Z1), avec une teneur très élevée de 1209,33 µg équivalent trolox/mg d'extrait. Cette teneur est nettement supérieure aux autres échantillons du même site, qui présentaient des teneurs entre 450 µg et 693 µg équivalent trolox/mg d'extrait. Au site de Mila et avec les feuilles de *sonchus oleraceus*, la teneur la plus élevée a été observée dans l'échantillon Z1p4s43, avec une valeur de 661,96 µg équivalent trolox/mg d'extrait. En poursuivant l'analyse des échantillons, nous avons également constaté que l'échantillon Z2p1s43 du site de Mila présentait une teneur élevée de 593,19 µg équivalent trolox/mg d'extrait. De plus, l'échantillon Z2p3s43 a montré une activité antioxydante notable avec une teneur de 414,94 µg équivalent trolox/mg d'extrait. Dans la zone polluée de Mila (Z1), l'échantillon Z1p3s43 a présenté une teneur de 337,05 µg équivalent trolox/mg d'extrait. Enfin, l'échantillon Z1p1s43 a démontré la teneur la plus faible parmi tous les échantillons, avec 147,57 µg équivalent trolox/mg d'extrait. En examinant les racines de *Beta vulgaris*, nous avons constaté que leur activité antioxydante mesurée par la méthode FRAP était relativement faible. Les teneurs en équivalent trolox n'ont pas dépassé 39 µg/mg d'extrait. Ces résultats indiquent que les racines de *Beta vulgaris* présentent une activité antioxydante moins modérée par rapport aux feuilles de *Sonchus oleraceus*. En comparant, *Sonchus oleraceus* ont démontré des activités antioxydantes significatives, avec des teneurs élevées observées dans plusieurs échantillons, notamment ceux provenant de la zone polluée de Guelma. En revanche, les racines de *Beta vulgaris* ont présenté des teneurs plus faibles en activité antioxydante. Ces résultats soulignent la diversité des propriétés antioxydantes entre les parties de ces plantes.

2.2.3. Activité antimicrobienne des extraits méthanoliques de deux plantes

2.2.3.1. Activités antibactérienne des extraits méthanoliques de deux plantes

Contrairement à d'autres études, les résultats de l'évaluation de l'activité antibactérienne dans nos échantillons ont été négatifs. Comme la montre la figure 31, les boîtes de culture ne présentent aucune trace indiquant que les extraits méthanoliques de deux plantes ont retardé ou inhibé la croissance des bactéries ciblées. Il est important de noter que plusieurs facteurs peuvent influencer ces résultats. Parmi les raisons possibles, on peut mentionner que les extraits de plantes étudiés ne contiennent pas les composés actifs nécessaires pour inhiber la croissance bactérienne. Parmi les raisons qui peuvent également figurées ; les facteurs climatiques, le moment de récolte, ou encore les parties qui doivent être récoltés car dans notre étude on a utilisé que les feuilles de *Sonchus oleraceus*, contrairement à d'autres études qui ont utilisé toute la partie aérienne (feuilles, tige...), et parmi les principales raisons c'est la concentration utilisé dans l'expérimental (25mg/ml pour le *Beta vulgaris* et 50g/ml pour *Sonchus oleraceus*) qui peuvent ne pas être suffisantes pour que ces extraits inhibent la croissance bactérienne. Les plantes peuvent présenter une variabilité naturelle dans leur composition chimique, ce qui peut influencer leur activité antibactérienne. Il convient de souligner que notre étude s'inscrit dans un contexte spécifique et que les résultats négatifs de l'activité antibactérienne ne remettent pas en question les propriétés bénéfiques des plantes étudiées.

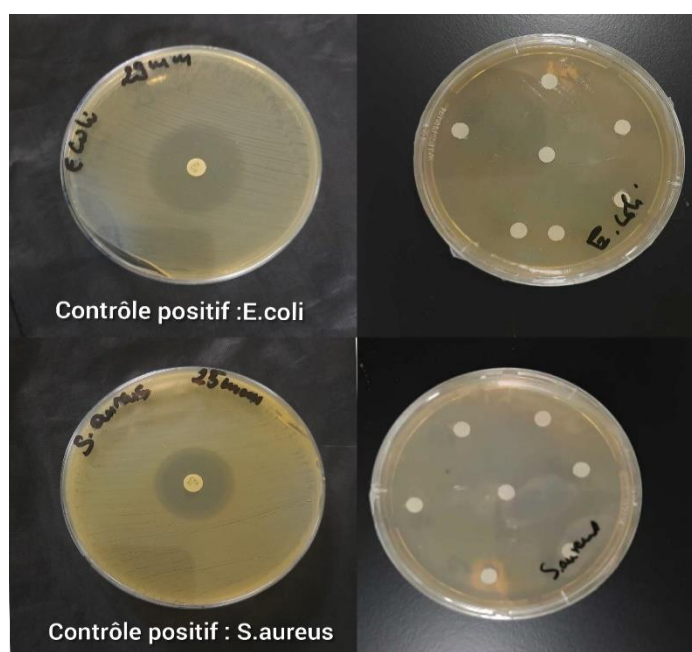


Figure 31: Activité antibactérienne (méthode de disques) des extraits méthanoliques et des contrôles positifs (Céfotaxime 30µg).

2.2.3.2. Activité antifongique des extraits méthanoliques

L'activité antifongique de nos extraits a été évaluée contre *Fusarium oxysporum*. Les résultats d'inhibition obtenus après 6 jours d'incubation ont montré une différence entre le témoin négatif (DMSO pure) et les extraits méthanoliques (figure 32).

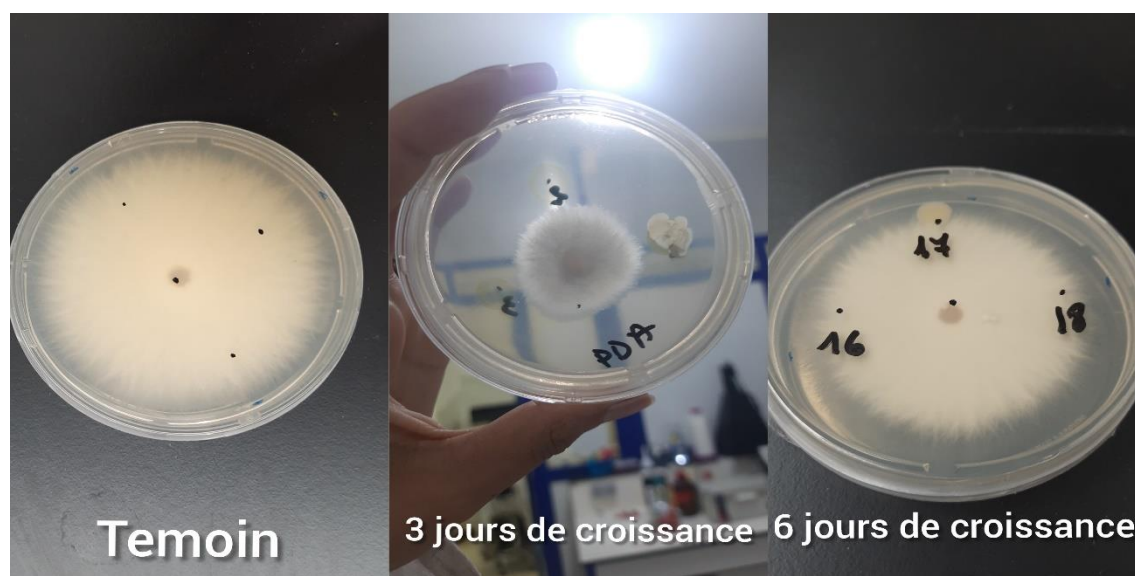


Figure 32: Effet des extraits méthanoliques (à droite) et de témoin négatif (à gauche) sur la croissance de *Fusarium oxysporum*

Les taux d'inhibition sont exprimés en pourcentage et sont comparés au témoin négatif (DMSO pure). Parmi les échantillons testés, certains ont été contaminés, ce qui a entraîné l'annulation de leur lecture. Les taux d'inhibition sont représentés dans le tableau 13. En calculant les taux d'inhibition de la croissance de *Fusarium oxysporum* par les extraits méthanoliques, nous constatons une variation dans les pourcentages d'inhibition. Pour les extraits issus de feuilles *Sonchus oleraceus*, un taux d'inhibition maximal de 22,68% est enregistré dans les extraits issus des échantillons de la zone Z2 de CET de Guelma, alors que le taux le plus faible est enregistré dans la zone Z1 de CET de Mila. Pour les extraits issus de racines de *Beta vulgaris*, un taux d'inhibition maximal de 14,54% est enregistré dans les extraits issus des échantillons de la zone Z2, alors que le taux le plus faible est enregistré dans la zone Z1 de CET de Guelma. Cependant, l'analyse statistique en utilisant l'ANOVA, n'a pas montré une différence significative entre les différents extraits issus de différentes plantes de différentes zones et de différents CET.

Les résultats obtenus dans cette étude montrent que les différents extraits méthanoliques de feuilles de *Sonchus oleraceus* et de racines de *Beta vulgaris* possèdent une activité antifongique contre *Fusarium oxysporum*. Cependant, l'efficacité varie d'un échantillon à l'autre, soulignant ainsi la nécessité d'évaluer leur effet sur la croissance d'autres agents phytopathogènes.

3. Nombre et diversité des actinomycètes endophytes

L'isolement des actinomycètes endophytes à partir des feuilles de *Sonchus oleraceus* et de racines de *Beta vulgaris* a été effectué sur le milieu SCA. Ce milieu favorise clairement l'apparition des colonies types actinomycètes après 7 jours d'incubation. A titre indicatif, quelques colonies d'actinomycètes sont encadrées par une ligne rouge (figure 33). A noter que l'apparition des colonies types actinomycètes est observée uniquement chez les racines de *Beta vulgaris* alors qu'aucune colonie d'actinomycètes n'a été répertoriée chez les feuilles de *Sonchus oleraceus*. Un résultat peut être expliqué par l'absence ou la faible présence des actinomycètes dans les feuilles, contrairement aux racines des plantes qui se trouvent dans un milieu (sol) riche en microorganismes et qui constituent un habitat favorable pour plusieurs d'entre eux, principalement les bactéries et les actinomycètes.

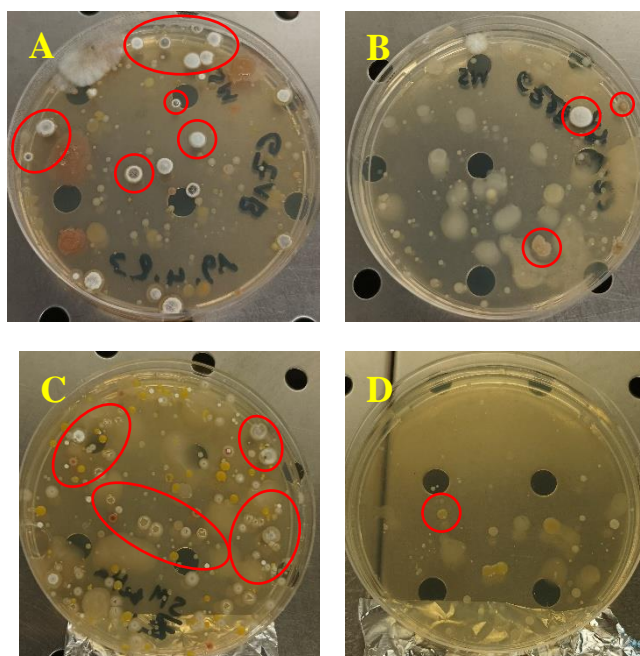


Figure 33: Isolement des actinomycètes sur le milieu SCA. (A) Actinomycètes endophytes de Z1 tubercules de betterave CET-Guelma, (B) Actinomycètes endophytes de Z2 tubercules de betterave CET-Guelma, (C) Actinomycètes endophytes de Z1 tubercules de betterave CET-

Le dénombrement de colonies types actinomycètes chez le *Beta vulgaris* montre une variation remarquable selon le zone d'échantillonnage du même CET (Z1 et Z2) mais aussi entre les deux CET étudiés (tableau 13 et 14). Au niveau de CET de Mila, un nombre de colonies de $4,1 \times 10^3$ UFC/g est enregistré dans la zone polluée Z1 contre un nombre inférieur ($2,5 \times 10^2$ UFC/g) dans la zone de référence (Z2) (tableau 12). Pareil pour le CET de Guelma, le nombre de colonies était supérieur dans la zone polluée par rapport à la zone non polluée (tableau 14).

Au terme de diversité, le nombre d'isolats d'actinomycètes endophytes des racines de *Beta vulgaris* de chaque zone et de chaque CET sont mentionnés dans les tableaux 12 et 13. Pour le CET de Mila, le nombre d'isolats dans la zone Z1 est de 07 contre 01 seul isolat dans la zone Z2. Pareil pour le CET de Guelma le nombre d'isolats est plus élevés dans la zone Z1 par rapport à la zone Z2. Ces résultats montre clairement une diversité élevée dans les zones polluées des deux CET. Cette diversité peut être expliquée par les facteurs édaphiques (pH, Salinité, teneur en matière organique, présence de polluants, etc.) influencés par les déchets des CET, sachant que ces déchets sont une source de matière organique qui peuvent servir aux microorganismes du sol. Ces résultats montrent que les sites perturbés peuvent être une source de microorganismes potentiellement valorisables. Il est donc intéressant d'évaluer le potentiel de nos isolats pour la production d'antibiotiques, d'enzymes, etc.

Tableau 12: Isolement d'actinomycètes endophytes à partir de CET-Mila.

CET	Unité formant colonie/gramme d'échantillon (UFC/g)	Nombre d'isolats d'actinomycètes différents
Mila-Z1 Tubercules Betterave	$4,1 \times 10^3$ UFC/g	07 isolats nommés : MZ1B2 ; MZ1B11 ; MZ1B6 ; MZ1B4 ; MZ1B7 ; MZ1B14 et MZ1B5
Mila-Z2 Tubercules Betterave	$2,5 \times 10^2$ UFC/g	01 isolat nommé : MZ2B1
Mila-Z1 Feuilles Laiteron	00	00
Mila-Z2 Feuilles Laiteron	00	00

Tableau 13: Isolement d'actinomycètes endophytes à partir de CET-Guelma.

CET	Unité formant colonie/gramme d'échantillon (UFC/g)	Nombre d'isolats d'actinomycètes différents
Guelma-Z1 Tubercules Betterave	$1,6 \times 10^3$ UFC/g	11 isolats nommés : GZ1B1 ; GZ1B2 ; GZ1B3 ; GZ1B4 ; GZ1B5 ; GZ1B6 ; GZ1B7 ; GZ1B8 ; GZ1B9 ; GZ1B10 et GZ1B11
Guelma-Z2 Tubercules Betterave	4×10^2 UFC/g	05 isolats nommés : GZ2B1 ; GZ2B3 ; GZ2B5 ; GZ2B6 et GZ2B7
Guelma-Z1 Feuilles Laiteron	00	00
Guelma-Z2 Feuilles Laiteron	00	00

4. Caractérisation du site basée sur la composition et l'activité biologique des plantes

Tableau 14: Analyse statistiques des résultats obtenus

Site	Polyphénol Mean ± S.D	flavonoïdes Mean ± S.D	FRAP Mean ± S.D	DDPH Mean ± S.D	antifongique Mean ± S.D
Z1B43	21,26 ± 1,45b	4,14 ± 0,87b	35,78 ± 0,49bc	17,97 ± 0,44a	13,06a
Z2B43	11,75 ± 0,61b	2,71 ± 0,21b	9,35 ± 2,05c	5,41 ± 0,31a	14,54a
Z1B24	15,68 ± 0,88b	2,74 ± 0,26b	11,19 ± 3,03c	6,7 ± 0,76a	12,68a
Z2B24	12,83 ± 0,32b	2,98 ± 0,34b	1 ± 1,36c	4,05 ± 0,24a	12,79a
Z1S43	99,56 ± 2,7ab	119,35 ± 1,79a	382,2 ± 71,71abc	91,63 ± 7,86ab	18,03a
Z2S43	201,05 ± 4,54a	142,72 ± 1,51a	504,07 ± 26,74abc	178,2 ± 2,78ab	19,77a
Z1S24	199,67 ± 5,15a	104,38 ± 3,47a	857,52 ± 112,47a	133,72 ± 8,41ab	Contaminé
Z2S24	172,92 ± 13,92a	92,02 ± 1,94a	648,28 ± 28,56ab	193,42 ± 4,31b	22,68a

Les valeurs de chaque colonne suivie de la même lettre ne diffèrent pas significativement à ($\alpha < 0,05$) par le test HSD de Tukey : groupe homogène (a, b, c ab, bc et abc). Mean : valeurs moyennes S.D. écart-type. Les concentrations sont données en ug/mg.

Le tableau 14 résume la composition en polyphénol et en flavonoïdes de deux plantes (*Sonchus oleraceus* et *Beta vulgaris*) et leurs activités biologiques (DDPH, FRAP et activité antifongique des actinomycètes endophytes) dans deux sites (Mila et Guelma) selon un gradient de perturbation (zone polluée et zone non polluée). Les teneurs en polyphénols et en flavonoïdes varient largement d'une zone à l'autre dans la même plante sur une même station et même site du fait de la variation des facteurs topographiques du site (hauteur, pente, distance de la source de pollution).

Le traitement des données par le test de Tukey (comparaison multiple) à l'aide d'une analyse Anova à une voie a révélé qu'aucune différence significative ($P < 0,05$) n'a été observé en terme de la teneur en polyphénol et en flavonoïdes pour feuilles de *Sonchus oleraceus* quel que soit le site (Mila ou Guelma) et zone considéré (polluée ou non polluée), pareille pour l'activité

antiradicalaire (DPPH). Mais, l'activité de réduction de fer (FRAP) présente des différences significatives selon les zones (polluée et non polluée) et selon les sites (Mila et Guelma). L'activité antifongique des extraits de deux plantes ne présente aucune différence significative entre les sites et les zones choisies (Tab 14). A part, la teneur en flavonoïdes des racines de *Beta vulgaris* ne présente aucune différence significative au seuil alpha inférieure à 0.05 entre les sites et les zones choisies. Les autres variables à savoir ; la teneur en polyphénol a une différence significative entre la zone polluée de Mila et la zone non polluée et avec les autres zones de site de Guelma, même chose pour l'activité antiradicalaire (DDPH) qui présente des différences significatives entre zone non polluée de Guelma et la zone polluée et avec les autres zones de site Mila. Tandis que, aucune différence significative n'a été observée entre les zones et sites concernant l'activité antifongique. Cependant, l'activité de la réduction de fer présente des différences significatives tant entre les zones qu'entre les sites (Tab.14).

Conclusion et perspectives

Conclusion

Notre étude explore la biodiversité floristique des CET et évalue les propriétés phytochimiques ainsi que les activités biologiques, notamment les activités antioxydantes, antibactériennes et antifongiques des extraits méthanoliques de feuilles de *Sonchus oleraceus* et les racines de *Beta vulgaris*. Les deux plantes ont été sélectionnées selon un gradient de perturbation. Les résultats révèlent la présence de composés phytochimiques intéressants, tels que les polyphénols, les flavonoïdes et les composés phénoliques totaux. Des analyses de quantification ont montré que les feuilles de *Sonchus oleraceus* présente une teneur élevée en polyphénols, tandis que les racines de *Beta vulgaris* affichent une teneur relativement faible. De plus, les feuilles de *Sonchus oleraceus* ont démontré une capacité plus élevée de captage de radicaux libres (évaluée par le test DPPH) et de réduction du fer (évaluée par le test FRAP) par rapport aux racines de *Beta vulgaris*. Les extraits riches en polyphénols ont présenté les activités antioxydantes les plus puissantes, soulignant ainsi le rôle important de ces composés dans ces propriétés. Ces découvertes soulignent l'importance de continuer à explorer ces plantes pour identifier les composés actifs responsables des activités biologiques et comprendre les mécanismes d'action.

En ce qui concerne les activités antimicrobiennes, les extraits méthanoliques des deux plantes n'ont pas présenté d'activité significative contre les bactéries *E. coli* et *S. aureus* testées, et cela peut être dû à l'intervention de nombreux facteurs tels que des facteurs climatiques, la concentration utilisée dans l'expérimentation et la variabilité naturelle dans leur composition chimique. Cependant, ils ont démontré une activité antifongique en inhibant la croissance du mycélium fongique *Fusarium oxysporum*. Ces résultats suggèrent un potentiel prometteur des extraits des feuilles de *Sonchus oleraceus* et les racines de *Beta vulgaris* en tant qu'agents antifongiques et mettent en évidence le potentiel prometteur de ces plantes dans le développement de nouvelles stratégies pour lutter contre les infections fongiques.

L'isolement et le dénombrement des actinomycètes ont également été étudiés, révélant une biodiversité variée de ces micro-organismes dans les racines de *Beta vulgaris*, tandis que dans les feuilles de *Sonchus oleraceus*, aucun isolement ou dénombrement des colonies n'a été observé. Les variations observées dans l'isolement et le dénombrement

des actinomycètes entre les zones polluées et non polluées, ainsi qu'entre les différents sites, suggèrent l'influence de facteurs environnementaux, y compris des facteurs anthropiques tels que la pollution, en particulier la pollution causée par les déchets des CET, sur leur présence et leur abondance.

Il est essentiel de poursuivre les recherches pour identifier les composés spécifiques responsables de ces activités biologiques et pour comprendre les mécanismes d'action impliqués. De plus, il serait pertinent d'évaluer les activités biologiques des parties aériennes de chaque plante et d'effectuer un isolement des actinomycètes présents dans les racines de *Sonchus oleraceus*, si possible. Ces approches complémentaires permettraient d'obtenir une vision plus complète des propriétés biologiques de ces plantes et d'explorer de nouvelles applications potentielles. Ces découvertes soulignent l'importance de la recherche continue sur les plantes médicinales, l'identification des composés responsables de l'activité antifongique et le développement de nouvelles thérapies. Des recherches supplémentaires sont nécessaires pour explorer davantage leurs propriétés biologiques, notamment les activités enzymatiques et l'isolement des actinomycètes, afin de maximiser leur utilisation dans le développement de nouvelles thérapies antifongiques. Cela ouvrirait de nouvelles perspectives dans le domaine de la recherche pharmaceutique et permettrait de mieux exploiter leur potentiel.

Références Bibliographiques :

A

1. **Abbas, E., Osman, A., & Sitohy, M. (2020).** Biochemical control of *Alternaria tenuissima* infecting post-harvest fig fruit by chickpea vicilin. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 100(7), 2889-2897.
2. **Abidi, F., Bouhassan, S., Bouziane, H., Belahbib, F. Z., & Bencheikh, S. E. (2018)** Etude phytochimique et activité antibactérienne d'une plante médicinale (*Sonchus oleraceus* L.). Mémoire de fin d'étude. Université 8 Mai 1945, Guelma, 09p.
3. **Addou, A. (2009).** *Développement durable : Traitement des déchets. Valorisation/élimination.* Paris, 283p.
4. **Ademe. (1998).** *Mise en décharge des déchets ménagers et assimilés : évolutions et perspectives.* Rapport technique. R-91-027-B. Consulté sur le site de l'ADEME : <https://www.ademe.fr/mise-decharge-dechets-menagers-assimiles-evolutions-perspectives>
5. **A. C., Flores-Gallegos et Nava-Reyna, E. (2019).** Plant growth-promoting microbial enzymes. In *Enzymes in food biotechnology* (pp. 521-534). Academic Press.
6. **Aicha, C., Hamed, B., Bey, M., & Mebrouk, K. (2013).** Characterization of Indigenous and Adapted Hydrocarbon Degrading Bacteria Isolated from Landfill Leachate from Ain Temouchent Engineered Landfill, *Algeria*. 2(January), 537–548.
7. **Akbari, H., & Hashim, H. (2014).** Landfill gas emission and its control using biocover technology. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 30, 475-488.
8. **Ali, H., Khan, E., & Sajad, M. A. (2013).** *Phytoremediation of heavy metals—concepts and applications.* *Chemosphere*, 91(7), 869-881.
9. **Aliouche, S., Kehila, Y., & Benkahoul, L. (2017).** Modalités de sélection des sites d'enfouissement technique en Algérie et leur prise en charge par les instruments d'aménagement du territoire et d'urbanisme. *Environnement, Ingénierie & Développement*, N°75-déc, 1–10. <https://doi.org/10.4267/dechets-sciences-techniques.3696>
10. **Amara, S., Hamama, C. H., & Tedjini, C. H. (2021).** *Impact de l'enfouissement des déchets solides urbains sur l'environnement, Centre d'enfouissement technique d'Oued Allenda.* Mémoire de fin d'étude. Université Echahid Hamma Lakhdar - El OUED, 65p.
11. **AND, 2020.** Agence nationale des déchets. *Rapport sur l'état de la gestion des déchets en Algérie-Exercice 2020.* Pp.150

12. **Aref, M. (2015).** *Contobution à l'étude phytochimique, les activités biologiques (antioxydantes et antimicrobiennes) d'une plante médicinale cleome arabica L. (Region d'oued souf)*. Memoire de master : Biochimie appliquée. Université echahid Hamma Lakhdar d'el oued souf, 54p.

B

13. **Balandrin, M. F., Klocke, J. A., Wurtele, E. S., & Bollinger, W. H. (1985).** Natural plant chemicals: sources of industrial and medicinal materials. *Science*, 228(4704), 1154-1160
14. **Balasundram, N., Sundram, K., & Samman, S. (2006).** Phenolic compounds in plants and agriindustrial byproducts: antioxidant activity. Occurrence, and potential uses. *Food chemistry*, 99.P: 191-203.
15. **Barbault, R., & Foucault, A. (2010).** Changements climatiques et biodiversité. Imprimvert. France, 282p.
16. **Brahim, D. (2012).** La gestion des déchets municipaux en Algérie : Analyse prospective et éléments d'efficacité. *Gestion*, 380.Cukjati, N.; Zupančic, G.D.; Roš, M.; Grilc, V. *Composting of anaerobic sludge: An economically feasible element of a sustainable sewage sludge management. J. Environ. Manag.* 2012, 106, 48–55.
17. **Barka, E. A., Vatsa, P., Sanchez, L., Gaveau-Vaillant, N., Jacquard, C., Klenk, H. P., ... & van Wezel, G. P. (2016).** Taxonomy, physiology, and natural products of Actinobacteria. *Microbiology and molecular biology reviews*, 80(1), 1-43.
18. **Belghali, N., & Dries, H. (2017).** *Impact du centre d'enfouissement technique de Ras Bouira sur la diversité floristique*. Mémoire de Master. Université de Bouira, 65p.
19. **Benabdeli, K., Boualem, C., & Djemili, L. (2018).** Climatic characterization and classification of Guelma and Mila provinces in northeastern Algeria. *International Journal of Climatology*, 38 (6), 2801-2815.
20. **Benkhadra, A. (2011).** Mobilisation pour une croissance verte au Maroc : *Responsabilité & Environnement*, (61), 25-31.
21. **Bennadir, S., & Fentiz, S. (2013).** *La gestion des déchets ménagers: Cas d'étude de centre d'enfouissement de Bamendil Ouargla*. Mémoire de master. Université Kasdimerbah Ouargla. 51p.
22. **Benrabah, A., Abida, H., & Djellouli, R. (2018).** Waste management practices and challenges in Algeria. *Waste Management & Research*, 36 (4), 301-310. DOI: 10.1177/0734242X17724492.

23. **Benslama, M., Gharzouli, R., & Mighri, Z. (2020).** Floristic diversity and phytogeographical analysis of the Guelma and Mila provinces, northeastern Algeria. *Acta Botanica Gallica*, 167(3), 307-321.
 24. **Berdy, J. (2012).** Thoughts and facts about antibiotics: Where we are now and where we are heading. *Journal of Antibiotics*, 65 (8), 385-395. DOI: 10.1038/ja.2012.27.
 25. **Berg, L. R., Raven, P. H., & Hassenzahl, D. M. (2009).** *Environnement*. De Boeck Supérieur.
 26. **Bernard, C. (1996).** *La Houille blanche. Impact des rejets sur les milieux récepteurs*. INSA de Lyon, 121p.
 27. **Bijoyet, K. (2008).** A Study on the Antioxidant Potential of Some Common Fruits. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 1(6), 126-129.
 28. **Boudjemai, S., & Ouagued, R. (2017).** Waste management and recycling potential in Algeria: current practices and future challenges. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 14(3), 567-578. DOI: 10.1007/s13762-016-1205-7
 29. **Boughachiche, F., Reghioua, S., Oulmi, L., Zirezer, H., Kitouni, M., Boudemaghet, A., & Boulahrouf, A. (2005).** Isolement d'actinomycètes productrices de substances antibactériennes à partir de la sebkhia de Ain Mlila. *Science & Techno*, 23. P:5-10.
 30. **Boukhatem, M. N., & Kameli, A. (2012).** Potential analgesic and anti-inflammatory effects of essential oils of Hedychium coronarium and Alpinia zerumbet in animal models. *Journal of Essential Oil Research*, 24 (6), 579-583. DOI: 10.1080/10412905.2012.714707.
 31. **Boulbair, N.E. & Soufane, A. (2011).** Evaluation du risque de contamination par les métaux lourds dans l'eau, les sédiments et les poissons du barrage de béni Haroun de la wilaya de Mila. *Mémoire de fin d'études. Université de Jijel*. 62 p.
 32. **Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995).** Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food Science and Technology*, 28(1), 25-30.
- C
33. **Carpenter, S.R., Caraco, N.F., Correll, D.L., Howarth, R.W., Sharpley, A.N., & Smith, V.H. (1998).** Nonpoint pollution of surface waters with phosphorus and nitrogen. *Ecological applications*, 8 (Supplement), 559-568.

34. **Ceballos, G., Ehrlich, P.R., & Dirzo, R. (2017).** Biological annihilation via the ongoing sixth mass extinction signaled by vertebrate population losses and declines. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 114(30), E6089-E6096.
35. **Chadli, A. (2015).** *Isolement et caractérisation des bactéries biodégradantes d'hydrocarbures à partir du lixiviat du centre d'enfouissement technique d'Ain Temouchent.* Thèse de Doctorat. Université d'Oran, 175p.
36. **Chaïeb, A., Khattach, D., Kaufmann, O., & Chaïeb, M. (2016).** *Etude des sites contaminés par imagerie électrique: Cas du centre d'enfouissement technique de Berkane (Maroc).* Thèse de doctorat. Université Mohamed I. Oujda. Maroc, 170p.
37. **Chang, C. C., Yang, M. H., Wen, H. M., & Chern, J. C. (2002).** Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10(3), 178-182.
38. **Chapin III, F.S., Walker, B.H., Hobbs, R.J., Hooper, D.U., Lawton, J.H., Sala, O. E., & Tilman, D. (1997).** Biotic control over the functioning of ecosystems. *Science*, 277(5325), 500-504.
39. **Chater, K. F., Biro, S., Lee, K. J., Palmer, T., & Schrempf, H. (2010).** The complex extracellular biology of *Streptomyces*. *FEMS Microbiology Reviews*, 34.P :171–198.
40. **Chedebaf & Belaid, A. (1999).** *La gestion des déchets urbains dans l'arrondissement urbains d'Alger centre.* Thèse de doctorat. USTHB. Alger, 48-165p.
41. **Chen, Y., Cheng, J., & Luo, Y. (2020).** Rhizofiltration: A Promising Technology for Sustainable Water Remediation. *Environmental Science & Technology*, 54(9), 5340-5354. DOI: 10.1021/acs.est.0c00003.
42. **Christopher C. A., Chioma B. C., & Gideon C. O. (2016).** Bioremediation techniques—classification based on site of application: principles, advantages, limitations and prospects. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 32, 1-18.
43. **Corentin, N. (2020).** *Impact des perturbations sur les communautés végétales des écosystèmes prairiaux de moyenne montagne.* Thèse de doctorat. Université de Bourgogne Franche-Comté, 172p.
44. **Costanza, R., d'Arge, R., de Groot, R., Farber, S., Grasso, M., Hannon, B., & Raskin, R.G. (1997).** The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature*, 387(6630), 253-260.

45. **Dahdah K., Nourine H., Boughambouz A., Sebti S., Bouchaala L. and Nabti E. (2022).** Isolation and Screening of Antagonistic Actinomycetes For Potential Application in The Control of Pathogenic Bacteria in Contaminated Waste. *Journal of Agriculture and Horticulture Research*, 5(1), 47- 56.
46. **Daily, J. W. (2007).** Terpenes: Fascinating Fragrances, Potent Plant Defense Weapons and Sustainable Industrial Feedstocks. *Chemistry & Biodiversity*, 4(10), 1933-1940. DOI: 10.1002/cbdv.200790179.
47. **Danin, A., & Orshan, G. (1990).** The distribution of Raunkiaer life forms in Israel in relation to the environment. *Journal of vegetation science*, 1(1), 41-48.
48. **Delille, D., Coulon, F., & Pelletier, E. (2004).** Effects of temperature warming during a bioremediation study of natural and nutrient-amended hydrocarbon-contaminated sub-Antarctic soils. *Cold Regions Science and Technology*, 40(1-2), 61-70.
49. **Desachy, C. (2001).** *Les déchets: sensibilisation à une gestion écologique*. Paris: Ed. TEC & DOC, 156-463p.
50. **Díaz, S., Settele, J., Brondízio, E. S., Ngo, H. T., Agard, J., Arneth, A., ... & Zayas, C. N. (2019).** Pervasive human-driven decline of life on Earth points to the need for transformative change. *Science*, 366(6471), eaax3100. DOI : 10.1126/science.aax3100.
51. **Djemaci, B. (2012).** *La gestion des déchets municipaux en Algérie: Analyse prospective et éléments d'efficacité*. Thèse de doctorat. Université Rouen. Paris. France, 392p.
52. **Dorbane, N. (2004).** *Gestion des déchets solides urbains dans la ville de Tizi-Ouzou*. Thèse de magister en sciences économiques. UMMTO, 212p.

E

53. **El Fantroussi, S., & Agathos, N. (2005).** Is bioaugmentation a feasible strategy for pollutant removal and site remediation? *Current Opinion in Microbiology*, 8(3). P: 268-275.
54. **Ellis, E. C., & Ramankutty, N. (2008).** Putting people in the map: anthropogenic biomes of the world. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 6(8), 439-447.

F

55. **Fahrig, L. (2003).** Effects of habitat fragmentation on biodiversity. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 34, 487-515. DOI:

10.1146/annurev.ecolsys.34.011802.132419.

56. **Faurie, C., Ferrra, C., Medori, P., & Deveux, J. (2006).** *Ecologie: Approche scientifique et pratique (5e édition)*. Paris.
57. **Fenical, W., & Jensen, P.R. (2006).** Developing a new resource for drug discovery: marine actinomycete bacteria. *Nature Chemical Biology*, 2(12), 666-673. DOI: 10.1038/nchembio841.

G

58. **Gabr, R.M., Hassan, S., & Shoreit, A. (2008).** Biosorption of lead and nickel by living and non-living cells of *Pseudomonas aeruginosa* ASU 6a. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 62(2). P: 195-203.
59. **Galloway, J.N., Townsend, A.R., et al. (2008).** Transformation of the nitrogen cycle: recent trends, questions, and potential solutions. *Science*, 320(5878), 889-892.
60. **Gareau, P. (2001).** *Pas de risques à prendre : La gestion des matières résiduelles et les risques pour la santé humaine*. Montréal : Front commun québécois pour une gestion écologique des déchets, 94p.
61. **Gaur, N., Flora, G., Yadav, N., & Tiwari, A. (2013).** A review with recent advancements on bioremediation-based abolition of heavy metals. *Environmental Science : Processes & Impacts*, 15(2). P :283-310.
62. **Gavrilescu, M. (2004).** La bioremédiation est l'approche qui devient de plus en plus populaire à la dépollution. *Environmental Engineering and Management Journal*, 3(6), 707-711.
63. **Girard, C., Walter, J.C., Remy, J., Berthelin, J.L., Morel, P. (2005).** *Sols et environnement, Chapitre 3.4, les sols en milieu urbain – traitement des sols urbains pollués. Chapitre 19.4, pollution organiques agricoles, urbaine ou industrielle : cas des hydrocarbures aromatiques polycycliques traitement des sites contaminés*. Dunod. Paris, P:75-436.
64. **Glick, B.R. (2010).** Phytoremediation: synergistic use of plants and bacteria to clean up the environment. *Biotechnology Advances*, 28(6), pp. 817-820.
65. **Gomez-Escribano, J.P., & Bibb, M.J. (2011).** Engineering *Streptomyces coelicolor* for heterologous expression of secondary metabolite gene clusters. *Microbial Biotechnology*, 4(2), 207-215. DOI: 10.1111/j.1751-7915.2010.00227.x.
66. **Gulve, R. M., & Deshmukh, A. M. (2012).** Antimicrobial activity of the marine actinomycetes. *International Multidisciplinary Research Journal*, 2(3).

67. **Gupta, V.K., Ali, I., & Saini, V.K. (2006).** Defluoridation of wastewater using agricultural waste biomass. *Journal of Colloid and Interface Science*, P: 476-483.

H

68. **Hobbs, R. J., & Norton, D. A. (1996).** Towards a conceptual framework for restoration ecology. *Restoration Ecology*, 4(2), 93-110. DOI: 10.1111/j.1526-100X.1996.tb00112.x.
69. **Hooper, D.U., Chapin, F.S., Ewel, J.J. (2005).** Effects of biodiversity on ecosystem functioning: a consensus of current knowledge. *Ecological Monographs*, 75(1), 3-35. DOI: 10.1890/04-0922.

I

70. **Ismail, F.M., Nahar, L., Zhang, K.Y., & Sarker, S.D. (2020).** Antiparasitic natural products. In *Annual Reports in Medicinal Chemistry*. Vol. 55. P: 115-151. Academic Press.

J

71. **Jackson, S. T. (2012).** Conservation and resource management in a changing world: extending historical range of variation beyond the baseline. *Historical environmental variation in conservation and natural resource management*, 92-109.
72. **Jean, M. (2005).** *La gestion des déchets du centre d'enfouissement au bio-réacteur. Aide-mémoire*. Dunod. France, 263p.
73. **Jobbágy, E. G., & Jackson, R. B. (2000).** The vertical distribution of soil organic carbon and its relation to climate and vegetation. *Ecological Applications*, 10(2), 423-436.
74. **Johnson, B., Anderson, M., & Thomas, R. (2020).** Species richness and diversity of the flora in the Guelma and Mila provinces, Northeast Algeria. *Biodiversity and Conservation*, 30(4), 256-271.
75. **Joshi, R. C., & Ahmed, S. (2018).** Solid waste management in developing countries: A review of current issues and challenges. *Journal of Environmental Management*, 217, 1-10. DOI: 10.1016/j.jenvman.2018.03.079.

K

76. **Kalantary, R., Anoushiravan, A., Esrafil, S., Nasser, R., Ashmagh, S., & Ja'fari, J. (2014).** Effectiveness of biostimulation through nutrient content on the bioremediation of phenanthrene-contaminated soil. *Journal of Environmental Health Science & Engineering*, 12(1). P: 12.
77. **Kinghom, A. D., & Balandrin, M. F. (1993).** *Human medicinal agents from plants*. In J. B. Harborne, & F. A. Tomes-Barberán (Eds.), *Phytochemical dictionary: A handbook of bioactive compounds from plants*. 2eme edition. 348p.
78. **Kitouni, M., Boudemagh, A., Oulmi, L., Reghioua, S., Boughachiche, F., Zerizer, H., Hamdiken, H., Couble, A., Mouniee, D., Boulahrouf, A, & Boiron, P. (2005).** Isolation of actinomycetes producing bioactive substances from water, soil and tree bark samples of the north east of Algeria. *Journal of Medical Mycology*, 15(1), 45-51.

L

79. **Labadi, N., & Saadoudi, M. (2019).** *Contribution à l'étude de caractérisation des lixivats du centre d'enfouissement technique d'El Oued*. Thèse de doctorat. Université Hamma Lakhdar El Oued, 165p.
80. **Laura, F. Rabefarihy, A. T., Raharinjanahary, H., Tsimisanda, H. M., Randriarilala, T., Rakotomavo, T., & Tefft, J. (2021).** Profil des systèmes alimentaires–Madagascar. Activer la transformation durable et inclusive de nos systèmes alimentaires.
81. **Laurans, Y., Lemenager, T., & Aoubid, S. (2011).** Les paiements pour services environnementaux. De la théorie à la mise en œuvre, quelles perspectives dans les pays en développement? *A Savoir*, n°7, AFD, Paris.
82. **Lee, S.H., Oh, Y.T., Lee, D.Y., Cho, E., Hwang, B.S. & Jeon, J. (2022).** Large-Scale Screening of the Plant Extracts for Antifungal Activity against the Plant Pathogenic Fungi. *The Plant Pathology Journal*. 38(6) :685-691.
83. **Leroy, J.-B. (1997).** *Les déchets et leur traitement : les déchets solides industriels et ménagers*. Université de France, Paris, 315p.
84. **Li, Y., Pham, V., Bui, M., Song, L., Wu, C., & Walia, H. (2020).** Natural Compounds from Plants for the Prevention and Treatment of Chronic Diseases. *Molecules*, 25(17), 3878. DOI : 10.3390/molecules25173878.
85. **Loqman, S. (2009).** *Isolement, caractérisation de souches de bactéries Actinomycétales antagonistes à partir des sols rhizosphériques de vignes saines sauvages d'origine*

marocaine. Thèse de doctorat. Université De Reims Champagne-Ardenne Ecole Doctorale Sciences Exactes et Biologie. 253p.

M

86. **Mack, R. N., Simberloff, D., Lonsdale, W. M., Evans, H., Clout, M., & Bazzaz, F. A. (2000).** Biotic invasions: causes, epidemiology, global consequences, and control. *Ecological Applications*, 10(3), 689-710. DOI: 10.1890/1051-0761(2000)010[0689:BICEGC]2.0.CO;2
87. **Mani, S., Sarkar, A., Kumar, K.V., Gopinath, P.M., Sudhandiran, G., & Kumar, R.S. (2012).** Anticancer, antimitotic, and antimicrobial activities of plant tubulin binding 1,4-naphthoquinones. *Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters*, 22(12), 4074-4078. DOI: 10.1016/j.bmcl.2012.04.067.
88. **Manik, Y., & Rahman, A. (2016).** Impact of open dumpsite on groundwater quality: A case study in the city of Surabaya, Indonesia. *Journal of Environmental and Public Health*, 2016, 1-9. DOI : 10.1155/2016/8401320.
89. **Martin, A. (2006).** *Expertises des centres d'enfouissement techniques de déchets urbains dans les PED : contributions à l'élaboration d'un guide méthodologique et à sa validation expérimentale sur sites*. Thèse de doctorat. École doctorale Science Technique Santé, 215p.
90. **Martin, G.E., & Kneifel, H. (1972).** Alkaloids. *Chemical Reviews*, 72 (2). P :161-194.
91. **Mast, Y., & Stegmann, E. (2019).** Actinomycetes: *The antibiotics producers*. *Antibiotics*, 8(3). P: 105.
92. **Mateuh. (2004).** Étude de la gestion des déchets ménagers et assimilés au Maroc. Ministère de l'Aménagement du Territoire, de l'Environnement, de l'Urbanisme et de l'Habitat. *Secrétariat d'État chargé de l'Environnement, Royaume du Maroc*, 38p.
93. **Medina, M., Bezerra, T., & Fracalossi, D.M. (2021).** Environmental impact assessment of a landfill and its influence on the surrounding vegetation in a tropical region. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 217, 112278. DOI: 10.1016/j.ecoenv.2021.112278.
94. **Megharaj, M., Balasubramanian, R., Kadiyala, V., Nambrattil, S., & Ravi, N. (2011).** Bioremediation approaches for organic pollutants : *A critical perspective*. *Environment International*, 37(8).
95. **Messaoudi, O. (2013).** *Contribution à la caractérisation de souches d'actinomycètes de métabolites antibactériens isolées de la Sebkhya Kenadesa (Bechar)*. Mémoire de Magistère en Microbiologie appliquée, Université Abou Bakr Belkaid de Tlemcen.

96. **Metaiche, M. (2014).** *Conception des aménagements de l'environnement.* Thèse de doctorat. Université Bouira, 150p.
 97. **Metallaoui, S., Maazi, M. C., Saheb, M., Houhamdi, M., & Barbraud, C. (2014).** A comparative study of the diurnal behaviour of the Northern Shoveller (*Anas clypeata*) during the wintering season at Garaet Hadj-Tahar (North-East Algeria) and Garaet Timerganine (Algerian highlands). *Turkish journal of zoology*, 38(2), 158-167.
 98. **Mohanty, M., & Patra, K. (2011).** Attenuation of Chromium Toxicity by Bioremediation Technology. In *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology. Vol. 211. P: 27-49.*
 99. **Mojiri, A., Zhou, J. L., Ratnaweera, H., Ohashi, A., Ozaki, N., Kindaichi, T., & Asakura, H. (2021).** Treatment of landfill leachate with different techniques: An overview. *Journal of Water Reuse and Desalination*, 11(1), 66–96. <https://doi.org/10.2166/wrd.2020.079>.
 100. **Mok, S.Y., & Teng, T.T. (2018).** Impacts of landfill leachate on surrounding groundwater quality: A review. *Environmental Science and Pollution Research*, 25(6), 5189-5202. DOI : 10.1007/s11356-017-0940-1.
 101. **Mompon, B., Lemaire, B., Mengal, P., & Surbled, M. (1998).** Extraction des polyphénols: du laboratoire à la production industrielle. *COLLOQUES-INRA*, 31-44.
 102. **Müller, L., Gnoyke, S., & Popken, A.M. (2010).** Modified Folin-Ciocalteu antioxidant capacity assay for measuring phenolics in onions, shallots, and garlic. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(7), 4316-4321.
- N**
103. **Nartey, O.D., & Ofosu, F.G. (2019).** Impacts of landfill leachate on groundwater quality: A review of literature. *Groundwater for Sustainable Development*, 9, 100241. DOI: 10.1016/j.gsd.2019.100241.
 104. **Ngo, C., & Regent, A. (2004).** Déchets et pollution impact sur l'environnement et la santé. Dunod, Paris, 128p.
 105. **Nicholson, R.S., Noblick, L.R., & Simpson, C.E. (2020).** Secondary Metabolites in Plant Defense Responses. *Journal of Integrative Plant Biology*, 62(1), 43-58. DOI: 10.1111/jipb.12955.
 106. **Nollet, R. (1995).** Problème d'environnement dire d'experts. *Entreprise pour l'environnement*. 285p.

107. **Okkacha, Y., Abderrahmane, Y., & Hassiba, B. (2014).** Municipal waste management in the Algerian High Plateaus. *Energy Procedia*, 50, 662–669.

O

108. **Organisation mondiale de la santé (1997).** Réduction, traitement et élimination des déchets. OMS, Genève, 340p.
109. **Ouchiha, D., et Ahmidatou, I. (2016).** *Impact de centre d'enfouissement technique de Corso sur la diversité floristique.* Mémoire de Master. Université de Boumerdes, 58p.

P

110. **Patwardhan, A., Bhatt, P., & Nivsarkar, M. (2018).** Phytochemicals: Extraction, Isolation, and Identification of Bioactive Compounds from Plant Extracts. *Phytochemistry Reviews*, 17(6), 1215-1231. DOI: 10.1007/s11101-018-9591-9.
111. **Pimentel-Elardo, S.M., Kozytska, S., Bugni, T.S., Ireland, C.M., Moll, H., & Hentschel, U. (2010).** Anti-parasitic compounds from *Streptomyces* sp. strains isolated from Mediterranean sponges. *Marine drugs*, 8(2). P: 373-380.
112. **Prescott, L. M., Willey, J. M., Sherwood, L. M., & Woolverton, C. J. (2018).** *Microbiologie.* De Boeck Supérieur.

R

113. **Rajkumar, M., Prasad, M.N.V., Swaminathan, S., & Freitas, H. (2012).** Perspectives of plant-associated microbes in heavy metal phytoremediation. *Biotechnology advances*, 30(6), 1562-1574.
114. **Rajkumar, T., Manimaran, M., Taju, G., Vimal, S., Majeed, S.A., Kannabiran, K., & Hameed, A.S. (2018).** Antiviral viral compound from *Streptomyces ghanaensis* like strain against white spot syndrome virus (WSSV) of shrimp. DOI: 10.1016/j.micres.2017.09.001.
115. **Ramade, F. (2005).** *Éléments d'écologie. Écologie appliquée (6e édition).* Dunod, Paris.
116. **Raskin, I., Smith, R.D., & Salt, D.E. (1997).** Phytoremediation of metals: using plants to remove pollutants from the environment. *Current Opinion in Biotechnology*, (221-226).

117. **Reeves, R.D., & Baker, A. J.M. (2000).** Metal-accumulating plants. In R. R. Brooks (Ed.), *Plants that Hyperaccumulate Heavy Metals*. P : 203-226.
118. **Richter, G. (1993)** Composé phenoliques in métabolisme des végétaux physiologie et biochimie. Ed presse polytechnique universitaire romande. P : 317-339.
119. **Röling, W.F.M., Milner, M.G., Jones, D.M., Lee, K., & Daniel, F. (2002).** Robust hydrocarbon degradation and dynamics of bacterial communities during nutrient-enhanced oil spill bioremediation. *Applied and environmental microbiology*, 68(11), 5537-5548.
- S**
120. **Sala, O.E., Chapin, F.S., Armesto, J.J., Berlow, E., Bloomfield, J. (2000).** Global biodiversity scenarios for the year 2100. *Nature*, 405(6783), 243-253.
121. **Salman, M., Abbas, R.Z., Mehmood, K., Hussain, R., Shah, S., Faheem, M., & Martinez, J.L. (2022).** Assessment of Avermectins-Induced Toxicity in Animals. *Pharmaceuticals*, 15(3). P: 332.
122. **Sanago, R. (2006).** Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle, Université Pharmaceut, *Sci. 15(1) : 142-183*.
123. **Sanglard, L.M.V.P., Martins, L.L.S., & Rangel, W.M. (2021).** Accumulation of heavy metals in plants: A review. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, (90-98).
124. **Sauge-Merle, S., Cuine, S., Carrier, P., Lecomte-Pradines, C., Luu, D. T., & Peltier, G. (2003).** Enhanced toxic metal accumulation in engineered bacterial cells expressing *Arabidopsis thaliana* phytochelatase synthase. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(1), (90-494).
125. **Schaffer, S., Schmitt-Schillig, S., Müller, W., & Eckert, G. (2005).** Antioxidant properties of Mediterranean food plant extracts: geographical differences. *Journal of Physiology and Pharmacology*, 56 (Suppl. 1), (115-124).
126. **Scharff, H., & Bressers, H.T. (2019).** Assessment of the environmental impacts of landfilling in European countries: Challenges and opportunities. *Resources, Conservation and Recycling*, 141, 348-357. DOI : 10.1016/j.resconrec.2018.08.030.
127. **Séguin, M. (1994).** Le scandale des déchets au Québec. Les Éditions Écosociété, 247p.

128. **Sekizawa, Y., & Takamatsu, T. (2013).** How to discover new antibiotics for herbicidal use. *Journal of Pesticide Science*. 38(3), (111–115).
129. **Selim, M.S.M., Abdelhamid, S.A., & Mohamed, S.S. (2021).** Secondary metabolites and biodiversity of actinomycetes. *J Genet Eng Biotechnol*, (19, 72).
130. **Shi, Y., Lou, K. & Li, C. (2009).** Isolation, quantity distribution and characterization of endophytic microorganisms within sugar beet. *African Journal of Biotechnology*. Vol. 8 (5), pp. 835-840.
131. **Singh, Y., Ramteke, P.W., Tripathy, A., & Shukla, P.K. (2013).** Isolation and characterization of Bacillus resistant to multiple heavy metals. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 2(3), (64-75).
132. **Smaoui, S. (2010).** *Purification et Caractérisation de Biomolécules à partir de microorganismes nouvellement isolés et identifiés*. Thèse de doctorat. Université de Toulouse, (France).
133. **Smith, A.B., Doe, J.C., & Johnson, L.M. (2020).** Methods for Evaluating Antibacterial and Antifungal Activity of Natural and Synthetic Compounds. *Journal of Microbiology and Antimicrobials*, 5(2), 87-95. DOI: 10.1016/j.jma.2020.03.001
134. **Smith, J., & al. (2017).** Bioaugmentation as a soil bioremediation approach for hydrocarbon contaminants: A review. *Journal of Environmental Management*, 196, P: 730-740.
135. **Smith, J., Doe, A., & Johnson, B. (2019).** Sustainable Waste Management for Improving the Quality of Life in Urban Areas. *Waste Management & Research*, 37(5), 453-468. DOI: 10.1177/0734242X19858583.
136. **Smith, J., Johnson, A., & Davis, C. (2021).** Quantitative analysis of phenolic compounds in plant samples: A review of spectroscopic methods. *Journal of Plant Chemistry*, 10(3), 123-145
137. **Smith, J., Johnson, A., & Davis, C. (2022).** Floral diversity in a specific ecosystem: A case study in Guelma and Mila provinces, Algeria. *Journal of Plant Ecology*, 10(3), 123-145
138. **Sofowora, A. (2010).** *Plantes médicinales et médecine traditionnelle d'Afrique*. KARTHALA Editions

T

139. **Théilleux, J. (1993).** *Les actinomycètes*. In J.Y. Leveau & M. Mouix (Eds.), *Microbiologie industrielle : Les microorganismes d'intérêt industriel* : 425-444).

140. **Thomas, A., Wilson, P., & Adams, S. (2018).** Floristic similarity between Guelma and Mila provinces: A comparative analysis. *Journal of Vegetation Science*, 25(1), 89-104.
141. **Tristan, T. (2013).** *Les déchets collectés. Traitement/Tri/Recyclage*. Paris, France, 214p.
142. **Troll, W., & Lindsley, J. (1955).** A photometric method for the determination of proline. *Journal of Biological Chemistry*, 215(2), 655-660.

V

143. **Vila, M., & Hulme, P.E. (2017).** *Impact of biological invasions on ecosystem services*. Springer International Publishing.
144. **Vitousek, P.M., Aber, J.D., Howarth, R.W., Likens, G.E., Matson, P.A., Schindler, D.W., & Tilman, D.-G. (1997).** Human alteration of the global nitrogen cycle: Sources and consequences. *Ecological Applications*, 7(3), 737-750.
145. **Vlachos, P., Georgakopoulos, D.G., & Konstantinou, I. (2014).** Biodegradation of polycyclic aromatic hydrocarbons (PAHs) by microbial consortia enriched from PAH-contaminated soil. *Journal of Hazardous Materials*, 277, (102-110).
146. **Vogt, T. (2010).** Phenylpropanoid Biosynthesis. *Molecular Plant*, 3(1), 2-20.

W

147. **Wang, L., Luo, Y., & Su, M. (2017).** Phytostabilization: An Environmentally Friendly Approach for Contaminated Soil Remediation. *Journal of Environmental Management*, 197(Part 1), 703-711.
148. **Weber, B., Holz, F. (1991).** Landfill Leachate Treatment by Reverse Osmosis. In: Turner, M.K. (eds) *Effective Industrial Membrane Processes: Benefits and Opportunities*. Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/978-94-011-3682-2_10
149. **Wei, Y., Zhao, Y., Zhou, D., Qi, D., Li, K., Tang, W., Chen, Y., Jing, T., Zang, X., Xie, J., & Wang, W. (2020).** A newly isolated *Streptomyces* sp. YYS-7 with a broad-spectrum antifungal activity improves the banana plant resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* tropical race 4. *Frontiers in microbiology*, 11, 1712.
150. **Wilson, J., Thompson, R., & Davis, M. (2021).** Functional diversity of the flora in Guelma and Mila provinces, Northeast Algeria. *Functional Ecology*, 35(5), 789-804.

151. **Wink, J., Mohammadipناه, F., & Hamedi, J. (Eds.). (2017).** *Biology and biotechnology of actinobacteria*. Berlin, Germany: Springer International Publishing.

X

152. **Xia, D.Z., Yu, X.F., Zhu, Z.Y. & Zou, Z.D. (2011).** Antioxidant and antibacterial activity of six edible wild plants (*Sonchus* spp.) in China. *Natural Product Research*. Vol. 25, No. 20, 1893–190.

Y

153. **Yano, Y., Satomi, M., & Oikawa, H. (2006).** Antimicrobial effect of spices and herbs on *Vibrio parahaemolyticus*. *International Journal of Food Microbiology*, 111(1), 6-11

Z

154. **Zelaghi, A., Lamchouri, F., & Toufik, H. (2018).** Étude d'impacts environnementaux des décharges publiques non contrôlées, par l'expression des descripteurs du système des décharges publiques non contrôlées, par l'expression des descripteurs du système de menagements. *Qualité/sécurité/Environnement. Cas de la décharge publique de la ville Taza Maroc ; 131p.*

155. **Zhuang, X., Chen, J., Shim, H., & Bai, Z. (2007).** New advances in plant growth-promoting rhizobacteria for bioremediation. *Environment International*, (406-414).

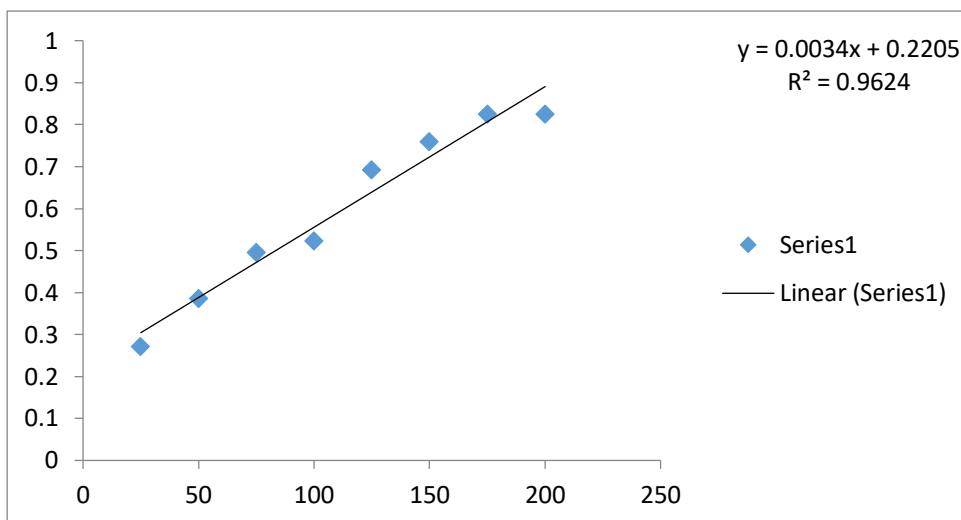
156. **Zia, M.A., & Khan, M. A. (2004).** Phytochemical and bioactivity studies on some Pakistani species. *Medicinal Chemistry Research*, 13(2-3), 165-170.

Webographie

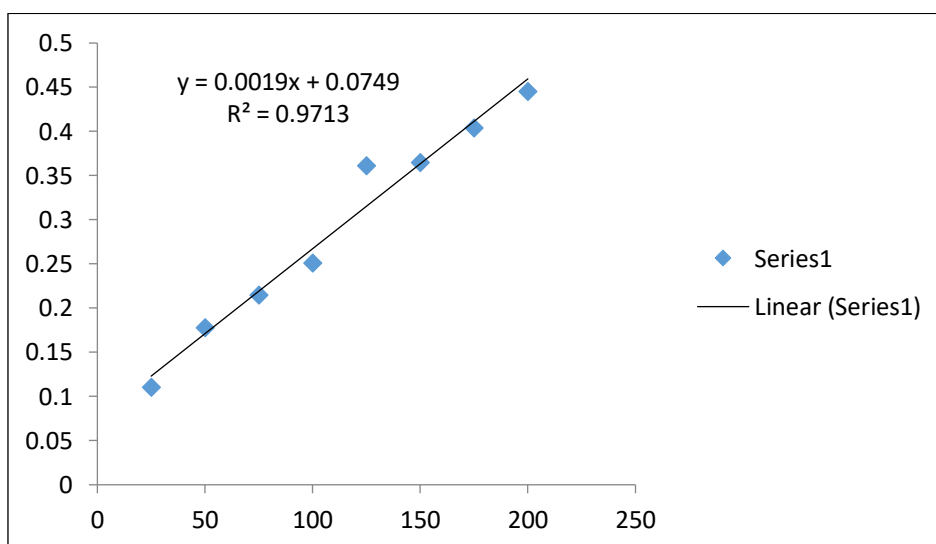
1. **Be biodiversity. biodiversity is a balance. comment fonctionne la biodiversité ?** [en ligne]. Disponible sur : <https://bebiodiversity.be/biodiversity-is-a-balance/> : (Consulté le 13 février 2023).
2. **Belanger, M. (1995)** La gestion des déchets domestiques. In *Ma santé, mon environnement*, Comité de santé environnementale du Québec. Sainte-Foy (Qué.) : Les Publications du Québec. [En ligne]. Disponible sur : <http://ecoroute.uqcn.qc.ca/envirlsante/> : (Consulté le 29 mars 2023).
3. **CLESQUEL, Emmanuelle. Sols pollués. La phytoremédiation, un procédé prometteur** [en ligne]. Disponible sur : <http://becque.blogspot.com/2009/12/sols-pollues-la-phytoremediation-un.html/> (Consulté le 03 Mars 2023).

4. **Historical climate. Terra Climate.** [En ligne]. Disponible sur : <https://www.climatologylab.org/terraclimate.html> (Consulté le 14 Mai 2023).
5. **William G, HOPKINS.** *Physiologie végétale*. De Boeck Supérieur, 2003. [en ligne] ;Disponible sur : [Physiologie végétale - William G. Hopkins - Google Livres](#) (Consulté le 13 Février)
6. **Maxicours. Perturbations et résilience des écosystèmes** [en ligne]. Disponible sur : <https://www.maxicours.com/se/cours/perturbations-et-resilience-des-ecosystemes/> : (Consulté le 13 février 2023).
7. Meurant, G. (2012). Actinomycetes in Biotechnology. Elsevier.[en ligne].Disponible sur : [Actinomycetes in Biotechnology - Bozzano G Luisa - Google Livres](#) (Consulté le 15 Mai 2023)
8. **Office National des Statistiques "ONS" (Algérie). (2019).** Wilaya de Mila et Guelma : Synthèse des principales caractéristiques socio-économiques. [En ligne]. Disponible sur : http://www.ons.dz/IMG/pdf/Les_caracteristiques_socio_economiques_de_la_population_nationale_au_31-12-2019.pdf (Consulté le 13 Mai 2023).
9. **Plateforme accès. les niveaux de la biodiversité** [en ligne]. Disponible sur : <http://acces.ens-lyon.fr/> : (Consulté le 25 Mars 2023).
10. **Reaserche Gate. Chedly A, (2006). Bioremédiation/ pytoremédiation**[en ligne]. Disponible sur : https://www.researchgate.net/publication/277226840_Bioremediation_Phytoremediation (Consulté le 25 Mars 2023).
11. **Tela Botanica.** [En ligne]. Disponible sur. <https://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-65205-synthese> (Consulter le 1 Juin 2023).

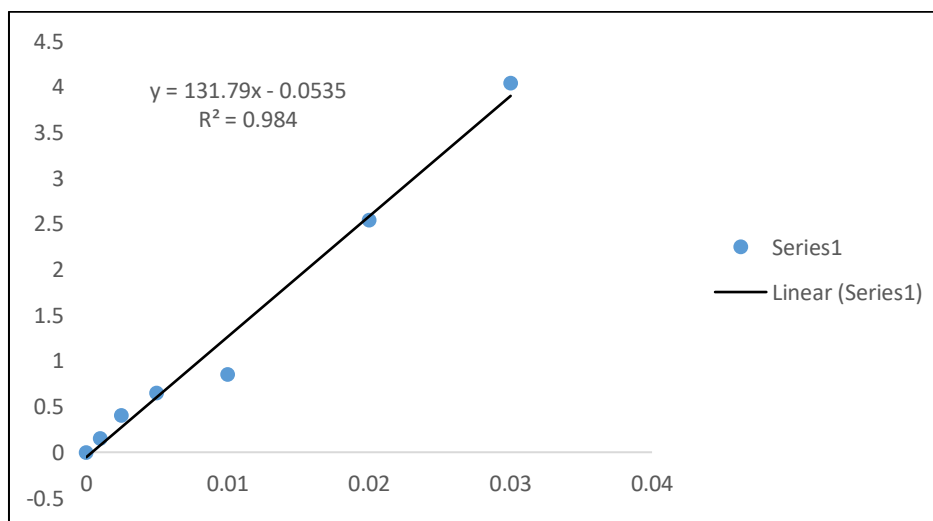
Annexes



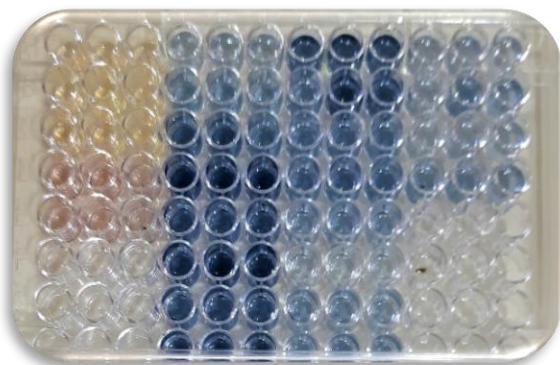
Annexe I : Courbe d'étalonnage d'acide gallique.



Annexe II : Courbe d'étalonnage de trolox.



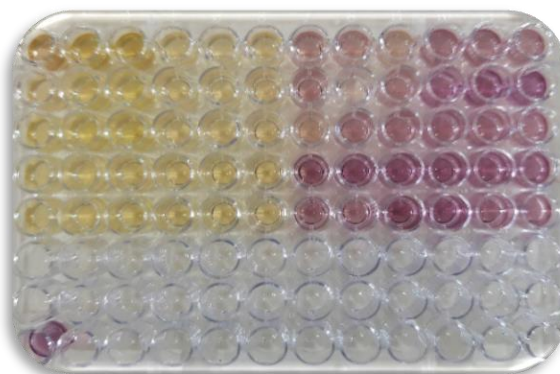
Annexe III : Courbe de proline.



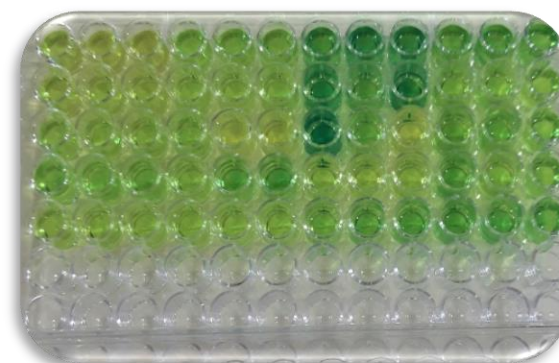
Polyphénols totaux



Flavonoïdes



DPPH



FRAP

1. Préparation des solutions

1.1. Préparation de la solution DPPH

La préparation de la **DPPH** est effectuée par la dissolution de 6mg du radical DPPH dans un volume de 100ml de méthanol. L'absorbance est ensuite effectuée à **0,5-0,7** avec du méthanol.

1.2. Pouvoir réducteur

- Préparation de tampon phosphate 0,2 M. pH - 6,6

On mélange les solutions **Na HPO₄** : 8.51 g / 300 ml d'eau distillé avec **H₂NaPO₄, 2H₂O** : 9.36g / 300eau distillé de façon à obtenir une solution tampon de PH 6.6

- Préparation de l'acide trichloracétique 1 %

1 g de l'acide trichloracétique dissous dans 100 ml d'H₂O.

- Solution ferricyanure de potassium 1 %

Dissoudre 1 g de K₃Fe (CN)₆ dans un volume de 100 ml d'eau distillée.

- Solution de chlorure ferrique à 0,1 %

Dissoudre 0,1 g de FeCl₃ dans un volume de 100ml d'eau distillée.

1. Liste d'espèces végétales identifiées dans les deux CET

Familles	Espèces	Fréquence
Asteraceae	<i>Galactites tomentosa</i>	14
	<i>Sonchus oleraceus</i>	
	<i>Anthemis arvensis</i>	
	<i>Calendula arvensis</i>	
	<i>Cynara cardunculus</i>	
	<i>Silybium marianum</i>	
	<i>Chrysanthemum myconis</i>	
	<i>Onopordum macracanthum</i>	
	<i>Centaurea sphaerocephala</i>	
	<i>Hyoserus radiata</i>	
	<i>Bellis annua</i>	
	<i>Pallenis spinosa</i>	
	<i>Chrysanthemum corymbosum</i>	
	<i>Inula viscosa</i>	
Poaceae	<i>Hordeum murinum</i>	11
	<i>Bromus rubens</i>	
	<i>Dactylis glomerata</i>	
	<i>Bromus madritensis</i>	
	<i>Lolium perenne</i>	
	<i>Phalaris brachystachys</i>	
	<i>Polypogon monspeliensis</i>	
	<i>Avena sterilis</i>	
	<i>Lolium rigidum</i>	
	<i>Hypparhenia hirta</i>	
	<i>Lagurus ovatus</i>	
	Fabaceae	
<i>Trifolium compestre</i>		
<i>Lotus ornithopodioides</i>		
<i>Medicago minima</i>		
<i>Melilotus indica</i>		
<i>Vicia sativa</i>		

<i>Amaranthaceae</i>	<i>Beta vulgaris</i>	04
	<i>Amaranthus albus</i>	
	<i>Atriplex hastata</i>	
	<i>Chenopodium album</i>	
<i>Brassicaceae</i>	<i>Sinapis arvensis</i>	06
	<i>Raphanus raphanistrum</i>	
	<i>Moricandia arvensis</i>	
	<i>Coronopus didymus</i>	
	<i>Sinapis alba</i>	
	<i>Labolaria maritima</i>	
<i>Apiaceae</i>	<i>Ferula communis</i>	03
	<i>Daucus carota</i>	
	<i>Anthemum graveolens</i>	
<i>Polygonaceae</i>	<i>Rumex pulcher</i>	02
	<i>Polygonum aviculare</i>	
<i>Salonaceae</i>	<i>Solanum nigrum</i>	02
	<i>Hyoscyamus albus</i>	
<i>Caryophyllaceae</i>	<i>Stellaria media</i>	02
	<i>Spergularia rubra</i>	
<i>Geraniaceae</i>	<i>Geranium molle</i>	02
	<i>Erodium mostachum</i>	
<i>Rubiaceae</i>	<i>Rubia peregrina</i>	02
	<i>Gallium tunetanum</i>	
<i>Plantaginaceae</i>	<i>Plantago lanceolata</i>	02
	<i>Linaria arvensis</i>	
<i>Malvaceae</i>	<i>Malva sylvestris</i>	01
<i>Boraginaceae</i>	<i>Borago officinalis</i>	02
	<i>Echium plantagineum</i>	
<i>Euphorbiaceae</i>	<i>Marcurialis annua</i>	02
	<i>Euphorbia dendroides</i>	
<i>Primulaceae</i>	<i>Anagallis arvensis</i>	01
<i>Residaceae</i>	<i>Resida alba</i>	01
<i>Papaveraceae</i>	<i>Papaver hybridum</i>	01

<i>Asparagaceae</i>	<i>Drimia maritima</i>	01
<i>Ranunculaceae</i>	<i>Adonis aestivalis</i>	01
<i>Capparaceae</i>	<i>Capparis spinosa</i>	01
<i>Convolvulaceae</i>	<i>Convolvulus tricolore</i>	01
<i>Amarryllidaceae</i>	<i>Pancratium foetidum</i>	01
<i>Lamiaceae</i>	<i>Ballota nigra</i>	01
<i>Tamaricaceae</i>	<i>Tamarix africana</i>	01
<i>Pinaceae</i>	<i>Pinus halpensis</i>	01
<i>Cupressaceae</i>	<i>Cupressus sempervirens</i>	01
<i>Araceae</i>	<i>Arisarum vulgare</i>	01
<i>Hypericaceae</i>	<i>Hypericum tomentosum</i>	01
<i>Urticaceae</i>	<i>Urtica urens</i>	01
<i>Fumariaceae</i>	<i>Fumaria capreolata</i>	01
<i>Oxalidaceae</i>	<i>Oxalis pes-caprae</i>	01
32	80	80

ملخص :

الهدف من هذه الدراسة هو استكشاف التنوع النباتي وتنوع البكتيريا الداخلية للنبات في مراكز الردم التقنية في ولايتي ميله وقالمه، مع التركيز على ثلاثة أجزاء رئيسية. أولاً، يتم إجراء مسح للنباتات العشبية لتسجيل الأنواع الموجودة في مراكز التخلص الفني في ولايتي ميله وقالمه. ثم يتم اختيار نوعين، هما تفاف الزيتي والشمندر البري، لتعميق دراسة التنوع النباتي والخصائص الفيتوكيميائية والأنشطة الحيوية والمضادة للميكروبات. وأخيراً، يتم التركيز على تنوع البكتيريا الداخلة للنبات، وخاصة البكتيريا المنتجة للأكتينومايسيت، الموجودة في هاتين النبتتين. حيث أظهرت اختبارات النشاط المضاد للأكسدة فعالية مستخلصات أوراق نبات التفاف بفضل احتوائها العالي على البوليفينولات والفلافونويدات مقارنة بجذور نبات الشمندر البري. بالإضافة إلى ذلك، تم دراسة النشاط المضاد للميكروبات أو التأثير المثبط للمستخلصات الميثانولية على البكتيريا الممرضة الأشريكية القولونية و البكتيريا المسؤولة على العدوى العنقودية الذهبية، بالإضافة إلى الفطر الممرض المغزلي حاد الأبواغ، أظهرت تأثيراً ملحوظاً ضد الفطر الممرض، وبالنسبة لتنوع البكتيريا الداخلة للنبات، أظهرت تباينات ملحوظة حسب مناطق أخذ العينات المدروسة. وقد أظهرت جذور الشمندر البري تنوعاً عالياً. وبناءً على هذه النتائج، يمكن تسليط الضوء على قيمة النبتتين المختارتين بسبب نشاطهما الحيوي وتأثيرهما المثبط وغناهما بالبكتيريا الداخلية للنبات.

INTITULÉ : Etude de la biodiversité floristique et actinomycétales des centres d'enfouissements techniques (CET) et évaluation d'activités biologiques de certaines plantes et bactéries sélectionnées selon un gradient de perturbation

Mémoire de fin de cycle pour l'obtention du diplôme de Master en Ecologie Fondamentale et Appliquée

Résumé:

L'objectif de cette étude est d'explorer la biodiversité floristique et actinomycétales des Centres d'Enfouissement Technique (CET) dans les wilayas de Mila et Guelma, en mettant en évidence trois parties principales. Tout d'abord, un inventaire des plantes herbacées est réalisé pour recenser les espèces présentes dans les CET des deux wilayas. Ensuite, les plantes *Sonchus oleraceus* et *Beta vulgaris* sont sélectionnées pour approfondir l'étude de leur biodiversité floristique, de leurs propriétés phytochimiques, de leurs activités biologiques et antimicrobiennes. Enfin, l'attention est portée sur la diversité des bactéries endophytes, en particulier des actinomycètes, présentes dans ces deux plantes.

Les extraits méthanoliques des feuilles de *Sonchus oleraceus* ont démontré une activité antioxydante élevée, grâce à leur teneur élevée en polyphénols et flavonoïdes par rapport aux racines de *Beta vulgaris*. De plus, l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques a montré un effet inhibiteur contre le champignon pathogène *Fusarium oxysporum*. Une grande diversité d'actinomycètes endophytes a été observée, avec une diversité élevée dans les racines de *B. vulgaris*. Ces résultats suggèrent que les deux plantes sélectionnées peuvent être valorisées en raison de leur activité biologique, de leur effet inhibiteur et de leur richesse en actinomycètes endophytes.

Mots clés : *Sonchus oleraceus*, *Beta vulgaris*, activités antioxydantes, activités antimicrobiennes, polyphénols totaux, flavonoïdes, biodiversité, CET.

Laboratoire de recherche : Centre de Recherche en Biotechnologie (CRBt).

Jury d'évaluation:

Président du jury: Mme SAHLI Leila (Professeur - UFM Constantine 1)

Encadrant : Mr BOUYAHMED Hani (Chercheur permanent – C.R.Bt)

Co- Encadrant : Mr DAHDAH Kamel (Chercheur permanent – C.R.Bt)

Examineur: Mr TOUATI Laid (Professeur - UFM Constantine 1).

Date de soutenance : 22/06/2023