

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITE FRERES MENTOURI

CONSTANTINE 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Microbiologie

N° d'ordre :46/D3C/2024

N° de série :02/MiBio/2024

Thèse

Présentée pour l'obtention
Du Diplôme de Doctorat 3ème
cycle

En Microbiologie générale et
appliquée

Par

REBAI Hadjer

Thème

***Biodégradation de certains pesticides par des actinomycètes
isolés des sols agricoles des régions sud de l'Algérie.***

Soutenu le : 06 /07/2024

Membres de jury:

Président:	Pr. BENHIZIA Yacine	Université Constantine 1FM.
Directeur de thèse:	Pr. BOUDEMAGH Allaoueddine	Université Constantine 1FM.
Examineur :	Pr. KITOUNI Mahmoud	Université Constantine 1FM.
Examineur :	Pr. SILINI Alaoua	UFA Sétif 1.
Examineur :	Pr. HAMIDECHI Mohamed Abdelhafid	Université Abbas Laghrour Khenchela.
Examineur :	Pr. ROUAG Nouredine	UFA Sétif 1.

Année Universitaire: 2023-2024

Mama, OUNASS Louiza

À la personne la plus chère à mon cœur, celle qui m'a encouragé pendant 24 années d'études, celle qui a tout donné pour que je devienne la personne que je suis aujourd'hui, je t'aime maman et j'espère que tu es fière de moi. J'ai mis tous mes efforts pour toi, et ce travail est dédié à toi en reconnaissance de tes sacrifices et de ton dévouement. C'est le fruit de notre rêve commun, celui que nous avons partagé pendant toutes ces années. Que Dieu te protège et te permette de voir encore plus de succès de ta fille unique.

Papa, REBAI Mohammed Saleh

À mon amie, mon frère, mon papa, Aujourd'hui, je suis très heureuse car je porte à ma main ton rêve. Je suis profondément contente d'avoir concrétisé les fruits de tes efforts et de tes sacrifices. Je n'oublie pas tout ce que tu as fait pour que je puisse réaliser ce rêve qui nous était cher. Alhamdulillah, j'espère que tu es fier de moi. Que Dieu te protège et te permette de voir encore plus de succès de ta fille unique.

Mes Frères, Walid et Imad

Un immense merci à vous, mes chers frères, pour vos encouragements, votre soutien et vos précieux conseils qui ont été les guides de mes réussites. Que Dieu vous protège et vous accorde le bonheur et la réussite. Votre présence dans ma vie est une bénédiction que je chérirai toujours.

Mes tantes, Alima et Habiba

*Merci infiniment mes belles tantes pour votre soutien indéfectible, et votre amour inconditionnel.
Je vous aime de tout mon cœur. Que Dieu vous préserve en bonne santé et vous accorde une longue
vie remplie de bonheur.*

*À toute la famille de **REBAI** et **OUNASS***

À mes amies

À mes enseignants, un grand merci

REBAI Hadjer

Avant tout, je remercie le Dieu, qui m'a donné la force et la volonté de réaliser mon rêve.

*Je tiens à exprimer ma profonde gratitude envers mon directeur de thèse, le **Professeur Boudemagh Allaouddine**, pour sa rigueur scientifique exceptionnelle et son soutien précieux tout au long de ce travail. Ses conseils éclairés et sa disponibilité ont été inestimables. C'est avec une grande fierté que je soutiens ma thèse sous sa direction.*

*Je tiens à remercier **Pr. Benhizia Yacine**, d'avoir accepté de présider mon jury, ainsi de m'avoir accepté dans son laboratoire. Ses conseils scientifiques précieux et ses encouragements ont été d'une grande aide pour moi.*

*Je remercie également **Pr. Kitouni Mahmoud** à Université des Frères Mentouri Constantine1, **Pr. Silini Alaoua**, **Pr. Rouag Noureddine** à Université Sétif 1, et **Pr. Hamidechi Mohamed Abdelhafid** à Université Abbas Laghrour Khenchela d'avoir accepté d'être examinateurs de ce travail.*

Je tiens à exprimer ma sincère gratitude au **Dr. Ashraf Aly Hassan** pour m'avoir accueilli dans son laboratoire à l'université des Émirats Arabes Unis. Je suis reconnaissante pour la facilité qu'il m'a accordée pour travailler en tant que membre de son équipe, ainsi que pour son soutien moral pour compléter ce travail.

Mes remerciements au **Dr. Sunil Mundra** d'avoir accepté dans son laboratoire de biologie moléculaire à Émirats Arabes Unis, ainsi pour ses conseils et son aide précieux.

Je remercie chaleureusement **Dr. Pratheesh Parkasam Thanka**, Université des Émirats Arabes Unis et **Dr. Essam Nageh Sholkamy**, Université du Roi-Saoud, Arabie Saoudite pour ses accompagnements, ses conseils scientifiques, ainsi que l'aide qu'ils m'ont apportée durant ma recherche.

Je tiens à remercier **Pr. Iratni Rabah**, à l'université des Émirats Arabes Unis pour son aide et ses conseils durant mon voyage de recherche.

Je remercie vivement les membres de laboratoire de l'eau, Université des Émirats Arabes Unis, **Manisha Sukhraj, Qasim Khan, Beenish Muhammad Tahr, Salem Ali**.

Mes vifs remerciements aux enseignantes **Dr. Oulmi Lamia, Dr. Boubekri Karima, Dr. Saoudi Mouna** pour l'aide qu'elles m'ont donné au long mes études de doctorat.

Je remercie également les doctorantes **Shahana Seher Malik et Hadel Mohsen**, à Université Émirats Arabes Unis pour leur soutien moral et leur aide durant mon stage.

Je voudrais exprimer ma gratitude envers ma camarade **Meriem Rahmani** pour son précieux soutien et son encouragement moral durant ma recherche à Émirats Arabes Unis.

Je tiens à exprimer ma gratitude envers mes amies **Souda Ibtihedj, Benantar Fatma Zohra, Aidaoui Samiha, Boutadjine Hibat Allah, Benlahrache Nour el Houda, Brighen Hanane, Labed Hanane et Grendi Sara** pour leur soutien constant, leur amitié sincère et leur présence bienveillante tout au long de mon parcours.

J'aimerais également à remercier monsieur **Touati Hamed Ali et Benatia Hocine** pour leur aide lors de mon échantillonnage dans les villes d'El Oued et Ouargla.

Remerciement

*Je n'oublie pas à remercier tous les membres de **CCLS**, **DSA** et **ITDAS** d'El-Oued et Ouargla pour l'aide apportée durant mon enquête.*

*Enfin, mille merci pour ma famille **REBAI**, mes proches, mes amies, mes enseignants, et toutes les personnes qui m'ont aidé tout au long de mes études.*

REBAI Hadjer

Résumé

Abstract

الملخص

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction	1
I. Les pesticides	4
1. Histoire des pesticides	5
2. Définition	6
3. Les pesticides en Algérie	6
4. Les pesticides dans le monde	6
5. Classification	7
5.1. Selon l'organisme ciblé (biologique)	7
5.1.1. Les herbicides	7
5.1.2. Les fongicides	7
5.1.3. Les insecticides	8
5.2. Selon leurs particularités chimiques	8
5.2.1. Les pesticides inorganiques	8
5.2.2. Les pesticides organométalliques	9
5.2.3. Les pesticides organiques	9
5.2.3.1. <i>Les organochlorés</i>	9
5.2.3.2. <i>Les organophosphorés</i>	10
5.2.3.3. <i>Les carbamates</i>	11
5.2.3.4. <i>Les pyréthrinoïdes</i>	12
5.2.3.5. <i>Les pyrimidines</i>	13
5.2.3.6. <i>Les triazines</i>	14
5.2.3.7. <i>Les organosulfurés</i>	15
6. Devenir des pesticides dans l'environnement	16

6.1.	La rétention.....	16
6.2.	La dégradation	17
6.2.1.	La dégradation abiotique.....	17
6.2.1.1.	<i>L'hydrolyse</i>	18
6.2.1.2.	<i>La photo-dégradation</i>	18
6.2.2.	La dégradation biotique.....	18
6.3.	Le transfert des pesticides	18
6.3.1.	Transfert vers l'atmosphère	18
6.3.1.1.	<i>Volatilisation</i>	18
6.3.2.	Transfert vers les eaux de surface (ruissellement)	19
6.3.3.	Transfert vers les eaux souterraines (lixiviation)	19
7.	Impact des pesticides.....	19
7.1.	Impact sur l'environnement.....	20
7.1.1.	Impact sur le sol.....	20
7.1.2.	Impact sur l'eau.....	21
7.1.3.	Impact sur l'air	22
7.2.	Impact sur les organismes non cibles	22
7.3.	Impact sur la santé humaine	22
8.	La biodégradation des pesticides	23
8.1.	Introduction.....	23
8.2.	Types de bioremédiation.....	24
8.2.1.	Dégradation fongique.....	24
8.2.2.	Dégradation enzymatique.....	24
8.2.3.	Dégradation bactérienne.....	24
8.3.	Les étapes de la biodégradation d'un pesticide	25
8.4.	Mécanismes de la biodégradation.....	25
8.4.1.	La minéralisation.....	25
8.4.2.	Le Co-métabolisme.....	25
8.5.	Les facteurs influençant la biodégradation des pesticides.....	26
8.5.1.	La structure de pesticide.....	26
8.5.2.	La composition microbienne	26
8.5.3.	Les conditions de l'environnement	26
8.5.4.	Disponibilité de nutriments	26
8.5.5.	Température et humidité.....	27

8.5.6.	pH du milieu	27
8.5.7.	L'oxygène	27
II.	Les actinomycètes	28
1.	Définition et généralités	28
2.	Morphologie	30
3.	Le cycle de développement	36
4.	Physiologie des actinomycètes	37
4.1.	Le pH	37
4.2.	La température	37
4.3.	L'oxygène	38
4.4.	Tolérance en NaCl	38
4.5.	L'activité de l'eau (Aw)	39
5.	L'écologie des actinomycètes	39
6.	Taxonomie	39
7.	Le métabolisme des actinomycètes	40
8.	Le rôle des actinomycètes dans le sol	41
8.1.	La biodégradation des pesticides par des actinomycètes	42
III.	Les pesticides les plus utilisés dans les wilayas d'El-Oued et Ouargla	44
1.	Les pesticides en Algérie	44
2.	Les pesticides les plus utilisés dans la wilaya de Ouargla	44
2.1.	Herbicide : Fortin	44
2.1.1.	Caractéristiques générales	44
2.1.2.	Effet de glyphosate sur l'environnement	45
2.1.3.	Effet de glyphosate sur la santé humaine	46
2.1.4.	Méthodes d'élimination du glyphosate	46
2.1.5.	La biodégradation du glyphosate	46
2.2.	Insecticide Decis 25EC	47
2.2.1.	Caractéristiques générales	47
2.2.2.	Effet de Decis 25EC sur l'environnement	49
2.2.3.	Effet de Decis 25EC sur la santé humaine	49
2.2.4.	Méthodes d'élimination de Decis 25EC	49
2.2.5.	La biodégradation de Decis 25EC	49
2.3.	Le fongicide Horizon	50
2.3.1.	Caractéristiques générales	50
2.3.2.	Effet de tébuconazole sur l'environnement	52
2.3.4.	Méthodes d'élimination de tébuconazole	52

2.3.5.	La biodégradation de tébuconazole	52
3.	Les pesticides les plus utilisés dans la wilaya d'El-Oued.....	53
3.1.	L'herbicide metricam	53
3.1.1.	Caractéristiques générales.....	53
3.1.2.	Effet de la métribuzine sur l'environnement	54
3.1.3.	Effet de la métribuzine sur la santé humaine.....	54
3.1.4.	Méthodes d'élimination de la métribuzine	54
3.1.5.	La biodégradation de la métribuzine	55
3.2.	Le fongicide Aliette Flash	55
3.2.1.	Caractéristiques générales.....	55
3.2.2.	Effet d'aliette flash sur l'environnement	56
3.2.2.	Effet d'aliette flash sur la santé humaine	57
3.2.3.	La bioégradation d'aliette flash.....	57
	Matériel et méthodes	58
1.	Le choix des sites d'étude.....	58
2.	La localisation géographique des sites.....	58
2.1.	Le site-Ouargla	58
2.2.	Le site-El-Oued.....	58
3.	L'échantillonnage.....	58
4.	Caractéristiques physico-chimiques du sol	59
4.1.	Mesure du pH	59
4.2.	Pourcentage d'humidité.....	59
4.3.	Mesure de la conductivité électrique	59
4.4.	Détermination du taux de la matière organique.....	59
5.	Isolement	60
5.1.	Préparation des dilutions.....	60
5.2.	Préparation des milieux d'isolement	60
5.3.	Isolement classique.....	60
5.4.	Isolement par enrichissement.....	60
5.5.	Purification et conservation des isolats	61
6.	Caractérisation morphologiques, physiologique, et métabolique de souches isolées ..	61
6.1.	Préparation de l'inoculum général	61
6.2.	Caractérisation morphologique	61
6.2.1.	Observation macroscopique	61
6.2.2.	Observation microscopique (Coloration de Gram).....	62
6.2.3.	Observation microscopique (Technique de culture sur lamelle)	62

6.3.	Caractérisation physiologique.....	62
6.3.1.	Effet de pH sur la croissance des isolats bactériens	62
6.3.2.	Effet de la température sur la croissance des isolats bactériens	62
6.3.3.	Effet du chlorure de sodium (NaCl) sur la croissance des actinomycètes.....	62
6.4.	Caractérisation métabolique	63
6.4.1.	Test de croissance sur des différentes sources de carbone	63
6.4.2.	Test de la croissance sur différentes sources d'azote	63
6.4.3.	Hydrolyse de l'amidon	63
6.4.4.	Hydrolyse de la caséine	63
6.4.5.	Hydrolyse de la gélatine.....	64
6.4.6.	Action sur lait écrémé	64
6.4.7.	Recherche de la catalase	64
7.	Identification moléculaire de souches actives	64
8.	Test de biodégradation des pesticides.....	65
8.1.	Préparation de l'inoculum.....	65
8.2.	Préparation des pesticides	65
8.3.	Criblage qualitative.....	66
8.4.	Cinétique de croissance des actinobactéries actives en milieu liquide (criblage quantitatif) 66	66
9.	Biodégradation des pesticides	66
9.1.	La métribuzine.....	66
9.1.1.	Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation	67
9.1.2.	Analyse de la biodégradation de la Métribuzine par GC-MS.....	67
9.2.	Le glyphosate	68
9.2.1.	Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation	68
10.	Analyse de carbone organique total (COT)	69
11.	Analyse ATR-FTIR des pesticides glyphosate et métribuzine	70
12.	Les paramètres cinétiques	71
13.	Les analyses statistiques.....	71
	Résultats et discussion.....	72
1.	Résultats des enquêtes auprès des structures agricoles	72
2.	Caractéristiques physicochimiques des sols.....	72
3.	Isolement des souches.....	73
3.1.	Isolement classique.....	73
3.2.	Isolement par enrichissement.....	75

4.	Caractérisation morphologique métabolique et physiologique des actinobactéries isolées par les deux techniques	75
4.1.	Caractérisation macroscopique et microscopique.....	79
4.2.	Caractérisation métabolique et physiologique des isolats d'actinobactéries	79
4.3.	Identification moléculaire des souches	84
5.	Screening des souches dégradantes des pesticides	85
5.1.	Screening qualitatif	85
5.1.1.	Les souches d'El-Oued.....	85
5.1.2.	Les souches de Ouargla.....	87
5.2.	Cinétique de croissance des actinobactéries actives en milieu liquide (Screening quantitatif) 90	
5.2.1.	Le sol d'El-Oued.....	90
5.2.2.	Le sol de Ouargla.....	91
6.	Biodégradation de la métribuzine	93
6.1.	Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation.....	93
6.2.	Analyse de la biodégradation de la métribuzine par GC-MS	99
6.3.	Évaluation du carbone organique totale (TOC)	103
6.4.	Analyse de la biodégradation de la métribuzine par le test ATR-FTIR.....	104
7.	Biodégradation de glyphosate	106
7.1.	Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation.....	106
7.2.	Évaluation du carbone organique totale (TOC)	117
7.3.	Analyse de la biodégradation du glyphosate par le test ATR-FTIR.....	117
	Conclusion et perspective	121
	Références bibliographiques.....	124
	Annexes	

Valorisation des travaux de thèse

Résumé

Cette étude se concentre sur un diagnostic des pesticides les plus couramment utilisés dans l'agronomie de certaines cultures dans les régions d'El-Oued et de Ouargla. Une enquête nous a permis d'élaborer une liste des pesticides les plus utilisés dans ces deux régions. La collecte des informations a été faite auprès des agriculteurs et des organisations agricoles. Dans la wilaya d'El-Oued, les pesticides les plus fréquemment utilisés sont l'herbicide métribuzin, le fongicide fosétyl-aluminium et l'insecticide deltaméthrine, tandis que dans la wilaya de Ouargla, ils comprennent l'herbicide glyphosate, le fongicide tébuconazole et l'insecticide deltaméthrine. Une analyse physico-chimique a été également effectuée, sur les échantillons de sol de ces deux régions. Elle révèle que les deux types de sol présentent des caractéristiques typiques des sols arides, caractérisées par une alcalinité, une humidité faible et une faible teneur en matière organique. L'isolement à partir de ces sols a permis de sélectionner 12 Actinobactéries à partir d'El-Oued et 15 de Ouargla. L'identification de ces isolats a été réalisée en combinant des techniques morphologiques, biochimiques et moléculaires. Le séquençage de l'ADN ribosomal 16S a permis de classer les souches sous le genre *Streptomyces*. Le screening qualitatif des souches sur milieu gélosé minimum MSM, enrichi individuellement avec des pesticides comme seule source de carbone, a permis de sélectionner 5 souches du sol d'El-Oued et 5 souches du sol de Ouargla capables d'utiliser quatre pesticides à une concentration de 50 mg/L. Le screening quantitatif en milieu MSM liquide a ensuite été réalisé, conduisant à la sélection de 4 souches du sol d'El-Oued et 5 souches du sol de Ouargla, capables de croître en présence de 50 mg/L de ces pesticides, pris individuellement. Parmi ces pesticides, deux herbicides, le glyphosate et la métribuzine, ont été sélectionnées grâce à la croissance maximale des souches en présence de ces pesticides. Une quantification des herbicides dégradés dans différentes conditions (pH, température, et volume d'inoculum) par des méthodes spectrophotométriques a révélé que la dégradation maximale du glyphosate et de la métribuzine se produisait à une température de 30°C, un pH de 7,2 et un volume d'inoculum de 4%. Des consortiums RH1 et RH2, composés de souches sélectionnées pour la dégradation du glyphosate et de la métribuzine respectivement, ont montré une dégradation maximale des herbicides comparativement aux cultures pures. Un suivi de la biodégradation de la métribuzine par une analyse chromatographique GC-MS dans les conditions optimales a révélé une dégradation qui atteint un pourcentage de 80,38%, 76,88%, 83,12%, 79,52% par les souches actifs CH, B2, C1 et C3 respectivement. Le consortium RH2 a pu dégrader 84,7% de concentration initiale de la métribuzine de (50 mg/L). Une réduction remarquable du carbone organique totale a été observée par les souches d'El-Oued et de Ouargla,

avec une performance chez les consortiums RH1 et RH2. Une analyse de la structure chimique des herbicides glyphosate et métribuzine avant et après dégradation, par le spectrophotomètre ATR-FTIR montre un changement dans les liaisons chimiques de la molécule du pesticide, et par conséquent dans leur structure, ce qui confirme une biodégradation de ces pesticides.

Mots clés : Actinobactéries, Biodégradation, Pesticides, Sol Agricole, El-Oued, Ouargla.

Abstract

This study focuses on a diagnosis of the pesticides most commonly used in the agronomy of certain crops in the regions of El-Oued and Ouargla. A survey enabled us to draw up a list of the pesticides most commonly used in these two regions. Information was gathered from farmers and agricultural organizations. In the city of El-Oued, the most frequently used pesticides are the herbicide metribuzin, the fungicide fosetyl-aluminium and the insecticide deltamethrin, while in the city of Ouargla, they include the herbicide glyphosate, the fungicide tébuconazole and the insecticide deltamethrin. A physico-chemical analysis was also carried out on soil samples from these two regions. It revealed that both soil types had typical arid soil characteristics, characterized by alkalinity, low humidity and low organic matter content. Isolation from these soils allowed us to select 12 Actinobacteria from El-Oued and 15 from Ouargla. These isolates were identified using a combination of morphological, biochemical and molecular techniques. Sequencing of 16S ribosomal DNA enabled strains to be classified under the *Streptomyces* genus. Qualitative screening of strains on MSM minimum agar medium, individually enriched with pesticides as the sole carbon source, allowed selection of 5 strains from El-Oued soil and 5 strains from Ouargla soil capable of using four pesticides at a concentration of 50 mg/L. Quantitative screening in MSM liquid medium was then carried out, leading to the selection of 4 strains from El-Oued soil and 5 strains from Ouargla soil, capable of growing in the presence of 50 mg/L of these pesticides, taken individually. Among these pesticides, two herbicides, glyphosate and metribuzin, were selected on the basis of maximum strain growth in the presence of these pesticides. Quantification of the herbicides degraded under different conditions (pH, temperature and inoculum size) using spectrophotometric methods revealed that maximum degradation of glyphosate and metribuzin occurred at a temperature of 30°C, a pH of 7,2 and an inoculum size of 4%. RH1 and RH2 consortia, composed of strains selected for glyphosate and metribuzin degradation respectively, showed maximum herbicide degradation compared with pure cultures. The monitoring of metribuzin biodegradation by GC-MS chromatographic analysis under optimal conditions revealed a degradation percentage of 80.38%. 76.88%, 83.12%, 79.52% by active strains CH, B2, C1 and C3 respectively. The RH2 consortium was able to degrade 84.7% of the initial metribuzin concentration of (50 mg/L). A remarkable reduction in total organic carbon was observed by the strains of El-Oued and Ouargla, with performance in the RH1 and RH2 consortia. An analysis of the chemical structure of the herbicides glyphosate and metribuzin before and after degradation, by ATR-FTIR spectrophotometer, shows a

change in the chemical bonds of the pesticide molecule, and consequently in their structure, confirming a biodegradation of these pesticides.

Key words: Actinobacteria, Biodegradation, Pesticides, Agricultural Soil, El-Oued, Ouargla.

الملخص

تركز هذه الدراسة على تشخيص المبيدات الأكثر شيوعاً في الزراعة لبعض المحاصيل في منطقتي الواد وورقلة. مكننا مسح من وضع قائمة بالمبيدات الأكثر استخداماً في هاتين المنطقتين. تم جمع المعلومات من المزارعين والمنظمات الزراعية. في ولاية الواد، المبيدات الأكثر استخداماً هي مبيد الأعشاب *métribuzine* ومبيد الفطريات *fosétyl-aluminium* ومبيد الحشرات *deltaméthrine* ، بينما في ولاية ورقلة، تشمل مبيد الأعشاب *glyphosate* ومبيد الفطريات *tébuconazole* ومبيد الحشرات *deltaméthrine*. كما تم إجراء تحليل فيزيائي كيميائي على عينات من التربة من هاتين المنطقتين . وكشفت أن كلا النوعين من التربة لهما خصائص تربة قاحلة نموذجية تتميز بالقلوية والرطوبة المنخفضة وانخفاض محتوى المادة العضوية. سمح لنا العزل عن هذه التربة باختيار 12 بكتيريا أكتينوبكتيريا من الواد و 15 من ورقلة. تم تحديد هذه العزلات باستخدام مزيج من التقنيات المورفولوجية والكيميائية الحيوية والجزئية. أدى تسلسل الحمض النووي الريبوسومي 16S إلى تصنيف السلالات تحت جنس *Streptomyces* سمح الفحص النوعي للسلالات الموجودة على متوسط أجار MSM الأدنى، المخصب بشكل فردي بمبيدات الآفات كمصدر كربوني وحيد، باختيار 5 سلالات من تربة الواد و 5 سلالات من تربة ورقلة قادرة على استخدام أربعة مبيدات آفات بتركيز 50 ملغم/لتر. الفحص الكمي في المتوسط السائل MSM ، مما أدى إلى اختيار 4 سلالات من تربة الواد و 5 سلالات من تربة ورقلة، قادرة على النمو في وجود 50 ملغم/لتر من هذه المبيدات، تؤخذ منفردة. من بين هذه المبيدات، تم اختيار مبيدين للأعشاب، الغليفوسات والميتريبيوزين، على أساس النمو الأقصى للسلالة في وجود هذه المبيدات. وكشف القياس الكمي لمبيدات الأعشاب التي تحللت في ظروف مختلفة (درجة الحموضة ودرجة الحرارة وحجم العينة) باستخدام طرق قياس الطيف التصويري أن التحلل الأقصى للغليفوسات والميتريبيوزين يحدث عند درجة حرارة 30 درجة مئوية، وأس هيدروجيني من 7,2 وحجم العينة 4 في المائة. أظهرت RH1 واتحادات RH2، التي تتكون من سلالات تم اختيارها لتحلل الغليفوسات والميتريبيوزين على التوالي، أقصى قدر من تدهور مبيدات الأعشاب مقارنة بالبكتيريا النقية. كشفت مراقبة التحلل البيولوجي للميتريبيوزين عن طريق التحليل اللوني GC-MS في ظل الظروف المثلى عن نسبة تحلل تبلغ 80.38٪، 76.88٪، 83.12٪، 79.52٪ عن طريق السلالات النشطة CH و B2 و C1 و C3 على التوالي. تمكن اتحاد RH2 من تحلل 84.7٪ من تركيز الميتريبيوزين الأولي (50 ملغم/لتر). لوحظ انخفاض ملحوظ في إجمالي الكربون العضوي من قبل سلالات الواد وورقلة، مع تحطيم أفضل في اتحادي RH1 RH2. يُظهر تحليل التركيب الكيميائي لمبيدات الأعشاب الغليفوسات والميتريبيوزين قبل وبعد التحلل، بواسطة مقياس الطيف ATR-FTIR، تغييراً في الروابط الكيميائية لجزيء مبيدات الآفات، وبالتالي في هيكلها، مما يؤكد التحلل البيولوجي لهذه المبيدات.

الكلمات المفتاحية: الـاكتنوميسات، التحلل البيولوجي، المبيدات الحشرية، التربة الزراعية، الواد، ورقلة.

[C] :	Concentration
GC%:	Pourcentage de la guanine et la cytosine.
J :	Jour
m/z :	Masse/charge
MEGA 11:	Molecular Evolutionary Genetics Analysis
MM :	Milieu Minimum
p/v :	Poids par volume
PCR:	Polymerase Chain Reaction
rpm :	Rotation par minute
GC-MS :	Chromatographie gazeuse- spectrophotométrie de masse

Figure 1. Structure chimique de quelques pesticides organochlorés (Rani et al., 2017).....	10
Figure 2. Structure de quelques pesticides organophosphorés (Rathnayake et Northrup, 2016).....	11
Figure 3 Structure de l'acide carbamique (Savado, 2001).....	12
Figure 4. Structure des pyréthronoïdes (Kadala, 2011).....	13
Figure 5. Structure de trois pyrimidines (Aissaoui, 2013).....	14
Figure 6. Structure chimique de quelques triazines courants (Manousi et al., 2022).....	15
Figure 7. Structure de pesticide Oxex (Savado, 2001).....	15
Figure 8. Devenir des pesticides dans l'environnement (Malla et al., 2021).....	16
Figure 9. Principales voies d'exposition potentielle pour les organismes terrestres. Adapté d'US EPA...	17
Figure 10. La morphologie des isolats actinobactériennes sur un milieu gélose GLM à la caséine et à l'amidon. (A, B) : Mycélium aérien avec les spores. (C, D): Verso de la boîte montre le mycélium du substrat (Hazarika et Thakur, 2020).....	30
Figure 11. Les types des mycéliums (Prescott et al., 2003).....	31
Figure 12. Morphologies rencontrées au cours de cultures en milieux liquides (Paul et Thomas, 1998).	32
Figure 13. Ornementation des spores du genre <i>Streptomyces</i> prise au MEB et représentée schématiquement (d'après Wink Compendium 2016 ou modifié d'après Miyadoh et Gakkei 1997). 1-lisse, 2-épineux, 3- poilu, 4-verruqueux, 5-ondulé, 6-verruqueux (Wink et al., 2017).	33
Figure 14. Différents types de chaînes des exospores chez les actinomycètes (Breton et al., 1989).	34
Figure 15. Différents types de chaînes des endospores chez les actinomycètes (Breton et al., 1989).	35
Figure 16. Différents sporanges d'actinomycètes (Belyagoubi, 2013).....	35
Figure 17. Cycle de développement des actinomycètes (Barka et al., 2016).....	37
Figure 18. La formule chimique du glyphosate.....	45
Figure 19. La formule chimique de la deltaméthrine..	48
Figure 20. La formule chimique de Tébuconazole (Cadkova et al., 2013).....	51
Figure 21. La formule chimique de la métribuzine	53
Figure 22. La formule chimique de fosétyl-Aluminium.....	56
Figure 23. Chromatographie gazeuse-spectrophotomètre de masse GC-MS (Agilent 5977B GC/MSD).	68
Figure 24. Analyseur de carbone organique totale (TOC-L).....	70
Figure 25. Le spectrophotomètre ATR-FTIR.....	71
Figure 26. Aspect macroscopique de quelques actinobactéries cultivé sur milieu ISP2. Erreur ! Signet non défini.	

Figure 27. Production des pigments mélanoides par les souches provenant du sol de Ouargla.	79
Figure 28. Arbre phylogénétique selon la méthode des distances (Neighbor-Joining) basé sur les séquences du gène de l'ARNr 16S, montrant les voisins les plus proches des souches isolées. Les numéros d'accession à la GenBank sont indiqués à côté des branches.	85
Figure 29. Croissance de la souche CH dans le milieu MSM avec 50 mg/L de metricam.	87
Figure 30. Croissance de la souche B2 en présence des 3 pesticides (metricam, aliette flash et decis 25EC) à la concentration 50 mg/L.	89
Figure 31. Cinétique de la croissance de la souche B2 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.	90
Figure 32. Cinétique de la croissance de la souche CH en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.	90
Figure 32. Cinétique de la croissance de la souche B1 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.	90
Figure 34. Cinétique de la croissance de la souche C3 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.	90
Figure 35. Cinétique de la croissance de la souche C1 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.	91
Figure 36. Cinétique de la croissance de la souche SPA2 en présence des pesticides fortin, decis et horizon.	91
Figure 37. Cinétique de la croissance de la souche Herb en présence des pesticides fortin, decis et horizon.	91
Figure 38. Cinétique de la croissance de la souche IT en présence des pesticides fortin, decis et horizon.	92
Figure 39. Cinétique de la croissance de la souche SRH22 en présence des pesticides fortin, decis et horizon.	92
Figure 40. Cinétique de la croissance de la souche SC en présence des pesticides fortin, decis et horizon.	92
Figure 41. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche CH après 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.	94
Figure 42. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche C3 après 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.	95

Figure 43. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche B2 durant 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B), et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.....	96
Figure 44. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche C1 durant 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B), et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.....	97
Figure 45. Les pics GC-MS de la métribuzine par le consortium RH2 (A) et la bactérie B2 (B).	100
Figure 46. Détermination de la quantité de métribuzine dégradée par les souches CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 après 15 jours d'incubation.	100
Figure 47. Taux de dégradation de métribuzine par les souches CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 Après 15 jours d'incubation.....	101
Figure 48. Réduction de carbone organique total COT par les actinobactéries CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 de ces bactéries durant la dégradation du 50 mg/L de la métribuzine pendant 15 jours d'incubation.	104
Figure 49. Analyse ATR-FTIR de métribuzine control (A), et les métabolites de dégradation par les bactéries : CH (B), B2 (C), C1 (D), C3 (E), et le consortium RH2 (F).	105
Figure 50. Détermination de la quantité du glyphosate dégradée par la souche SPA2 après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.....	108
Figure 51. Détermination de la quantité du glyphosate dégradée par la souche IT après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.....	108
Figure 52. Détermination de la quantité du glyphosate dégradée par la souche Herb après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.....	109
Figure 53. Détermination de la quantité du glyphosate dégradée par la souche SC après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.....	110
Figure 54. Détermination de la quantité du glyphosate dégradée par la souche SRH22 après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.....	111
Figure 55. Quantité du glyphosate dégradé par les souches IT, SPA2, Herb, SPA2, SC, SRH22 et le consortium RH1 après 15 jours d'incubation, dans les conditions optimales (pH=7,2. T=30 °C, Volume d'inoculum= 4%).	112

Figure 56. Réduction de carbone organique total COT par les actinobactéries SRH22, Herb, SPA2, IT, S C et le consortium de ces bactéries durant la dégradation du 50 mg/L de glyphosate pendant 15 jours d'incubation. 117

Figure 57. Analyse ATR-FTIR de glyphosate control (A), et les métabolites de dégradation par les bactéries : IT (B), Herb (C), SRH22 (D), SC (E), SPA2 (F) et le consortium RH1 (G)..... 118

Tableau 1. Historique d'évolution de l'usage de trois grandes classes des pesticides (de 1990 à 2000) (Batsch, 2011).	5
Tableau 2. Les caractéristiques physico-chimiques de l'herbicide glyphosate.	45
Tableau 3. Les caractéristiques physico-chimiques de l'insecticide Deltaméthrine	48
Tableau 4. Les caractéristiques physico- chimiques de l'insecticide Tébuconazole (Cadkova et al., 2013).	51
Tableau 5. Les propriétés physico-chimiques de la métribuzine (Scherer et al., 2004).	53
Tableau 6. Les caractéristiques physico-chimiques de Fosétyl-Aluminium ⁶	56
Tableau 7. Paramètres physicochimiques de l'échantillon de sol d'El-Oued.	72
Tableau 8. Paramètres physicochimiques de l'échantillon de sol d'Ouargla.	72
Tableau 9. Nombre des colonies des actinomycètes isolées des sols agricoles d'El-Oued et Ouargla.	74
Tableau 10. Caractéristiques macroscopiques et culturelles de souches isolées du sol d'El-Oued.	77
Tableau 11. Caractéristiques macroscopiques et culturelles de souches isolées du sol de Ouargla.	78
Tableau 12. Caractéristiques métaboliques des souches isolés d'El-Oued.	81
Tableau 13. Caractéristiques métaboliques des souches isolées du sol de Ouargla.	82
Tableau 14. Isolats provenant du sol d'El-Oued capables de se développer en utilisant le pesticide comme seule source de carbone et d'énergie.	87
Tableau 15. Isolats provenant du sol d'El-Oued capables de se développer en utilisant le pesticide comme seule source de carbone et d'énergie.	89
Tableau 16. . Constante de vitesse du second ordre (k) et demi-vie (t _{1/2}) pour la dégradation de la métribuzine (50 mg/L) par les souches CH, B2, C1 et C3.	103
Tableau 17. Paramètres cinétiques de biodégradation (constante de vitesse du premier ordre (k) et demi-vie (t _{1/2}) pour la dégradation du glyphosate (50 mg/L) par les souches SPA2, IT, Herb et SC.	116

Introduction

Introduction

Aujourd'hui, l'utilisation des pesticides est devenue une pratique courante dans l'agriculture moderne, en raison de ses avantages. Les pesticides sont des substances chimiques qui peuvent prévenir, détruire ou contrôler les parasites (**Richardson et al., 2019**). Ils sont caractérisés par un mode d'action qui n'est pas nécessairement spécifique (**Kaur et al., 2019**).

Les pesticides ont joué un rôle crucial dans l'agriculture au cours des dernières décennies. Ils ont aidé à améliorer la production en protégeant les cultures contre les ravageurs, les maladies, les mauvaises herbes.

La consommation des pesticides est toujours en croissance, elle est passée de 140 tonnes en 1940, à 600 000 tonnes en 1997 (**Pimentel, 1995**). Elle augmente de manière anarchique (**Alavanja, 2009**). Environ un tiers des produits agricoles du monde, sont produits en utilisant des pesticides (**Liu et al., 2002**).

Cependant l'utilisation excessive et l'application incorrecte de ces produits phytosanitaires entraîne leur bioaccumulation dans les chaînes alimentaires, ce qui affecte les organismes non cibles (**Liu et al., 2016**). Environ 1% de cette quantité arrive directement sur les parasites cible, tandis que près de 30 à 50% de la quantité se perd dans l'air (**Gavrilescu, 2005; Gil et Sinfort, 2005**). L'impact direct ou indirect des pesticides sur les organismes non cibles, perturbe l'équilibre de l'écosystème, causant des dommages à l'eau, à l'air, au sol qui se répercute ultimement sur la santé humaine (**Rosell et al., 2008; Özkara et al., 2016; Abraham et al., 2019**).

Le sol figure parmi les compartiments environnementaux les plus affectés et est identifié comme un récepteur majeur de ces produits phytosanitaires (**Fernandes et al., 2020**). Cette situation découle de la réception d'une quantité significative de pesticides, soit lors de leur application directe sur les cultures, soit de manière indirecte lorsque les précipitations rincent les feuilles des cultures traitées (**Barriuso et al., 1996**). Ces produits phytosanitaires peuvent persister dans le sol et atteindre des concentrations élevées ou être perdus pour contaminer les autres compartiments comme l'air et l'eau (**Semple et al., 2003**).

En Algérie, l'utilisation des pesticides est très répandue dans le secteur agricole, ces pesticides comprennent des insecticides, des herbicides, des fongicides et d'autres produits chimiques agricoles destinés à protéger les cultures et à améliorer leurs rendements.

L'essor de l'agriculture Saharienne en Algérie contribue significativement à l'économie nationale et continue d'offrir une variété extraordinaire de produits agricoles. Cependant, ces écosystèmes, autrefois préservés, sont désormais touchés par la pollution anthropique, mettant ainsi en péril leur équilibre écologique. Heureusement, ces dommages causés à l'environnement Sahariens, sont réversibles et mérites des efforts pour y remédier.

L'élimination des pesticides de ces sols revêt une importance capitale. Elle a attiré l'attention des plusieurs chercheurs pour préserver la santé des écosystèmes terrestres et aquatiques ainsi que celle des êtres humains. Les méthodes de décontamination efficaces et respectueuses de l'environnement, reposent sur plusieurs stratégies qui se récapitulent en général comme méthodes biologiques, chimiques ou physiques. Contrairement aux processus physiques et chimiques qui ont un effet secondaire sur l'environnement et un coût élevé (**Ballerini et Vandescateele, 1999**), les méthodes biologiques, présentent des avantages significatifs. Elles se distinguent par leur facilité, efficacité et faible coût (**Marican et Durán-Lara., 2017; Rossi et al., 2021**).

La biorémédiation est une approche qui repose sur l'utilisation de micro-organismes tels que des bactéries et les champignons pour dégrader les contaminants présents dans le sol, l'eau ou d'autres milieux pollués (**Uqab et al., 2016**). Elle implique la biotransformation, la biodégradation ou la minéralisation, des contaminants en substances chimiques moins dangereuses et non toxiques (**Singh et al., 2014**).

Dans ce sens, plusieurs études se sont orientées et focalisées sur l'exploitation des microorganismes, en tant qu'agents de dégradation des pesticides (**Bhalerao et Puranik, 2007**). Au cours des récentes années, de nombreux micro-organismes ont été identifiés comme ayant un potentiel considérable pour la dépollution des segments de l'environnement contaminés par ces produits phytosanitaires.

Les actinobactéries peuvent être considérées comme de sérieux candidats pour la dégradation de ces produits, grâce à leurs aptitudes physiologiques et métaboliques que possèdent une grande variété des enzymes extracellulaires (**Ravi et Gupta, 2022**). Elles sont présentes dans divers écosystèmes terrestres et aquatiques, où elles exercent un rôle essentiel en participant à des processus environnementaux tels que la dégradation de la matière organique (cellulose et chitine) et la contribution aux cycles biogéochimiques. Actuellement, l'attention des chercheurs se porte sur ces bactéries en raison de la diversité de leurs métabolites secondaires, de leur capacité à se propager dans les environnements terrestres et à résister à des conditions environnementales défavorables grâce à leurs aptitudes admirables à résister aux facteurs climatiques rudes et défavorables (**Mawang et al., 2021; Anandan et al., 2016**).

L'objectif de cette étude est d'évaluer la biodégradation de certains pesticides les plus utilisés dans les régions d'El-Oued et de Ouargla par des actinomycètes isolés à partir de ces régions.

Cette étude est scindée en trois parties :

La première partie est consacrée à une revue bibliographique composée de trois chapitres.

- ✓ Le premier chapitre décrit les pesticides.
- ✓ Le deuxième chapitre expose les actinomycètes.
- ✓ Le troisième chapitre aborde les pesticides les plus utilisés dans les wilayas d'El-Oued et Ouargla.

La deuxième partie de cette étude se concentre sur la partie expérimentale, mettant en avant les analyses physico-chimiques des sols d'isolement, ainsi que les techniques d'isolement et de sélection des actinomycètes capables de survivre en présence des pesticides (métribuzine, fosétyl-aluminium glyphosate, tébuconazole et deltaméthrine).

Cette section comprend également des études de cinétiques de dégradation des pesticides en utilisant le pesticide comme seule source de carbone. L'étude est complétée par une quantification spectrophotométrique de deux pesticides sélectionnés (glyphosate et métribuzine), avec une optimisation de la biodégradation dans différentes conditions telles que le pH, la température et le volume l'inoculum.

La dégradation de la métribuzine est suivie entre autres, par une analyse chromatographique, des tests de l'évaluation du carbone total organique et des analyses de la structure chimique des

pesticides après dégradation. L'identification morphologique, phénotypique et moléculaire des isolats actifs est également envisagée dans cette partie.

La troisième partie est dédiée à une synthèse des principaux résultats obtenus, qui seront discutés, suivie d'une conclusion générale et des perspectives pour cette recherche.

Revue bibliographique

Chapitre 1 : Les pesticides

Les pesticides

1. Histoire des pesticides

L'histoire de l'utilisation des pesticides remonte à l'antiquité, quand les êtres humains ont cherché des moyens pour protéger les cultures. Les premières méthodes étaient avant les années 1800, qui souvent basées sur l'utilisation de substances naturelles et des moyens physiques pour lutter les organismes nuisibles, comprenant la collecte des larves, des œufs et des insectes adultes, ainsi que l'utilisation du feu pour éliminer les plantes malades et le désherbage manuel et mécanique. Il y a environ 4500 ans, les Sumériens ont été les pionniers dans l'utilisation d'insecticides, employant des composés sulfurés pour combattre les insectes et les acariens. Les Chinois ont également adopté cette pratique environ 3200 ans plus tard, en utilisant des composés de mercure et d'arsenic pour lutter contre les poux de corps (Calvet *et al.*, 2005; Council, 2000).

Pendant la deuxième période, s'étalant de 1870 à 1945, l'utilisation de divers produits chimiques inorganiques a débuté. À la fin du XIXe siècle, les Suédois avaient recours à des composés de cuivre et de soufre pour prévenir de nombreuses maladies fongiques sur leurs cultures (Council, 2000).

Après 1945, l'utilisation des pesticides a connu une croissance significative (Amara, 2013). Le développement de l'utilisation généralisée des pesticides au XXe siècle peut être divisé en deux périodes distinctes, la première et la deuxième moitié séparée par la deuxième guerre mondiale avec le développement de la chimie de synthèse (Tableau 1) (Calvet *et al.*, 2005).

Tableau 1. Historique d'évolution de l'usage de trois grandes classes des pesticides (de 1990 à 2000) (Batsch, 2011).

Evolution des produits			
	HERBICIDES	FONGICIDES	INSECTICIDES
Avant 1900	Sulfate de cuivre Sulfate de fer	Soufre Sels de cuivre	Nicotine
1900 - 1920	Acide sulfurique		Sels d'arsenic
1920 - 1940	Colorants nitrés		
1940 - 1950	Phytohormones		Organo-chlorés Organo-phosphorés
1950 - 1960	Triazines, Urées substituées Carbamates	Dithiocarbamates Phtalimides	Carbamates
1960-1970	Dipyridyles, Toluidines...	Benzimidazoles	
1970 - 1980	Amino-phosphonates Propionates...	Triazoles Dicarboximides Amides, Phosphites Morholines	Pyréthrinoides Benzoyl-urées (régulateurs de croissance)
1980 - 1990	Sulfonyl urées...		
1990 - 2000		Phénylpyrroles Strobilurines	

2. Définition

Le terme pesticide provient des mots latins "ceadere" (tuer) et "pestis" (peste) (**De Cormis, 1994**).

Les pesticides sont des substances chimiques utilisées dans l'agriculture moderne pour lutter contre les maladies causées par des micro-organismes nuisibles, des insectes et diverses espèces de mauvaises herbes (**Nourouzi et al., 2011; Boland, 2004; Hassaan et El Nemr, 2020**).

3. Les pesticides en Algérie

L'Algérie se classe parmi les pays qui ont un intérêt pour l'agriculture. Entre 2004 et 2014, elle a connu un taux de croissance annuel de 7,06% dans ce domaine (**Bessaoud, 2019**).

Les agriculteurs utilisent les pesticides pour protéger et varier la qualité de production, ce qui rend l'Algérie parmi les pays leaders en Afrique. Selon **DSA (Direction des Services Agricoles), 2019** et **FAOSTAT, 2019** l'Algérie consomme environ 6 000 tonnes de pesticides annuellement. Ce chiffre inclut 7 000 produits commerciaux contenant 480 substances actives enregistrées.

4. Les pesticides dans le monde

L'utilisation des pesticides dans l'agriculture a connu son plein essor dans les dernières décennies, parallèlement avec l'augmentation des populations mondiales. Les statistiques avec un niveau de certitude de 95%, montrent que la population mondiale se situera entre 9,4 et 10,1 milliards dans l'année 2030 (**Sabzevari et Hofman, 2022**). Face à ces données, les pesticides deviennent une nécessité pour augmenter la production. Les fongicides, les insecticides, les herbicides et les nématicides sont plus demandés dans l'agriculture moderne (**Sarkar et al., 2022**).

Les statistiques de la FAO en 2020 indique qu'au 2018, l'Allemagne était parmi les premiers pays exportateurs des pesticides dans le monde avec 0,47 suivie par l'Inde avec 0,44 et les États-Unis d'Amérique avec 0,43 million de tonnes de pesticides exportés (**Sabzevari et Hofman, 2022**).

En cette même année, les pays importateurs étaient localisés dans l'Amérique du sud tels que le Brésil qui importe 0,43 million de tonnes, dans l'Amérique du nord, Canada présente le avec 0,24 million de tonnes, et dans l'Europe, la France était un pays importateur avec 0,28 million de tonnes.

5. Classification

Le marché mondial offre actuellement une large gamme de pesticides, avec plus de 20 000 produits distincts et près de 900 substances uniques. Ce qui aboutit à la variété des propriétés physiques et chimiques de ces produits phytosanitaires, soulignant ainsi l'importance cruciale de leur classification (**Hocinat, 2018**).

Les pesticides peuvent être classés selon différents critères, tels que: l'organisme vivant ciblé, leurs particularités chimiques, leurs usages, leurs risques toxicologiques, leur mode d'entrée, leur mode d'action, les types de formulation, et leurs sources d'origine (**Akashe et al., 2018**).

5.1. Selon l'organisme ciblé (biologique)

Dans cette catégorie, les pesticides sont classés en fonction de l'organisme ciblé et sont attribués des noms spécifiques qui reflètent leurs actions. Ces noms de catégorie dérivent du terme latin "cide", signifiant "tueur", et sont utilisés après le nom de l'organisme nuisible visé (**Hassaan et El Nemr, 2020**). Les herbicides, les insecticides et les fongicides sont les plus connus.

5.1.1. Les herbicides

Les herbicides forment une catégorie diversifiée au sein des produits phytosanitaires, représentant environ 48% de l'utilisation totale des pesticides dans le monde, utilisés principalement pour lutter contre les mauvaises herbes, et inhiber leur croissance (**Gupta, 2017; Neuweiler, 2009; De Souza et al., 2016**). Ils peuvent être appliqués avant ou après la levée des plantes, et dans certains cas, certaines molécules combinent ces deux modes d'utilisation (**Thevenin, 2016**).

Leur action peut se produire soit dans le sol, au niveau des racines, soit directement sur les feuilles. Ces herbicides agissent sur divers sites au sein de la plante, agissant en tant que perturbateurs de la croissance (perturbation de l'élongation, inhibition de la division cellulaire, inhibiteurs de la synthèse de la cellulose), perturbateurs de la photosynthèse, ainsi que des inhibiteurs de la synthèse des acides aminés, des lipides, et des pigments (**Batsch, 2011**).

5.1.2. Les fongicides

Les fongicides sont des agents chimiques utilisés pour empêcher la prolifération des champignons pathogènes et par conséquent permettent de lutter contre les maladies cryptogamiques qui causent de graves dommages aux végétaux cultivés (**Cairns et Shermaj, 1996**). Ils sont catégorisés en deux groupes en fonction de leur mode d'action. Les fongicides systémiques, qui se diffusent dans toutes les parties de la plante après leur application, tandis que la deuxième catégorie de fongicides demeure localisée et ne se déplace pas au-delà de la zone traitée (**Saidi Adimi, 2018**).

Les fongicides affectent les champignons en altérant leurs membranes cellulaires, en neutralisant des enzymes ou des protéines vitales, ou en perturbant des processus cruciaux tels que la respiration ou la production d'énergie. Certains peuvent influencer également sur des voies métaboliques spécifiques, comme la synthèse de chitine ou de stérols (**Correia et al., 2016**).

5.1.3. Les insecticides

Les insecticides sont des substances conçues pour éliminer les populations des insectes en entravant l'éclosion des œufs, en altérant le développement normal des larves, ou en perturbant la maturation sexuelle (**Faurie et al., 2003; Araújo et al., 2023**). L'emploi des insecticides en agriculture a considérablement augmenté afin de stimuler la croissance de la production agricole et garantir la protection des plantes (**Barathi et al., 2024**).

Ces composés, qui agissent en tant que neurotoxiques, influent sur le système nerveux, et leurs structures chimiques variées leur permettent d'exercer leurs effets sur d'autres organes et systèmes corporels (**Gupta et al., 2019**).

5.2. Selon leurs particularités chimiques

La classification des pesticides en différentes familles, en raison de la diversité de leur structure chimique, est une pratique courante. Cette classification offre des indications précieuses sur l'efficacité, les propriétés physiques et chimiques de ces substances. Ces informations sont importantes pour déterminer le mode d'application, les précautions nécessaires pendant l'application, ainsi que les taux d'application appropriés (**Kaur et al., 2019**).

5.2.1. Les pesticides inorganiques

Sont des substances chimiques caractérisées par l'absence de carbone, peu utilisés dans l'agriculture moderne. Leur utilisation remonte à une époque antérieure à l'avènement de la chimie organique de synthèse. De nombreux pesticides inorganiques renferment des métaux lourds persistants et toxiques pour l'homme et l'environnement. Parmi eux on peut mentionner le sulfure, l'arséniate de plomb, les mélanges de cuivre et de chaux, le borax et les chlorates, et les composés de mercure (**Karuppuchamy et Venugopal, 2016; Anne-Antonella, 2015; Boland et al., 2004**).

Actuellement, parmi cette catégorie, un seul herbicide est utilisé en tant que désherbant total, qui est le chlorate de sodium. En outre, quelques fongicides, tels que la bouillie bordelaise, qui contiennent du soufre et du cuivre, sont également employés (**Fillatre, 2011**).

5.2.2. Les pesticides organométalliques

Les pesticides organométalliques sont des pesticides dont leur molécule active est constituée par complexe d'un métal, tels que le zinc et le manganèse associé à un anion organique dithiocarbamates. Des exemples de ces pesticides comprennent le mancozèbe (en association avec le zinc) et le manèbe (en association avec le manganèse) (**Clavet et al., 2005**).

5.2.3. Les pesticides organiques

Ces pesticides sont caractérisés par la présence de carbone dans leurs structures, et la plupart d'entre eux sont dérivés chimiquement des produits pétroliers (**Boland et al., 2004**). Ils sont nombreux tels que : les organochlorés, les organophosphorés, les carbamates, les triazoles, les pyréthriinoïdes de synthèse, les pyrimidines et autres (**Jawich, 2006**).

5.2.3.1. Les organochlorés

Les organochlorés sont des substances constituées des atomes de carbone, d'hydrogène, et de chlore. Ce sont les pesticides les plus utilisés et les plus anciens. Leur mode d'action est basé sur l'altération du fonctionnement des canaux sodium, indispensables à la transmission de l'influx nerveux.

En général, ces pesticides se caractérisent par leur stabilité, une faible solubilité dans l'eau et une solubilité élevée dans les solvants organiques, ainsi que par leur persistance dans l'environnement et leur accumulation dans le sol et les organismes, exemples de ces pesticides les

furanes (dibenzo-p-furanes), les dioxines (dibenzo-p-dioxines), les biphényles polychlorés, le HCH (hexachlorocyclohexanes), le toxaphène, le chlordane, le dichlorodiphényltrichloroéthane (DDT) et la dieldrine (Figure 1) (Liliana, 2007; Ajiboye et al., 2020; Benbakhta et al., 2007; Poulier, 2014; Delphin, 2006; Savadogo, 2001).

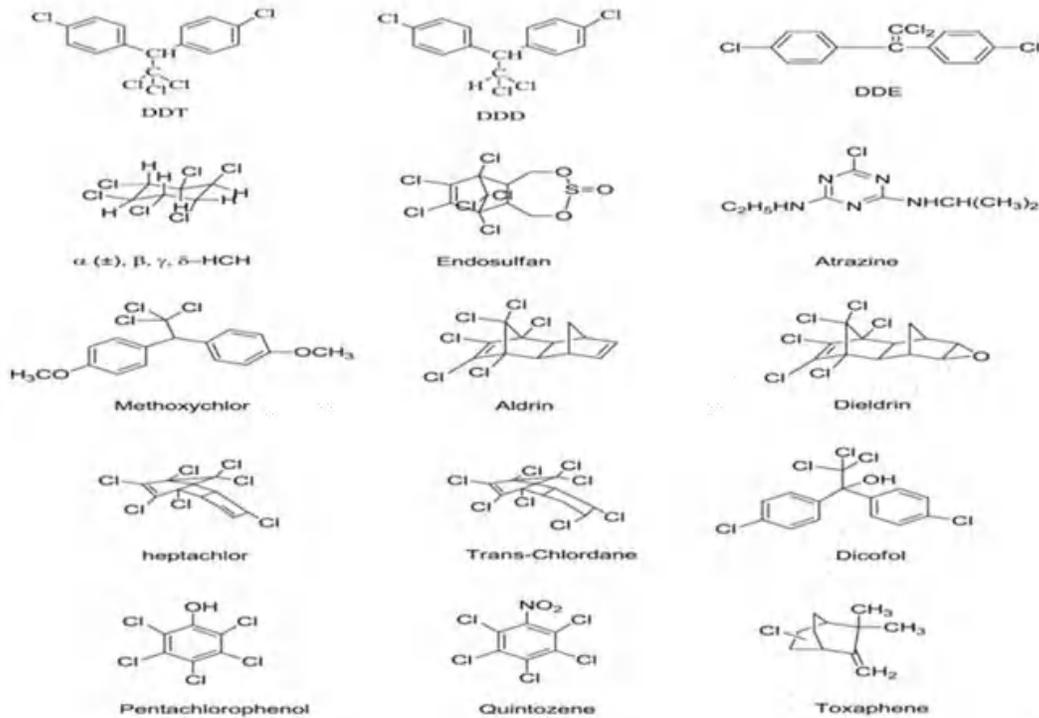


Figure 1. Structure chimique de quelques pesticides organochlorés (Rani et al., 2017).

5.2.3.2. Les organophosphorés

Il s'agit de composés organiques du phosphore dotés de propriétés insecticides. Ces composés, dérivés de l'acide orthophosphorique et de l'acide alkylphosphonique, présentent une grande diversité structurale, comprenant des cycles aromatiques ou des chaînes ramifiées, et des compositions chimiques variables avec la présence d'atomes tels que le soufre (S), l'oxygène (O), l'azote (N), le chlore (Cl) et le brome (Br). Ces pesticides sont fréquemment employés dans la lutte contre les mauvaises herbes et les parasites affectant les cultures.

En fonction de leur structure chimique, ces pesticides sont classés en quatre catégories distinctes (**Figure 2**): les phosphates, les phosphorothiolates, les phosphorothionates et les phosphorodithioates. Comparativement aux organochlorés, ils sont moins persistants et moins stables, ce qui les rend plus biodégradables (**Di Corcia et Marchetti, 1991; Sirotkina et al., 2012; Mulla et al., 2020; Himel et al., 1990; Ajiboye et al., 2022**).

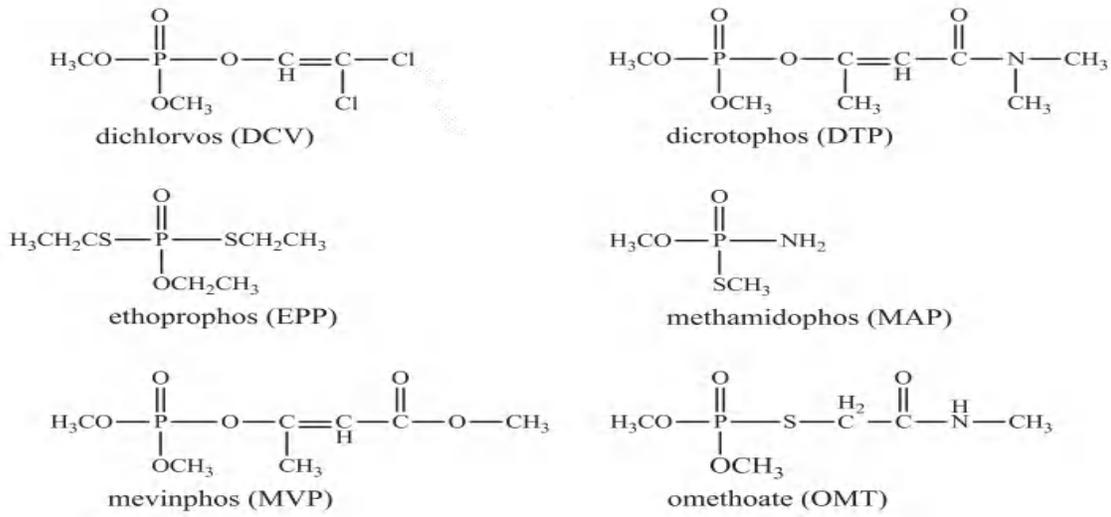


Figure 2. Structure de quelques pesticides organophosphorés (**Rathnayake et Northrup, 2016**).

5.2.3.3. Les carbamates

Ces pesticides sont dérivés de l'acide carbamique (**Figure 3**), principalement sous forme d'esters. Ils se caractérisent par un large spectre d'activités biologiques et sont utilisés comme insecticides, fongicides, nématicides, acaricides, molluscicides, ainsi que comme régulateurs de croissance. Ils agissent par l'inhibition de l'activité de l'enzyme acétylcholinestérase (ACHE) (**Yue et al., 2020; Anderson et Chesney, 1980; Zaahkouk et al., 2000; Arora et Kumar, 2021**).

Tout comme les composés organophosphorés, ils présentent une moindre persistance dans l'environnement par rapport aux organochlorés, et se décomposent facilement (Sun et al., 2022).

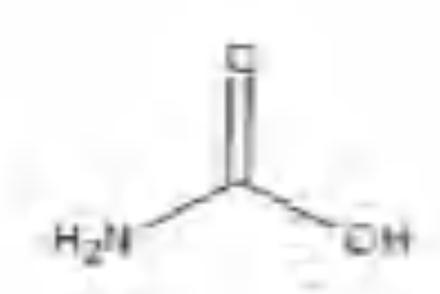


Figure 3. Structure de l'acide carbamique (Savado, 2001).

5.2.3.4. Les pyréthrinoïdes

Il s'agit de substances extraites des akènes des fleurs de pyrèthre, qui présentent une action insecticide à large spectre. Chimiquement, ils sont définis comme des esters de l'acide chrysanthémique monocarboxylique (Angelini et Couilloud, 1976; Tomlin, 1994; Jokanović, 2001). Ils sont moins toxiques et biodégradables, avec un large spectre d'action (Zhu et al., 2020).

En fonction de la présence ou de l'absence d'un radical cyanure (-CN), les pyréthrinoïdes sont classés en deux types (Figure 4):

- Type I : absence du radical cyanure : perméthrine, tétraméthrine, alléthrine.
- Type II : présence du radical cyanure : cyperméthrine, esfenvalérate, deltaméthrine (Kadala, 2011).

Les pyréthrinoïdes agissent sur les canaux sodiques voltage-gated. Ils peuvent réduire l'activité enzymatique de l'acétylcholinestérase (EC 3.1.1.7) et altérer également l'activité du système du cytochrome P450 dans les neurones du cerveau et dans le foie (Bradberry et al., 2005; Soderlund, 2012; Hedges et al., 2018).

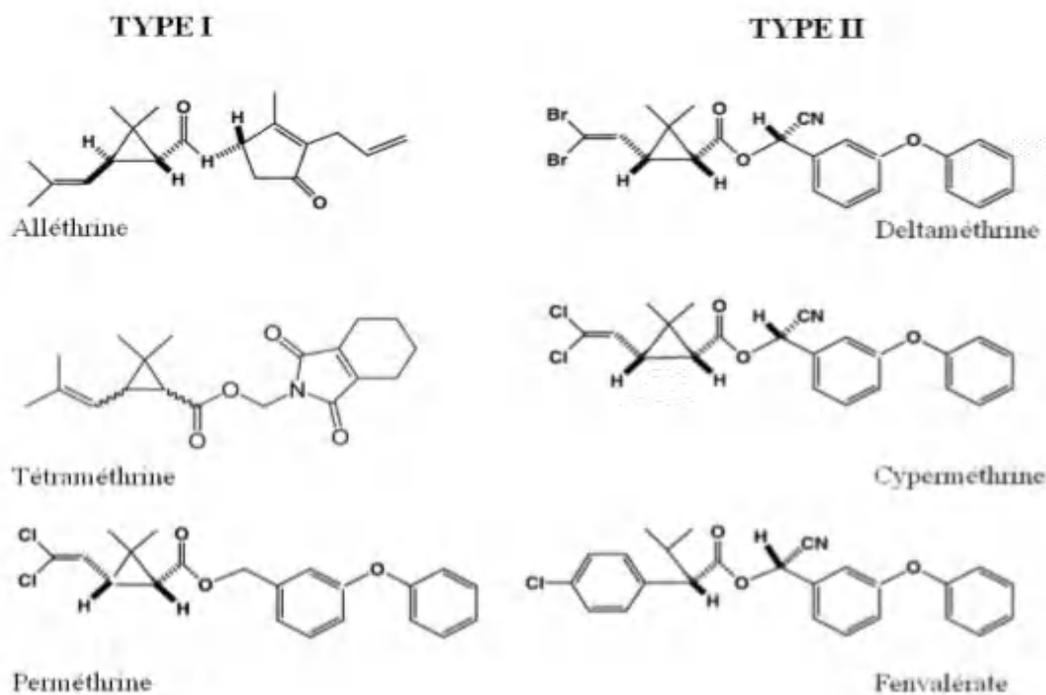


Figure 4. Structure des pyréthronoïdes (Kadala, 2011).

5.2.3.5. Les pyrimidines

Les pyrimidines représentent une classe de pesticides fongicides à action systémique, destinés à combattre divers champignons. Ils sont utilisés pour le traitement des semences, des feuilles et dans les applications post-récolte des fruits. Leur structure chimique générale est constituée d'un cycle aromatique azoté contenant deux atomes d'azote (**Figure 5**) (Aissaoui, 2013).

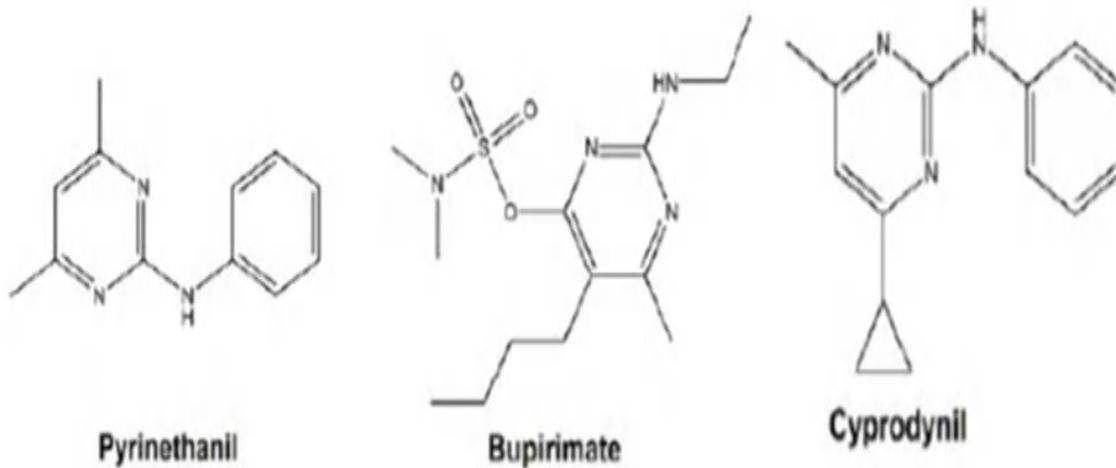


Figure 5. Structure de trois pyrimidines (Aissaoui, 2013).

5.2.3.6. Les triazines

Ces herbicides appartiennent aux classes prédominantes de produits chimiques agricoles et se distinguent par leur grande sélectivité. Leur mécanisme d'action repose sur le blocage du photosystème I, qui inhibe la photosynthèse. Sur le plan structurel, ces herbicides se caractérisent par la présence d'un anneau aromatique contenant trois atomes d'azote (**Figure 6**) (Parker et al., 2018; Poulier, 2014).

Les triazines se caractérisent par leur solubilité dans l'eau, une demi-vie prolongée et une grande stabilité chimique (Suo et al., 2019). Ils forment un groupe de composés caractérisés par une structure d'anneau hétérocyclique substitué, composé d'un fragment $C_3H_3N_3$ (Manousi et al., 2022).

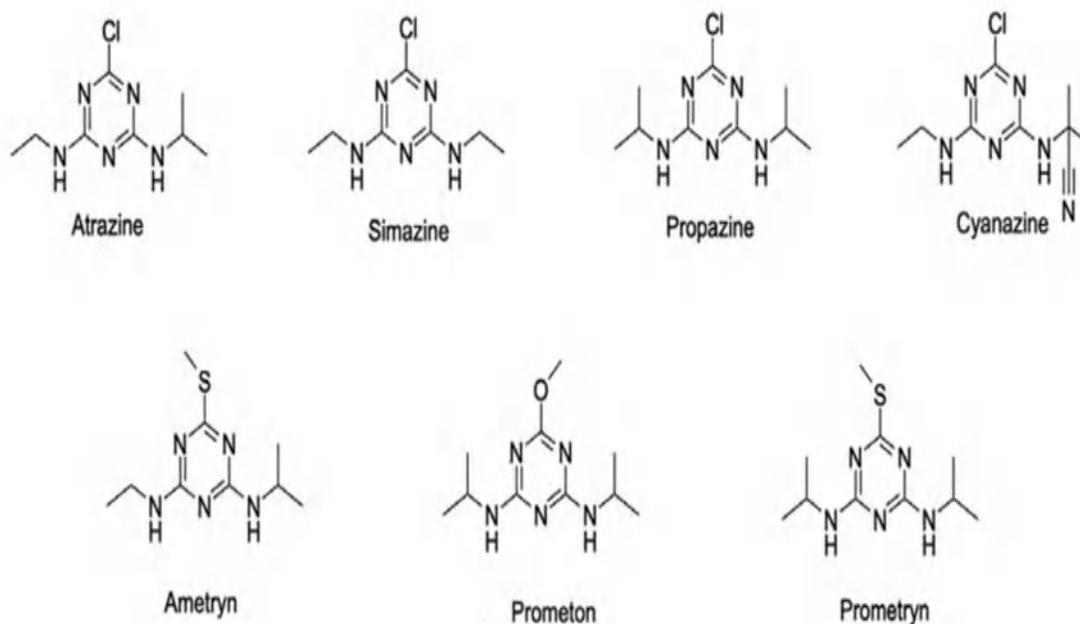


Figure 6. Structure chimique de quelques triazines courants (Manousi et al., 2022).

5.2.3.7. Les organosulfurés

Les organosulfurés constituent une classe de pesticides qui intègre des molécules de soufre, comprenant quelques exemples tels que le tétradifon, la propangite et l'ovex (Savado, 2001).

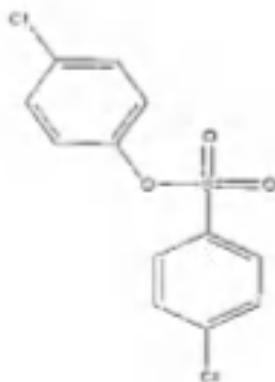


Figure 7. Structure de pesticide Ovex (Savado, 2001).

6. Devenir des pesticides dans l'environnement

Dès leur application, les pesticides sont soumis à différents processus qui entraînent leur dispersion dans les trois compartiments de l'environnement : l'eau, l'air et le sol (**Figure 8**). Seule une petite quantité, 0,1% parvient à atteindre l'organisme cible, et le reste contamine l'environnement (**Malla et al., 2019; Kumar et Dubey, 2020**).

Le mouvement des pesticides dans l'environnement peut être classé en 3 processus :

- La rétention des pesticides dans le sol;
- la dégradation (abiotique et biotique);
- le transfère (vers l'atmosphère, les eaux de surface, les eaux souterraines).

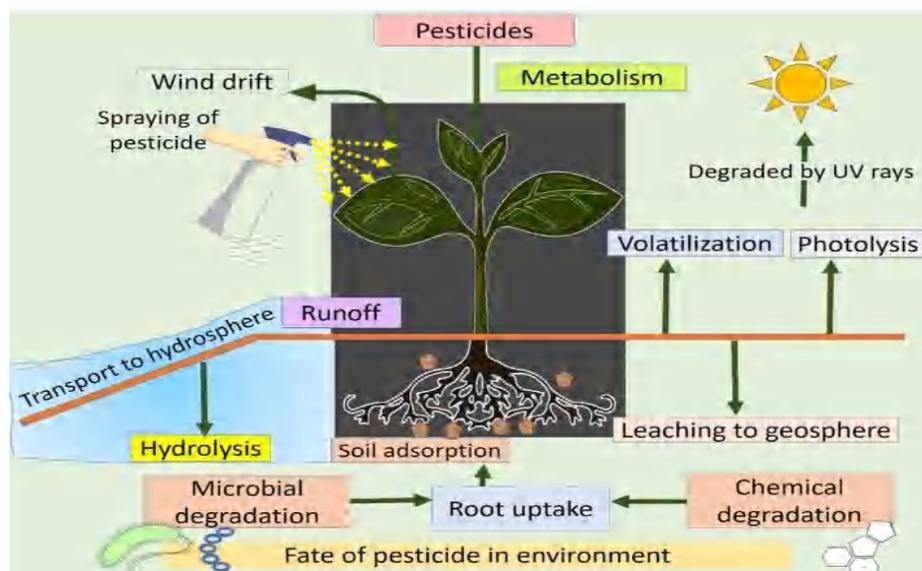


Figure 8. Devenir des pesticides dans l'environnement (**Malla et al., 2021**).

6.1. La rétention

Le processus de sorption, défini par le transfert des composés de pesticides de la phase soluble (solution du sol) à la phase solide (constituants organiques et minéraux), est principalement caractérisé par l'adsorption, un phénomène irréversible. L'adsorption, soit chimique (impliquant des interactions électrostatiques) ou physique (influencée par les forces de Van der Waals), se produit en

raison de l'attraction électrique entre les particules. Dans ce contexte, les pesticides chargés positivement sont attirés par les particules de sol qui portent une charge négative.

L'adsorption des pesticides par les sols entraîne une modification significative de leur comportement environnemental (la lixiviation, la (bio) dégradation et la volatilisation des pesticides) (Al rajab, 2007; Queyrel, 2014; Sharma et al., 2019; Álvarez-Martín et al., 2016a, b; Ogungbemi et Van Gestel, 2018).

L'efficacité de ce processus est améliorée par la richesse du sol en matière organique, et est influencée par les propriétés physico-chimiques des pesticides et du sol (pH, la teneur en matière organique, la capacité d'échange cationique et la texture du sol), des adsorbants, ainsi que par des facteurs environnementaux tels que la température (Azhar et Ahmad, 2019; Kaur et al., 2019; Diop, 2014).

6.2. La dégradation

Le processus de dégradation des pesticides implique généralement la transformation de ces produits toxiques en composés non toxiques et inactifs, et dans certains cas, en leurs éléments d'origine. Cette transformation peut se produire de manière partielle, impliquant des modifications simples telles que l'élimination d'un groupe fonctionnel, ou de manière complète par le biais de la minéralisation (Malla et al., 2021; Calvet et al., 2005).

La dégradation joue un rôle crucial dans le processus de dépollution, car elle contribue à la réduction des résidus de pesticides dans le sol (Arias-Estévez, 2008). Cette dégradation se fait par :

- La lumière du soleil (photo-décomposition);
- diverses réactions chimiques et physiques;
- les microorganismes.

6.2.1. La dégradation abiotique

La décomposition non enzymatique se définit comme l'ensemble des réactions chimiques conduisant à la transformation des substances en l'absence de catalyseurs enzymatiques. Elle englobe diverses réactions de transformation, parmi lesquelles les plus significatives sont la réaction d'hydrolyse dans l'eau, et les réactions photochimiques dans le sol sous l'influence des rayons

solaires (Guigon Moreau, 2006; Aissaoui, 2013). Cependant, il est important de noter que ce processus demeure négligeable dans les sols par rapport à la biodégradation (Shin et Cheney, 2004).

6.2.1.1. L'hydrolyse

Cette réaction chimique est importante dans la dégradation de nombreux pesticides. Elle se déroule dans la phase aqueuse du sol et sa vitesse de dégradation est influencée par plusieurs facteurs, tels que la composition ionique du milieu, en particulier le pH et les cations métalliques en solution, ainsi que par les adsorbants et la température (Meng *et al.*, 2022; Aissaoui, 2013; Calvet *et al.*, 2005).

6.2.1.2. La photo-dégradation

La réaction photochimique est le résultat de l'action de la lumière du soleil, dont les rayons UV et X détruisent les liaisons chimiques entre les atomes des pesticides. Elle peut se produire que dans l'air, à la surface du sol, dans l'eau ou sur la plante. Cette réaction photochimique comprend plusieurs types de réactions, notamment des oxydations, des hydroxylations, des polymérisations et des déchlorinations (Malla *et al.*, 2021; Aissaoui, 2013).

6.2.2. La dégradation biotique

la biodégradation est un processus d'élimination des pesticides catalysée par les enzymes présentes chez de nombreux microorganismes, les bactéries et les champignons, elle est efficace, et économique (Ruomeng *et al.*, 2023).

La biodégradation implique divers mécanismes, notamment le métabolisme direct, le co-métabolisme, la conjugaison et la condensation (Schrack *et al.*, 2009).

6.3. Le transfert des pesticides

Les pesticides se déplacent dans l'environnement par différentes voies telles que le lessivage, la volatilisation, le ruissellement et la lixiviation (Perez-Lucas, *et al.*, 2019).

6.3.1. Transfert vers l'atmosphère

6.3.1.1. Volatilisation

La volatilisation se réfère à la vaporisation ou sublimation de 2% à 90% de la dose initiale de pesticide, qu'il soit liquide ou solide, à partir de la surface des plantes et du sol. Cela est suivi d'un mouvement de dispersion dans l'atmosphère, après quoi les pesticides peuvent retourner au sol et dans les eaux de surface par le biais des précipitations (Mamy *et al.*, 2021; Fauvelle, 2012; Kubiak *et al.*, 1994; Wolters *et al.*, 2003).

Ce phénomène peut persister pendant plusieurs jours, voire plusieurs semaines après le traitement, et jusqu'à plusieurs mois dans le cas de pesticides particulièrement persistants tels que les organochlorés (Bedos *et al.*, 2002). La volatilisation dépend des caractéristiques physico-chimiques de la molécule ainsi que des conditions à la surface du sol (Yates, 2009).

6.3.2. Transfert vers les eaux de surface (ruissellement)

Ce phénomène est défini par le transport latéral de l'eau à la surface du sol ou sous les premières couches du sol, permettant ainsi aux pesticides présents dans les premiers centimètres du sol d'être transférés soit sous forme dissoute soit particulaire (Lalancette, 2012; Queyrel, 2014). Il est provoqué soit par la saturation du sol, entraînant une diminution de la capacité de rétention de l'eau, soit par un taux de précipitation intense qui excède la capacité d'infiltration du sol. Ce type de transfert dépend de plusieurs facteurs tels que l'intensité des précipitations, la pente du terrain, la présence ou l'absence de couvert végétal, le type de sol, les propriétés des pesticides utilisés et les quantités appliquées (Fauvelle, 2012; Aissaoui, 2013).

6.3.3. Transfert vers les eaux souterraines (lixiviation)

L'infiltration est un processus par lequel l'eau s'infiltré dans le sol, permettant ainsi le transfert des produits phytosanitaires de la zone non saturée, comprenant le sol, jusqu'aux nappes souterraines ou la zone saturée (Oyekunle *et al.*, 2022; Aissaoui, 2013; Calvet *et al.*, 2005).

Les modalités d'infiltration de l'eau sont influencées par les propriétés de la substance active et du sol (Baran *et al.*, 2021).

7. Impact des pesticides

L'utilisation généralisée des pesticides par les agriculteurs, visant à protéger les cultures et à accroître les rendements de production, a engendré des effets néfastes dans divers compartiments de

l'environnement et sur la santé publique (Yadav et Devi, 2017). Ils peuvent également affecter d'autres organismes tels que les poissons, les oiseaux, les plantes non ciblées et les insectes utiles (Elgueta et al., 2017; Mingo et al., 2017).

D'autre part, les pesticides liposolubles ont la capacité de pénétrer dans le corps des animaux et persistent dans les chaînes alimentaires, un processus connu sous le nom de "bioamplification". Cette persistance peut entraîner des effets néfastes à long terme sur la faune et peut également affecter les humains qui consomment des organismes contaminés (Mahmood et al., 2016).

7.1. Impact sur l'environnement

L'impact négatif des pesticides sur l'environnement varie en fonction des différents facteurs (Margni et al., 2002):

- La persistance du pesticide dans l'environnement (durée de demi-vie);
- le temps d'exposition;
- la dose et la toxicité;
- la sensibilité relative des organismes ou de l'écosystème exposés;
- l'âge de l'organisme exposé.

7.1.1. Impact sur le sol

Le sol est un écosystème très varié, le plus riche en biodiversité de la planète (Ram, 2019). Les trois paramètres, biologiques (activités microbiennes, respiration), chimiques (pH, salinité et matière organique) et physiques (texture du sol et capacité de rétention d'eau du sol) sont importants pour maintenir la santé du sol (Baweja et al., 2020).

L'utilisation accrue de pesticides affecte la santé des sols (Dubey et al., 2019) conduisant à la diminution des microbes bénéfiques et par conséquent la fertilité du sol (Malla et al., 2019; Dubey et al., 2020; Kumar et Dubey, 2020).

Les pesticides affectent aussi un grand nombre des organismes terrestres vertébrés et invertébrés, tels que les vers de terre et les insectes. L'exposition aux pesticides peut affecter la chaîne alimentaire (Caldas, 2019). La figure 9 montre un modèle conceptuel générique utilisé par l'USEPA pour les pesticides.

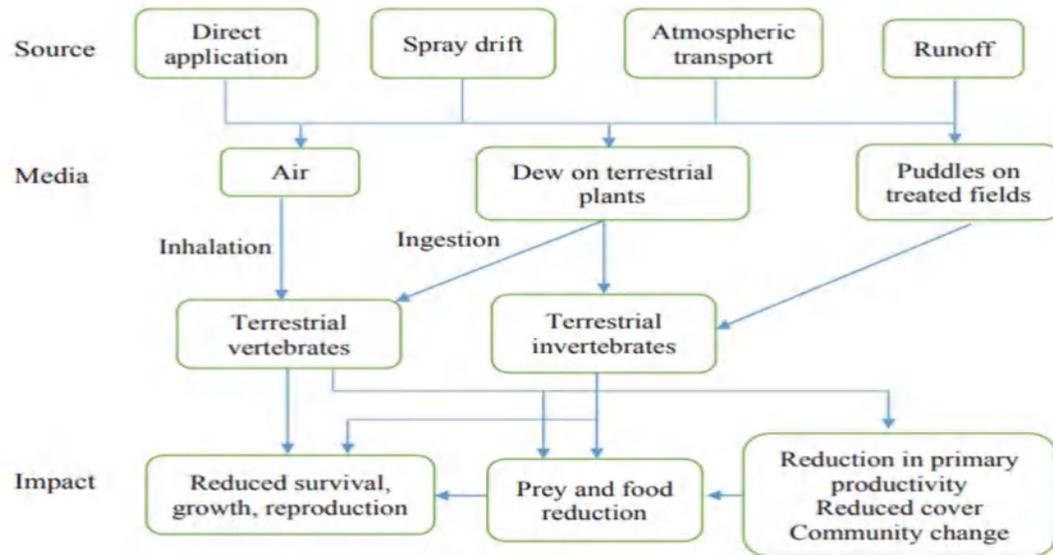


Figure 9. Principales voies d'exposition potentielle pour les organismes terrestres. Adapté d'US EPA (Caldas, 2019).

7.1.2. Impact sur l'eau

Les pesticides atteignent les eaux de surface et les eaux souterraines par différentes voies, telles que les déversements, les déchets industriels, le ruissellement de surface (Picó et al., 2020).

Les organismes aquatiques peuvent être exposés aux pesticides de différentes manières, que ce soit par voie cutanée, avec une absorption directe par la peau, soit par respiration avec une absorption par les branchies pendant la respiration, ou bien par voie orale, en entrant par la consommation d'eau contaminée (Shefali et al., 2021). Par conséquent, ces substances s'accumulent dans la chaîne alimentaire, présentant ainsi un risque à long terme pour les mammifères, les oiseaux, les amphibiens et les poissons. Les pesticides peuvent également impacter les plantes aquatiques, réduire la teneur en oxygène dissous dans l'eau et induire des modifications physiologiques et comportementales au sein des populations de poissons (Mahmood et al., 2016; Helfrich et al., 2009).

7.1.3. Impact sur l'air

L'air peut se contaminer par les pesticides soit après leur application, soit par leur volatilisation à partir du sol ou des plantes (**Langenbach et al., 2017; Lee et al., 2002**).

La contamination de l'air joue un rôle important dans la pollution des autres segments de l'environnement affectant la flore, la faune et la santé humaine grâce à leur capacité de dispersion sur une longue distance après volatilisation. Ces produits chimiques peuvent retourner dans le sol et l'eau par précipitations (**Liu et al., 2015; Yera et al., 2020; Benka-Coker et al., 2020; Doan et al., 2021**).

7.2. Impact sur les organismes non cibles

L'utilisation des pesticides entraîne des effets néfastes sur un ensemble d'organismes non cibles. Ces produits sont toxiques pour les insectes, oiseaux, aux plantes non cibles, et dans une moindre mesure, pour les organismes aquatiques et les mammifères (**Kumar et al., 2013; Aktar et al., 2009**).

La degré de toxicité de ces organismes dépend (**Hocinat, 2018**):

- La toxicité d'un pesticide, et la quantité appliquée ;
- le moment et la méthode de pulvérisation (par exemple, la pulvérisation fine a tendance à être emportée par le vent) ;
- le climat ;
- la structure de la végétation ;
- le type du sol.

7.3. Impact sur la santé humaine

Selon l'Organisation mondiale de la santé, chaque année, environ 3 000 000 de cas d'empoisonnement aux pesticides et 220 000 décès sont signalés dans les pays en développement (**Mahmood et al., 2016**).

Les pesticides peuvent entrer dans le corps humain par contact cutané, ingestion ou inhalation (**Merhi, 2008**). Cependant, la plupart des individus sont exposés par le biais de la consommation d'aliments contaminés par les pesticides (**Mahmood et al., 2016**).

Les résidus de pesticides peuvent engendrer des problèmes de santé tels que le cancer, des troubles de la reproduction, des perturbations neurologiques, et des effets sur le système immunitaire (**Errami, 2012; Merhi, 2008**). Certains pesticides sont également considérés comme des perturbateurs endocriniens, ce qui signifie qu'ils interfèrent avec les hormones en stimulant leur action. De plus, des études ont indiqué une fréquence plus élevée de cancer de la prostate et de l'estomac chez les agriculteurs, soulignant ainsi les risques potentiels associés à l'exposition aux pesticides (**Bassil et al., 2007; Mnif et al., 2011**).

Les conséquences possibles des pesticides sur la santé sont différentes selon plusieurs facteurs (**Nicolopoulou-Stamati et al., 2016**):

- Le type de pesticide;
- la durée et la voie d'exposition;
- l'état de santé individuel (carences nutritionnelles et peau saine / abîmée, par exemple).

8. La biodégradation des pesticides

8.1. Introduction

L'utilisation excessive des pesticides en agriculture a conduit à leur accumulation dans l'environnement, soulignant ainsi l'importance de trouver une méthode d'élimination à la fois efficace et économique pour protéger l'écosystème. Trois approches ont été utilisées pour remédier à ces polluants chimiques : les méthodes physiques, chimiques et biologiques.

Parmi les méthodes physico-chimiques utilisées pour éliminer les pesticides, on trouve la photodégradation, l'oxydation à l'ozone, l'adsorption, les processus membranaires, la floculation et la filtration (**Jönsson et al., 2013**).

La biorémediation représente une méthode alternative basée sur la capacité des microorganismes à utiliser les pesticides comme source de nutriments pendant leur croissance, produisant ainsi des sous-produits moins toxiques tels que le CO₂ et H₂O (**Marican et Durán-Lara, 2017; Huang et al., 2018**).

8.2. Types de bioremédiation

8.2.1. Dégradation fongique

Diverses études ont démontré la capacité des champignons à dégrader les pesticides en des sous-produits non toxiques. **Gao et al. (2010)** ont examiné l'application des champignons de la pourriture blanche pour la dépollution de l'environnement, y compris l'élimination des polluants chimiques tels que les pesticides. **Chan-Cupul et al. (2014)** ont confirmé la capacité des champignons macrochampignons ligninolytiques à dégrader les produits agrochimiques organiques (PAO).

La biodégradation du pesticide fipronil par un champignon de la pourriture blanche a été démontrée par **Wolfand et al. (2016)**.

Mukhtar et al. (2015) et **Kumar et al. (2008)** ont découvert la capacité d'*Aspergillus niger* à dégrader des concentrations élevées de l'insecticide endosulfan.

8.2.2. Dégradation enzymatique

De nombreux micro-organismes ont élaboré des enzymes capables de décomposer divers pesticides, et ces enzymes se révèlent souvent plus performantes que les micro-organismes qui les produisent (**Tang et al., 2017; Bose et al., 2021**).

8.2.3. Dégradation bactérienne

La biodégradation des pesticides par les bactéries est une méthode de remédiation largement utilisée, reposant sur la capacité intrinsèque des bactéries à métaboliser les pesticides par la sécrétion des enzymes appropriées.

Plusieurs genres de bactéries jouent un rôle important dans la dégradation des pesticides, notamment *Flavobacterium*, *Arthobacter*, *Azotobacter*, *Burkholderia* et *Pseudomonas* (**Glazer et Nikaido, 2007**). Actuellement, la bactérie *Bacterium raoultella* sp a démontré sa capacité à dégrader les pesticides (**Doolotkeldieva et al., 2018**).

Les actinobactéries, un groupe de bactéries Gram positives largement présentes dans le sol, sont également reconnues pour leur capacité à dégrader une variété étendue de polluants, y compris les pesticides (Benimeli et al., 2003).

8.3. Les étapes de la biodégradation d'un pesticide

La dégradation des pesticides par les bactéries implique 3 étapes essentielles:

- **Adhésion ou adsorption**

Le pesticide s'adhère à la surface des cellules microbiennes par des interactions spécifiques dépendant la structure chimique de pesticide et de la membrane cellulaire, induisant ainsi l'action des enzymes spécifiques.

- **Pénétration**

Le pesticide pénètre la membrane cellulaire du microorganisme, cette pénétration dépend la structure du pesticide, notamment de ses paramètres lipophiles et de son encombrement stérique.

- **Dégradation**

Les enzymes produites par les bactéries attaquent les liaisons chimiques spécifiques dans les molécules de pesticide, les dégradant ainsi en sous-produits.

8.4. Mécanismes de la biodégradation

8.4.1. La minéralisation

C'est un processus de dégradation complet au cours duquel le pesticide est transformé en des composés inorganiques simples et inoffensifs, tels que le dioxyde de carbone (CO₂), l'eau (H₂O), des sels minéraux et d'autres composés chimiques naturellement présents dans l'environnement.

8.4.2. Le Co-métabolisme

Dans ce processus, la dégradation d'un pesticide dépend la présence d'un autre composé organique différent comme source de carbone ou d'énergie ce qui conduit à la dégradation du

pesticide de manière accidentelle ou accessoire en raison de l'activité des enzymes impliquées dans le métabolisme d'autres substrats (**Fuxing et al., 2004**).

Il existe également d'autres mécanismes de biodégradation des pesticides: oxydation, réduction, hydrolyse, déshydrogénation, déshalogénéation, décarboxylation, réarrangements, conjugaisons, isomérisation (**Hugo et al., 2016**)

8.5. Les facteurs influençant la biodégradation des pesticides

8.5.1. La structure de pesticide

La biodégradation est influencée par la structure chimique spécifique du pesticide. Certains pesticides présentent une plus grande facilité de dégradation que d'autres en raison de leur composition chimique qui détermine leur persistance dans l'environnement (**Aislabie et Lloyd-Jones, 1995; Bose et al., 2021**).

8.5.2. La composition microbienne

La présence et l'abondance de microorganismes capables de dégrader les pesticides dans le sol, l'eau ou d'autres environnements ont un impact direct sur le processus de dégradation. Une communauté microbienne diversifiée et active augmentent le taux de dégradation d'un pesticide (**Aislabie et Lloyd-Jones, 1995**).

8.5.3. Les conditions de l'environnement

Les conditions de l'environnement doivent être à leur optimum pour une meilleure dégradation des pesticides (**Jin et al., 2018**).

8.5.4. Disponibilité de nutriments

La croissance des microorganismes dépend la disponibilité des nutriments tels que le carbone, l'azote, le phosphore et les oligo-éléments qui jouent un rôle important dans le maintien de la population microbienne (**Huang et al., 2018**).

8.5.5. Température et humidité

La température et l'humidité exercent une influence significative sur la biodégradation, en modulant l'activité métabolique des microorganismes ainsi que leur capacité de reproduction. Chaque microorganisme possède ses conditions optimales, et toute variation de ces paramètres peut entraîner une accélération ou un ralentissement du processus de dégradation des pesticides (**Arbeli et Fuentes, 2010**).

8.5.6. pH du milieu

Le pH affecte la stabilité et l'activité des enzymes impliquées dans la dégradation des pesticides par les microorganismes (**Xie et al., 2010**).

8.5.7. L'oxygène

La présence ou l'absence d'oxygène exerce une influence déterminante sur les microorganismes, jouant ainsi un rôle crucial dans le processus de biodégradation des pesticides. La disponibilité de l'oxygène peut significativement affecter le taux et l'efficacité de ce processus (**Sims et Kanissery, 2019**).

Chapitre 2 : Les actinomycètes

Les actinomycètes

1. Définition et généralités

Le terme « actinomycète » dérive des mots grecs « Aktis », signifiant rayon, et « mykes », signifiant champignon (Segaran et al., 2017). Les actinomycètes appartiennent à l'ordre Actinomycetales (Bhatti et al., 2017), et sont des bactéries à Gram positif, aérobies, caractérisées par une teneur en GC relativement élevée dans leurs génomes. Cette teneur varie de 51% dans certaines corynébactéries à plus de 70% chez *Streptomyces* et *Frankia*, à l'exception du génome du pathogène obligatoire *Tropheryma whippelii*, qui présente moins de 50% de GC (Uesugi et al., 2023; Tuncer et Bizsel, 2017; Ventura et al., 2007; Law et al., 2020).

La plupart des actinomycètes vivent librement, sont saprophytes et largement répandus dans les habitats aquatiques et terrestres. Ils constituent le groupe dominant dans la population du sol aux côtés des bactéries et des champignons, préférant les sols secs aux sols humides, elles disposent d'un large éventail d'habitats. Ils ont la capacité de vivre dans les sites extrêmes, tels que les sources chaudes, les déserts, les lacs salés, les grottes et les grands fonds marins, Cette diversité écologique grâce à leur potentiel métabolique (Adegboye et Babalola, 2012; Varalakshmi et al., 2010; Law et al., 2018; Rangseekaew et Pathom-Aree, 2019; Bergeijk et al., 2020).

Les actinobactéries peuvent être scinder en deux genres, Le genre le plus répandu qui est *streptomyce* et les actinomycètes rares (Hu et al., 2020). Les *streptomyces* présentent le genre le plus répandu, revêtant une importance économique notable grâce à la richesse de leur métabolisme secondaire, tels que la production des antibiotiques, des antifongiques, des antitumoraux/anticancéreux, des antioxydants, antiviraux et anti-inflammatoires. Récemment la recherche a affirmé qu'antiparasite (ivermectine) produit par *Streptomyces avermitilis* utilisé pour traiter la filariose lymphatique, présente un puissant effet inhibiteur sur la croissance du virus responsable du redoutable coronavirus 2019 (COVID-19) (SARS-CoV-2) (Law et al., 2017; Anandan et al., 2016 ;Sacramento et al., 2004; Ser et al., 2018; Tan et al., 2019; Hui et al., 2021; Caly et al., 2020).

Le groupe des actinomycètes rares, sont difficiles à isoler tels que *Microbacterium* (Amin et al., 2020; Azman et al., 2016).

Les colonies d'actinomycètes adoptent une forme circulaire, caractérisée par des filaments qui croissent de manière centrifuge tout autour du germe initial (Eunice et Prosser, 1983). Leur

morphologie sur un milieu de culture est compacte, avec une surface sèche, souvent recouverte de mycélium aérien (Anandan et al., 2016).

En règle générale, les actinomycètes se caractérisent par la présence ou l'absence de mycélium aérien ou de mycélium de substrat (Figure 10), la présence de filaments ramifiés et d'organes de sporulation de différentes structure et aspect (Barka et al., 2016; Becker et al., 1965).

Les actinomycètes présentent une apparence filamenteuse ressemblent à celle des champignons (Das et al., 2008). Cependant, bien que leur morphologie puisse rappeler celle des champignons, les actinomycètes sont actuellement classés parmi les bactéries (procaryotes) en raison de leur structure dépourvue de noyau. Le diamètre de leurs hyphes se situe dans l'ordre de grandeur des bactéries, environ 1 μ . Ils présentent diverses caractéristiques distinctives, telles que la formation de flagelles, la stricte anaérobiose dans certains genres tels que *Actinomyces* et *Micromonospora*, la *chimioautotrophie* dans certaines formes, la sensibilité aux phages, la sensibilité aux antibiotiques antibactériens, l'absence de stérols, la synthèse de la lysine par la voie de l'acide diaminopimélique, la présence de mucopeptides dans les parois cellulaires, l'absence de chitine ou de cellulose, et des relations immunitaires (Lechevalier et Lechevalier, 1967).

La reproduction de ces microorganismes s'effectue par fission binaire ou par sporulation, qui se réalise par fragmentation, segmentation, ou par la formation de conidies (Anandan et al., 2016).

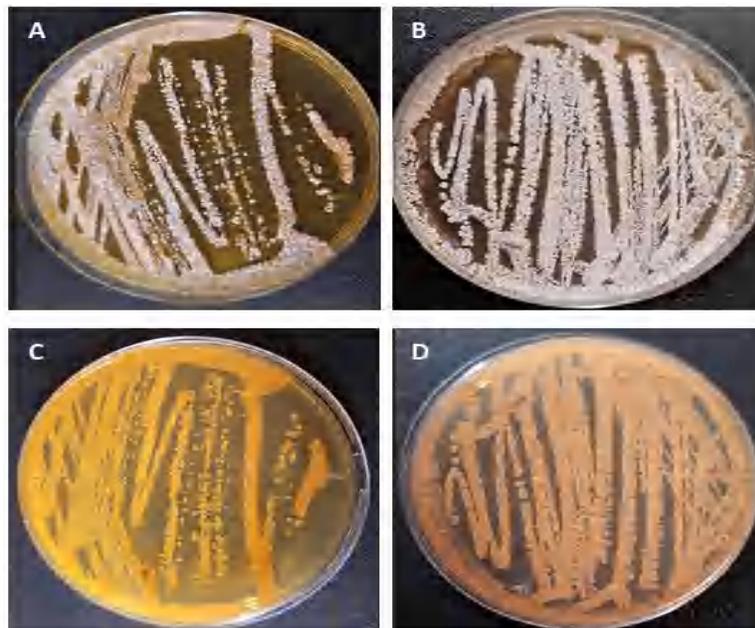


Figure 10. Morphologie des isolats actinobactériens sur milieu Bennett (A, B) : Mycélium aérien avec les spores. (C, D): Verso de la boîte montre le mycélium du substrat.

2. Morphologie

Les morphologies des actinobactéries varient, allant du coccoïde, comme chez *Micrococcus*, bâtonnet comme les *Mycobacterium*, au bâtonnet-coccoïde, comme chez *Arthrobacter*, jusqu'à des formes hyphales fragmentées, telles que celles observées chez *Nocardia sp.* Certaines présentent également un mycélium ramifié permanent et hautement différencié, comme c'est le cas chez *Streptomyces sp* (Barka et al., 2016; Selvakumar et al., 2014).

Les mycéliums persistants peuvent être catégorisés en mycélium de substrat et mycélium aérien:

- **Le mycélium de substrat**

S'appelle aussi le mycélium végétatif ou le mycélium primaire, il se développe par un allongement apical des hyphes multinucléaires. Il se propage dans le milieu ou à la surface du milieu de culture afin d'absorber les éléments nutritifs nécessaires à la croissance. Il forme généralement des ramifications monopodiales, et des ramifications dichotomiques, dans des rares cas.

Microscopiquement, les mycéliums du substrat sont minces, transparents, d'une teinte sombre, plus ramifiés que les mycéliums aériens, et peuvent présenter différentes couleurs tels que le vert, le blanc, le brun, le rouge, le noir, le jaune, l'orange. L'épaisseur d'un seul hyphe est environ 0,4 à 1,2µm. Certains hyphes peuvent produire des pigments hydrosolubles ou liposolubles (Conn et Conn, 1941; Li et al., 2016b).

- **Le mycélium aérien**

Se développe à partir du mycélium de substrat lorsque la colonie devient plus âgée et que les conditions deviennent défavorables, comme l'épuisement des nutriments et l'accumulation d'inhibiteurs dans le milieu de culture. Des branches spécialisées émergent de la surface des colonies et s'étendent dans l'air, donnant finalement naissance à des spores de reproduction. Généralement plus épais et moins ramifié que le mycélium de substrat (Li, 2016; Miguélez et al., 2000; Anandan et al., 2016).

Les actinomycètes croissent sur un milieu solide de différentes manières, notamment par la formation de mycélium de substrat et de mycélium aérien (**Figure 11**), qui représente le cas le plus courant chez ces microorganismes. Cependant, il existe d'autres modalités de croissance, telles que la formation d'un mycélium de substrat coénocytique. Dans des cas rares, on observe la formation d'un mycélium aérien dont les hyphes sont attachés au milieu par des crampons. Ce dernier cas est notamment rencontré chez le genre *Sporichthya* (**Djaballah, 2010**).

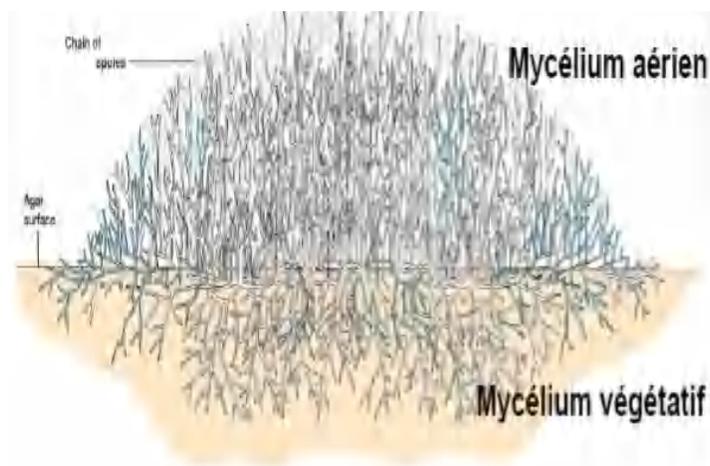


Figure 11. Les types des mycéliums (**Prescott et al., 2003**).

En milieu solide, les actinomycètes présentent trois types de colonies distincts :

- Le premier type se manifeste par des colonies pâteuses, facilement détachables du milieu solide et rarement recouvertes de mycélium aérien;
- le second type englobe des colonies dépourvues de mycélium de substrat, formées par des hyphes aériens attachés au milieu par des crampons;
- le dernier type se caractérise par des colonies compactes généralement recouvertes d'hyphes aériens et solidement attachées au milieu (**Kalakoutskii et Agre, 1976**).

En milieu liquide, la formation d'hyphes aériens chez les actinomycètes est influencée par l'agitation. En présence d'agitation, il n'y a pas de formation de mycélium aérien ni de spores. Dans le cas spécifique des *Streptomyces*, ils initient d'abord la formation de filaments libres, qui ensuite se

ramifient et s'agrègent pour finalement former des agrégats appelés pellets (**Figure 12**) (**Hocinat, 2018**).

En l'absence d'agitation, après la germination des spores, les hyphes formés ont tendance à s'élever en surface afin de croître en contact direct avec l'air (**Keulen et al., 2003**).

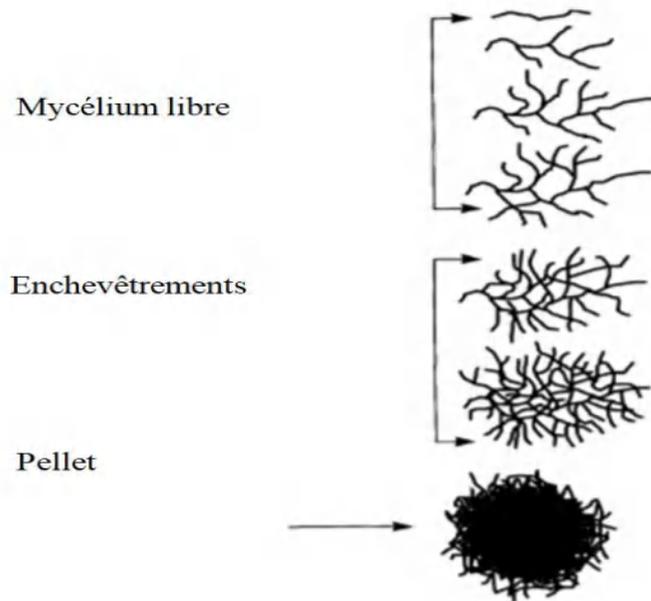


Figure 12. Morphologies rencontrées au cours de cultures en milieux liquides (**Paul et Thomas, 1998**).

Certaines actinobactéries ont la capacité de former des structures complexes, telles que des spores (**Figure 13**), des chaînes de spores, des sporanges et des sporangiospores (**Li, 2016**). La capacité de sporulation est présente chez la plupart des actinomycètes, qui peuvent former des spores de manière exogène ou endogène (**Filippova et al., 2005**).

- **Les spores exogènes :**

Ce sont des spores qui se forment sur le mycélium aérien, adoptant diverses formes. Elles se développent par septation des extrémités des filaments, généralement en réponse à une privation en éléments nutritifs (**Figure 14**). La plupart de ces spores ne présentent pas de résistance à la chaleur (**Prescot et al., 2007**). Ces spores contiennent des quantités suffisantes de potassium, de calcium et de manganèse dans le mycélium de substrat (**Kitouni, 2007**).

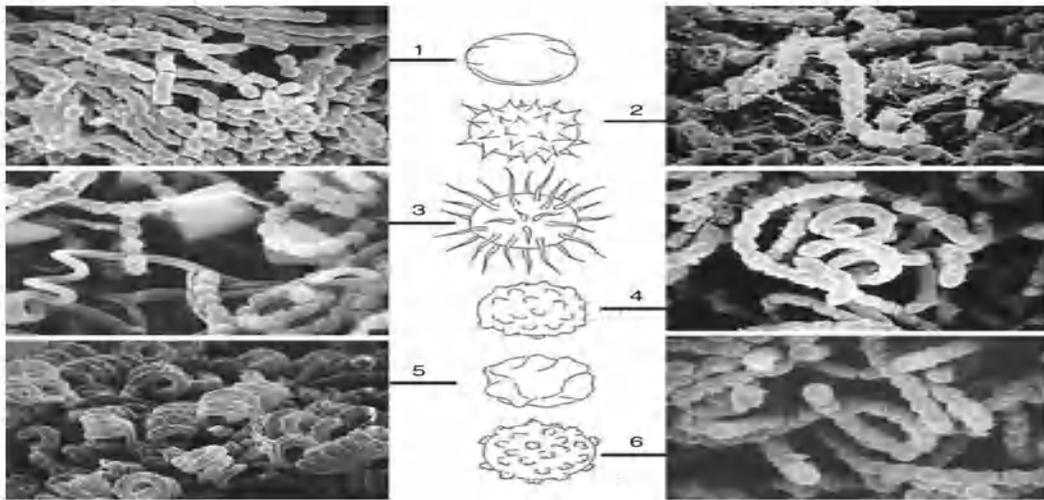


Figure 13. Ornementation des spores du genre *Streptomyces* prise au MEB et représentée schématiquement (d'après Wink Compendium 2016 ou modifié d'après Miyadoh et Gakkei 1997). 1-lisse, 2-épineux, 3- poilu, 4-verruqueux, 5-ondulé, 6-verruqueux (Wink et al., 2017).

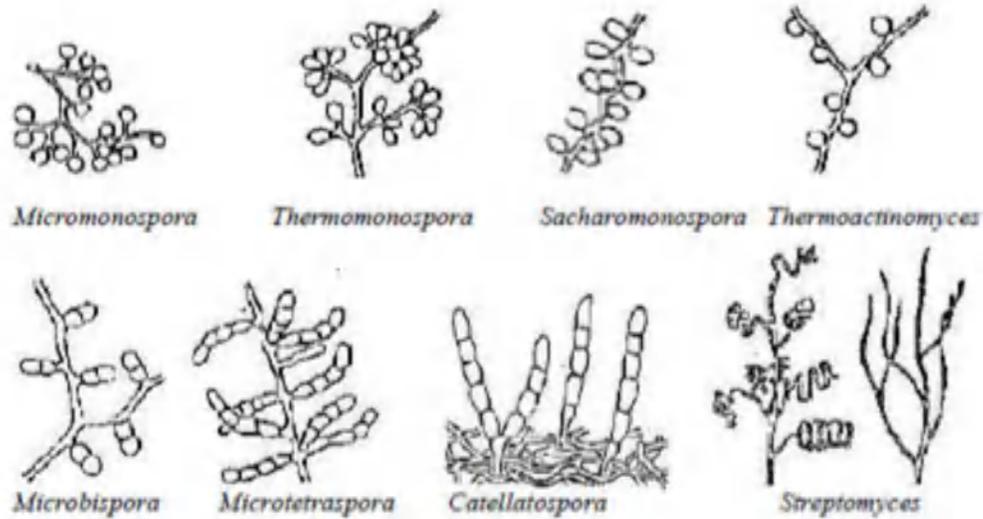


Figure 14. Différents types de chaînes des exospores chez les actinomycètes (Breton et al., 1989).

- **Les spores endogènes**

Ce type de spores est caractéristique des actinomycètes thermophiles, tels que le genre *Thermoactinomyces*. Il se forme par une réorganisation du cytoplasme avec la création d'une nouvelle paroi dans l'hyphe (**Figure 15**). Du point de vue morphologique et chimique, ces spores sont similaires à celles des *Bacillaceae*, se distinguant par une paroi externe épaisse et résistante.

Elles renferment de l'acide dipicolinique, un composé unique exclusivement présent chez les cellules non végétatives, associé à des concentrations élevées de calcium et de magnésium. Cette composition confère aux spores une résistance à la chaleur (**Kitouni, 2007; Getha et al., 2005**).

Les spores d'actinomycètes se caractérisent par une grande variété d'arrangements: elles peuvent être produites de manière isolée, en paires longitudinales, en courtes chaînettes ou en longues chaînettes. Les chaînettes de spores peuvent être soit ramifiées, soit non ramifiées, et elles peuvent adopter des formes droites, flexibles ou en spirales. Ces chaînettes peuvent également se disposer de manière rayonnante autour des hyphes sporophores. Par ailleurs, la surface des spores présente une diversité significative, pouvant être lisse, ridée ou avoir un aspect velu (**Errakhi, 2008**).

La plupart des actinomycètes sont immobiles. Cependant, certains genres ont la capacité de sporuler en formant des sporanges. Ces sporanges sont des compartiments qui se développent à l'extrémité d'un hyphe spécial appelé sporangiophore. Ils renferment généralement de quelques à plusieurs milliers de spores, formant des chaînes enroulées ou parallèles (**Belyagoubi, 2013; Kalakoutsii et Agre, 1976; Errakhi, 2008**).

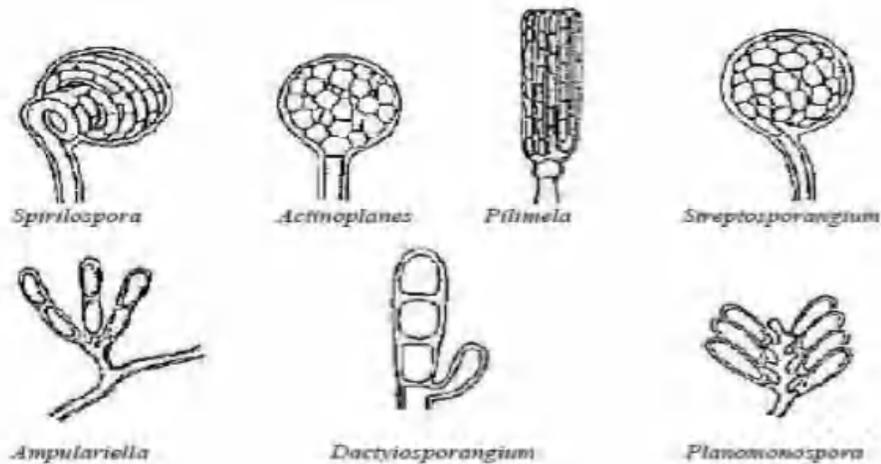


Figure 15. Différents types de chaînes des endospores chez les actinomycètes (**Breton et al., 1989**).

La taille des sporanges varie entre 2 à 50µm de diamètre, et ils sont présents sous différentes formes tels que la forme cylindrique, tubulaire, lobé (**Li, 2016**).

Les sporanges peuvent contenir des spores mobiles, dotées de flagelles et appelées zoospores, permettant leur dispersion dans des habitats aquatiques, comme c'est le cas chez *Actinoplanes*. D'autres sporanges peuvent contenir des spores immobiles, comme observé chez le genre *Streptosporangium* (**Kalakoutsii et Agre, 1976**) (**Figure 16**).

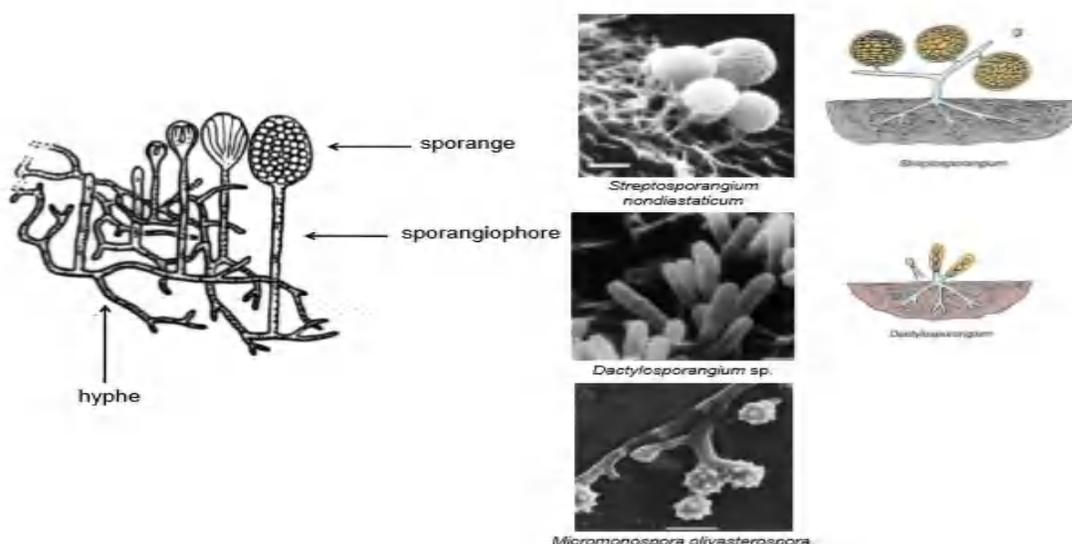


Figure 16. Différents sporanges d'actinomycètes (Belyagoubi, 2013).

Ainsi, il existe plusieurs formes d'organisation des spores chez les actinomycètes, comme décrit par **Belyagoubi. (2013) :**

- **Les sclérotés:** Il s'agit d'une structure présente chez *Chainia*, résultant du cloisonnement d'une masse d'hyphes dont les vacuoles sont chargées de triglycérides et d'acides gras ramifiés.
- **Les Synnemata ou corémies:** Cette forme caractérise le genre *Actinosynnema*. Il s'agit d'associations compactes d'hyphes dressés, parfois fusionnés, portant des conidies apicales ou latérales.
- **Les conidies:** Il s'agit de spores asexuées qui peuvent être organisées en une seule conidie (comme chez *Micromonospora*) ou en paire de conidies (comme chez *Microbispora*). On observe également des courtes chaînes (inférieures ou égales à 20 spores par chaîne) chez *Actinomadura*, des longues chaînes (plus de 20 spores par chaîne) chez *Streptomyces*, ainsi que des conidies regroupées dans des synnemata, ce qui les rend mobiles et susceptibles d'être libérées.

3. Le cycle de développement

Le cycle de développement de la plupart des actinomycètes débute par la germination des spores sur un milieu solide, donnant naissance à un mycélium primitif végétatif, également appelé mycélium du substrat. À partir de ce mycélium de substrat, un mycélium secondaire aérien se développe. La formation de ce mycélium secondaire aérien résulte d'une autolyse du mycélium de substrat, et sa genèse dépend de facteurs tels que la composition du milieu, les conditions de culture et les paramètres d'incubation (**Figure 17**) (**Messaoudi, 2013**).

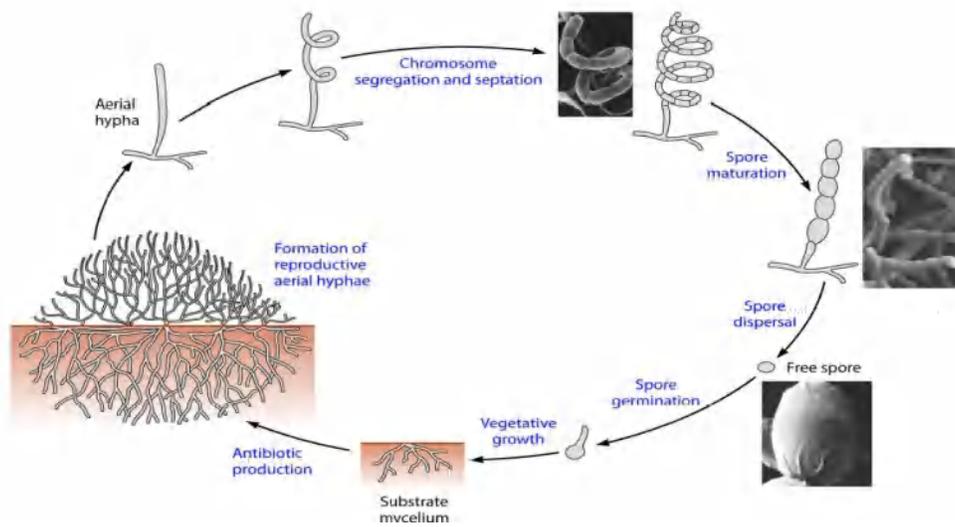


Figure 17. Cycle de développement des actinomycètes (Barka et al., 2016).

4. Physiologie des actinomycètes

La croissance des actinomycètes est influencée par différentes conditions environnementales tels que le pH, la température, et le niveau d'oxygène.

4.1. Le pH

La plupart des actinobactéries se développent dans un pH neutre généralement entre 5,0 et 9,0 avec optimum de pH situé entre 6.5 et 8.0 (Mohammadipanah et Dehghani, 2017).

Néanmoins, il existe des actinobactéries capables de vivre dans des conditions alcalinophiles ou acidophiles. Les bactéries acidophiles ont pu croître dans le pH acide variant de 1,8 à 4 comprenant des genres tels que *Acidimicrobium*, *Streptomyces* (Rosenberg et al., 2014), il est à noter que certaines souches de *Streptomyces* ont été isolées de sols acides, avec un pH aussi bas que 3,5 (Barka et al., 2016).

Les actinobactéries alcalinophiles comme les genres *Arthrobacter*, *Corynebacterium* et *Streptomyces*, elles ont une préférence pour des conditions alcalines, avec un pH oscillant entre 6 et 11, et un optimum situé entre 10 et 11 (Shivlata et Satyanarayana 2015; Rosenberg et al., 2014).

4.2. La température

Comme d'autres microorganismes du sol, les actinobactéries sont principalement mésophiles, montrant une croissance optimale à des températures situées entre 25 et 30°C.

Cependant, il est important de noter que certaines actinobactéries thermophiles ont la capacité de se développer à des températures plus élevées, généralement comprises entre 50 et 60°C (Amoroso et al., 2013; Barka et al., 2016), et des actinobactéries psychrophiles se développent entre 0 et 20°C. Les psychrotolérants se développent de manière optimale entre 7 et 15°C tels que les genres *Arthrobacter*, *Brachybacterium*, *Cryobacterium*, *Frigoribacterium* (Mohammadipanah et Dehghani, 2017).

4.3. L'oxygène

Les actinomycètes se séparent en deux groupes physiologiques distincts: les formes fermentatives anaérobies, qui sont des habitants des cavités naturelles de l'homme et des animaux supérieurs, avec le genre le plus représentatif étant *Actinomyces*. D'un autre côté, on trouve les formes oxydatives aérobies qui sont largement distribuées dans le sol, telles que les *Streptomyces* (Messaoudi, 2013).

4.4. Tolérance en NaCl

Les micro-organismes halophiles et halotolérants se retrouvent dans des environnements salins et hyper-salins, présents dans une grande variété d'écosystèmes aquatiques et terrestres. Selon la concentration de NaCl, les actinomycètes halophiles sont classés en différents types (Nanjani et Soni, 2012 ; Anandan et al., 2016) :

- Les halophiles extrêmes: ils prospèrent davantage dans des milieux contenant de 2,5 à 5,2 M de sel.
- Les halophiles extrêmes extrêmes: leur croissance optimale se situe dans des milieux contenant de 1,5 à 4,0 M de sel.
- Les halophiles modérés: ils se développent préférentiellement dans des milieux contenant de 0,5 à 2,5 M de sel.
- Les halotolérants: ne présentent pas un besoin absolu de sel pour leur croissance, mais ils peuvent bien se développer à des concentrations de sel souvent très élevées, tolérant au moins 100 g/l de sel (équivalent à 1,7 M de NaCl).

4.5. L'activité de l'eau (Aw)

Les actinomycètes généralement tolèrent bien les conditions sèches, d'où l'activité d'eau optimale pour leur développement et germination est égale à 0,98 (Zvyagintsev et al., 2005; Williams et al., 1972).

5. L'écologie des actinomycètes

Les actinomycètes sont des microorganismes ubiquitaires largement répandus dans les écosystèmes naturels, en particulier dans les sols. Cette omniprésence dans l'environnement naturel peut être attribuée à deux facteurs principaux : la richesse et la diversité métabolique par production de produits naturels bioactifs, et l'évolution de mécanismes spécifiques de dispersion (Abdul Hamid et al., 2015; Bergeijk et al., 2020; Mccarthy et Williams, 1990).

Les actinomycètes sont abondants dans les sols, en particulier ceux dont le pH est élevé, et constituent une partie dominante de la population microbienne dans la plupart des sols (Lauber et al., 2009; Mayfield et al., 1971). On les trouve également dans des environnements estuariens et marins, ainsi que dans les sédiments d'eaux profondes (Walker et Colwell, 1975; Colquhoun et al., 1998). Ils sont présents dans des sols salés et alcalins, ainsi qu'au niveau des plantes (Stackebrandt et Schumann, 2006). Les actinomycètes sont également présents dans les sols fortement contaminés par les métaux lourds, les sols polaires gelés, les lacs extrêmement alcalins et les lacs salés (Kitouni, 2007).

Une étude comparative a révélé que la population d'actinomycètes était la plus importante dans la couche superficielle du sol, et leur nombre diminuait progressivement avec l'augmentation de la profondeur (Kumar et al., 2013). Ces microorganismes sécrètent des substances spécifiques telles que la géosmine et le 2-méthylisobornéol (MIB), contribuant à une odeur caractéristique du sol (Zaitlin et Watson, 2006). Le genre *Streptomyces* domine largement dans le sol, représentant plus de 95% des souches d'*Actinomycetales* isolées du sol (Barka et al., 2016).

Les actinomycètes capables de vivre en associations symbiotiques avec différentes microorganismes tels que les tuniciers, les éponges marines, les termites et les fourmis (Lee et al., 2001; Poulsen et al., 2005; Kurtböke et al., 2015).

6. Taxonomie

La taxonomie est la science qui étudie la diversité des microorganismes et les regroupe en entités appelées taxons. Elle englobe trois domaines principaux: la classification, l'identification et la nomenclature. La taxonomie des actinomycètes a considérablement évolué ces dernières années. Elle est basée sur l'analyse d'ARN16S (**Mohammadipanah et Dehghani, 2017**).

Les actinobactéries sont classées dans le domaine des *Bacteria* ou *Eubacteria*, le phylum des *Actinobacteria*, la classe des *Actinobacteria*, et la sous-classe des *Actinobacteridae* (**Euzéby, 2015**). Dans la version 2004 du Manuel de la Systématique Bactériologique de Bergey, l'ordre des *Actinomycetales*, créé par **Buchanan** en **1917**, comprenait 9 sous-ordres, 38 familles et 121 genres. Selon le manuel de **Bergey** en **2007**, les actinomycètes sont classés dans le phylum *Actinobacteria*, qui comprend une seule classe, *Actinobacteria*, avec 5 sous-classes, 6 ordres (dont 9 appartiennent à l'ordre des *Actinomycetales*), 41 familles, 193 genres et près de 1711 espèces. Les actinobactéries comprennent également 16 ordres et 43 familles (**Bouizgarne et Ben Aouamar, 2014**).

7. Le métabolisme des actinomycètes

Les actinomycètes se caractérisent par une croissance plus lente que la plupart des bactéries et des champignons (**Otitow et Glathe, 1968**). En général, ce sont des bactéries chimio-organotrophes qui utilisent une grande variété de sources de carbone et d'énergie, y compris les biopolymères complexes tels que la chitine, la cellulose et la lignine. Cependant, plusieurs espèces sont également chimio-autotrophes en utilisant l'oxydation de l'hydrogène comme source d'énergie et le gaz carbonique comme source de carbone (**Mariat et Sebald, 1990**).

Le métabolisme des actinomycètes est divisé en deux catégories : le métabolisme primaire et le métabolisme secondaire. Le métabolisme primaire regroupe les réactions cataboliques et anaboliques qui permettent la formation de biomasse. Le pouvoir réducteur et l'énergie produits par ces réactions sont utilisés pour former et assembler les monomères (par exemple, les acides aminés) en macromolécules (par exemple, les protéines).

Le métabolisme secondaire regroupe les voies de synthèse des composés qui n'ont pas de fonction apparente dans le métabolisme cellulaire, mais qui servent différentes fonctions de survie dans la nature. Ces composés sont produits par quelques espèces d'un genre et par quelques souches d'une espèce. Le genre *Streptomyces* représente 75% du métabolisme secondaire de tous les actinomycètes (**Strub, 2008**).

Les actinomycètes sont connus par leur richesse en métabolisme secondaire, produisant des composés bioactifs tels que les antibiotiques, les antifongiques, les antiprotozoaires, les antiviraux, les anticholestérol, les antihelminthes, les anticancéreux, les immunosuppresseurs, les enzymes et les vitamines (Basilio et al., 2003; Chaudhary et al., 2013; Bhatti et al., 2017).

8. Le rôle des actinomycètes dans le sol

Les actinomycètes jouent un rôle crucial dans l'écologie du sol, contribuant à divers processus et cycles biogéochimiques. Voici quelques-uns des rôles écologiques importants des actinomycètes dans le sol:

- **Décomposition de la matière organique** : Les actinomycètes sont reconnus comme l'un des microorganismes du sol dotés de la capacité de dégrader la matière organique grâce à leurs enzymes hydrolytiques. Certains actinomycètes, tels que les espèces de *Streptomyces*, ont la capacité de décomposer des substances organiques difficiles à dégrader par d'autres microorganismes. Ils jouent un rôle clé dans la décomposition de la matière organique, y compris des polymères tels que la lignocellulose, l'amidon et la chitine (Mohan et Vijayakumar, 2007).
- **Fixation de l'azote** : Certains actinomycètes, notamment le genre *Frankia*, sont capables de fixer l'azote atmosphérique dans des conditions environnementales difficiles. La relation symbiotique des diverses espèces d'actinobactéries de la famille *Frankia* et leurs plantes hôtes peuvent fixer environ 15% de l'azote. Cette capacité favorise la croissance des plantes actinorhiziennes, qui forment des associations symbiotiques avec les actinomycètes (Bhatti et al., 2017).
- **Participation aux cycles biogéochimiques**: Les actinomycètes participent activement aux cycles biogéochimiques des éléments, tels que les cycles du phosphore, du carbone, de l'azote et du soufre. Leur activité métabolique contribue à la transformation et à la disponibilité des éléments dans le sol (Chapman et al., 2017).
- **Production de métabolites bioactifs**: Les actinomycètes sont riches en métabolites secondaires, dont de nombreux composés bioactifs tels que les antibiotiques, les vitamines et les enzymes. Cette capacité de synthèse de métabolites contribue à leur importance en tant que source de substances bénéfiques pour la santé humaine et animale.

- **Bioremédiation:** Les actinomycètes sont impliqués dans des processus de bioremédiation, contribuant à la dégradation de substances toxiques présentes dans le sol. Leur capacité à dégrader des polluants et à participer à des processus de détoxification est utilisée dans des applications de remédiation environnementale.

Les actinomycètes possèdent une capacité métabolique qui les classe parmi les meilleurs microorganismes dégradants. Ils comprennent un grand groupe de bactéries du sol qui jouent un rôle important dans le recyclage du carbone dans les macromolécules polymères, le genre *Streptomyces* c'est le genre type dans ce recyclage (Singh et al., 2014). L'utilisation intensive de produits pétroliers entraîne une grave contamination de l'environnement (Shekhar et al., 2014).

Baniasadi et al. (2009) ont pu isoler des souches des actinomycètes à partir de puits de pétrole et de sols : *Streptomyces rochei*, *Streptomyces plicatus*, *Streptomyces diastaticus*, *Nocardia*, *Frankia* et *Rhodococcus fascians*. Certains rapports ont indiqué que *Streptomyces flora* pourrait jouer un rôle très important dans la dégradation des hydrocarbures.

Les actinomycètes ont montré aussi leur capacité d'éliminer les composés de xénobiotiques comme les pesticides (Alvarez et al., 2017).

8.1. La biodégradation des pesticides par des actinomycètes

D'importantes quantités de pesticides sont utilisées en agriculture pour la protection des cultures et l'augmentation de la productivité (Sharma et al., 2016). L'utilisation continue de ces produits chimiques entraîne leur accumulation et leur persistance dans l'environnement (Ortiz-Hernández et al., 2013). La méthode la plus efficace pour les éliminer de l'environnement consiste à les dégrader par l'action de microorganismes tels que les bactéries, les champignons et les actinomycètes (Diez, 2010).

Les actinomycètes représentent le groupe de bactéries le plus efficace dans la dégradation d'une large gamme de molécules complexes, y compris les pesticides, grâce à leur production des enzymes extracellulaires. Ces actinomycètes dégradateurs de pesticides ne sont pas spécifiques à un genre ou à une famille particulière, englobant des genres tels que *Arthrobacter*, *Brevibacterium*, *Clavibacter*, *Corynebacterium*, *Micromonospora*, *Mycobacterium*, *Nocardia*, *Nocardioides*, *Rhodococcus* et *Streptomyces* (De Schrijver et De Mot, 1999).

Des études menées par **Castillo et al. (2006)** ont démontré la capacité de souches de *Streptomyces* isolées du sol à dégrader l'herbicide diuron. **Benimeli et al. (2003)** ont également réalisé des études sur des souches de genre *Streptomyces*, isolées de sédiments d'eaux usées, les testant contre 11 pesticides organochlorés (OPs) tels que l'aldrin, le chlordane, le DDD, le DDE, le DDT, le dieldrin, l'heptachlore, les époxides d'heptachlore, le lindane et le méthoxychlore. D'autres recherches indiquent que les actinomycètes, en particulier du genre *Streptomyces*, peuvent oxyder, déchlorationner et déalkyler des composés tels que le DDT et des herbicides tels que le metolachlor ou l'atrazine (**Benimeli et al., 2007**).

Des souches d'*Arthrobacter* sp isolées des sols agricoles en Argentine ont démontré une capacité à dégrader l'herbicide atrazine (**Fernández et al., 2013**). Ce genre d'actinomycètes a également été signalé comme dégradeur du glyphosate, formant un intermédiaire appelé aminométhylphosphonate, la souche dégradante étant *Arthrobacter atrocyaneus* (**Pipket et Amrheint, 1988**).

Les actinomycètes du genre *Nocardia* peuvent dégrader les métabolites de l'atrazine issus de sa dégradation par la même souche (**Giardia et al., 1985**). En outre, des études menées par **Osman. (2006)** ont révélé que l'azoxystrobine, un fongicide, stimule la croissance de *Nocardia*.

*Chapitre 3 : Les pesticides les plus
utilisés dans les wilayas d'El-Oued
et Ouargla*

Les pesticides les plus utilisés dans les wilayas d'El-Oued et Ouargla

1. Les pesticides en Algérie

Les enquêtes auprès des agriculteurs ont permis de donner un aperçu sur les pesticides utilisés en Algérie, dont parmi 400 produits phytosanitaires homologués environ 40 sont largement utilisés par les agriculteurs. Cette diversité de produits reflète l'ampleur de l'utilisation des pesticides dans l'Algérie (**Bouziati, 2007**).

2. Les pesticides les plus utilisés dans la wilaya de Ouargla

2.1. Herbicide : Fortin

2.1.1. Caractéristiques générales

Le Fortin est un herbicide qui contient du glyphosate comme matière active, également connu sous le nom de N-Phosphonométhyl glycine. Il appartient à la famille chimique des organophosphorés. En raison de sa capacité à lutter efficacement contre les mauvaises herbes, le glyphosate est largement reconnu comme l'herbicide le plus utilisé dans le monde (**Zhan et al., 2018**).

Le glyphosate se caractérise par sa capacité à inhiber l'enzyme 5-énolpyruvyl-shikimate-3-phosphate synthase (EPSPS) présente dans les plantes et plusieurs micro-organismes. Cette inhibition entraîne un blocage de la synthèse des acides aminés aromatiques, notamment la phénylalanine, le tryptophane et la tyrosine (**Cerdeira et Duke, 2006**). Le glyphosate est plus fréquemment rencontré sous forme de sel d'isopropylamine (IPA) (poids moléculaire 228) et moins fréquemment, sous forme de sel de trimésium (poids moléculaire 245). Il est polaire, soluble dans l'eau, mais insoluble dans les solvants organiques (**Tableau 2**). Sa formule chimique est $C_3H_8NO_5P$ ¹(**Figure 18**).

^{1,2}<https://www.bing.com/search?q=formule+chimique+de+glyphosate+&FORM=HDRSC1>, Consulté le 20 juillet 2023.

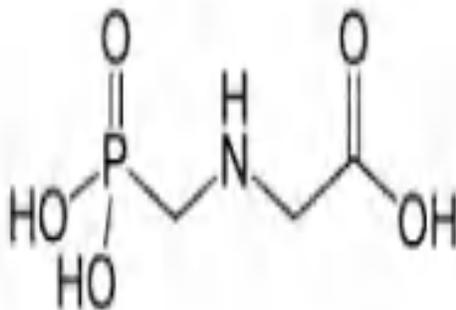


Figure 18. La formule chimique de glyphosate

Tableau 2. Les caractéristiques physico-chimiques de l'herbicide glyphosate.²

Glyphosate	
Masse molaire	169,1g/mol
État physique	solide
Point de fusion	189,5°C. Décomposition vers 200 - 230°C
Densité	1,705
Coefficient de partage n-octanol / eau (log Pow)	-3,40 ; -2,8 ; -1,0 (selon les sources)

2.1.2. Effet de glyphosate sur l'environnement

L'utilisation généralisée du glyphosate a engendré une contamination de l'environnement. Lors de l'application du glyphosate sur les cultures, une partie de celui-ci atteint le sol et s'adsorbe, en fonction des caractéristiques du sol telles que le contenu en argile et en matière organique, ainsi que le pH (Sidoli et al., 2016). Cette contamination peut également affecter les eaux de surface par le biais du drainage, de la pulvérisation et du ruissellement, conduisant ainsi à la détection de glyphosate dans divers milieux tels que les eaux de mer, de pluie, de neige, voire même dans l'air (Jönsson et al., 2013; Chang et al., 2011; Mercurio et al., 2014).

Du fait de sa dispersion dans le sol et dans l'eau, le glyphosate peut avoir des impacts sur divers organismes non cibles, notamment les microorganismes du sol, les animaux et les organismes aquatiques (Sterren et al., 2016; Cuhra et al., 2016; Van Bruggen et al., 2018).

2.1.3. Effet de glyphosate sur la santé humaine

En raison de son mode d'action sur la voie shikimate, présente uniquement chez les plantes et certains animaux, le glyphosate a généré de nombreuses discussions et débats sur ses possibles effets sur la santé humaine, que ce soit par contact direct ou indirect. En 2015, l'Organisation mondiale de la santé (OMS) a classé le glyphosate comme "probablement cancérigène pour l'homme". Diverses études ont suggéré une corrélation entre le glyphosate et plusieurs maladies, notamment les maladies cardiovasculaires, l'asthme et les allergies (Henneberger et al., 2014; Zouaoui et al., 2013).

2.1.4. Méthodes d'élimination du glyphosate

L'utilisation excessive du glyphosate entraîne sa dispersion dans l'environnement, soulevant des inquiétudes quant à sa persistance et à ses effets à long terme sur la santé humaine et l'écosystème. Face à ces préoccupations, diverses méthodes d'élimination physicochimiques et biologiques ont été développées, comprenant la photodégradation, l'oxydation, l'adsorption, l'utilisation de filtres et de membranes, ainsi que la biodégradation (Espinoza-Montero et al., 2020; Feng et al., 2020; Wang et al., 2012).

2.1.5. La biodégradation du glyphosate

La biodégradation du glyphosate par les microorganismes est une méthode biologique efficace, simple et économique. Plusieurs études ont confirmé la capacité des différents microorganismes de dégrader le glyphosate et l'utiliser comme source de carbone, azote ou nitrogène (Fu et al., 2017; Zhan et al., 2018; Sviridov et al., 2015).

La biodégradation du glyphosate par les microorganismes peut suivre deux voies principales. Dans la première voie, la liaison C-N est clivée, catalysée par l'oxydase, produisant du glyoxylate et de l'AMPA. Dans la seconde voie, l'enzyme C-P lyase catalyse le clivage de la liaison C-P, générant de la sarcosine et du phosphore inorganique (Zhan et al., 2018; Klimek et al., 2001; Firdous et al., 2017; Sviridov et al., 2015).

2.2. Insecticide Decis 25EC

2.2.1. Caractéristiques générales

C'est un insecticide, son matière active est la deltaméthrine ((S)- α -cyano-3-phenoxybenzyl (1R,3R)-3-(2,2-dibromovinyl)-2,2-diméthylcyclopropane carboxylate). La deltaméthrine appartient à la famille des pyréthrinoïdes de type II, des composés organobromés qui représentent environ 25 % du marché mondial des insecticides (Zhang et al., 2010). Les caractéristiques physico-chimiques sont présentées dans le **tableau 3**.

Le mode d'action de cet insecticide repose sur sa capacité à perturber le système nerveux des insectes. En agissant comme une neurotoxine, la deltaméthrine interfère avec les canaux sodiques des cellules nerveuses. Le groupe α -cyano induit une inhibition de la porte d'activation du canal sodique, entraînant une entrée prolongée de sodium dans le nerf, provoquant ainsi la paralysie et finalement la mort de l'insecte (Burr et Ray, 2004). Sa formule chimique est C₂₂H₁₉Br₂NO₃ (**Figure 19**)³.

³ https://www.inrs.fr/publications/bdd/fichetox/fiche.html?refINRS=FICHETOX_193§ion=caracteristiques
Consulté le 20 juillet 2023.

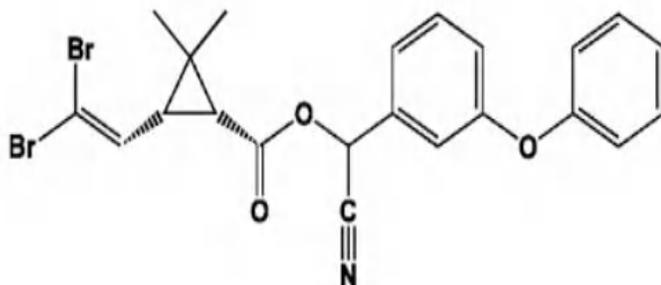


Figure 19. La formule chimique de la deltaméthrine.

Tableau 3. Les caractéristiques physico-chimiques de l'insecticide Deltaméthrine ⁴

Deltaméthrine	
Formule	C ₂₂ H ₁₉ Br ₂ NO ₃
N° CAS	52918-63-5
Masse molaire	505,2 g/mol
État physique	Solide
Point de fusion	98 à 102°C
Point d'ébullition	Se décompose à partir de 270 °C
Densité	0,5
Coefficient de partage n-octanol / eau (log)	4,6 à 25 °C

⁴ https://www.inrs.fr/publications/bdd/fichetox/fiche.html?refINRS=FICHETOX_193§ion=caracteristiques
Consulté le 20 juillet 2023.

Pow)	
Pression de vapeur	1,24.10 ⁻⁸ à 2.10 ⁻⁶ Pa à 25 °C

2.2.2. Effet de Decis 25EC sur l'environnement

L'utilisation fréquente du deltaméthrine en agriculture, visant à protéger les cultures contre les insectes ravageurs, a conduit à la contamination de diverses parties de l'environnement, notamment le sol et l'eau. Cette utilisation intensive a entraîné une accumulation de la deltaméthrine dans des organismes non ciblés (**Hintzen et al., 2009; You et al., 2009**).

2.2.3. Effet de Decis 25EC sur la santé humaine

Bien que le deltaméthrine soit efficace contre les insectes, une exposition excessive ou inappropriée à cette substance peut avoir des effets néfastes sur la santé humaine et animale. Des études menées par **Wang et al. (2009b)** et **Aksakal et al. (2010)** ont mis en évidence la capacité du deltaméthrine à provoquer certaines maladies chroniques et à affecter le système nerveux humain (**Shafer et al., 2005; Wolansky et Harrill, 2008**). De plus, l'Agence de protection de l'environnement (EPA) des États-Unis a considéré que certains insecticides de ce type pourraient être cancérigènes pour l'homme (**Shukla et al., 2002; Zhang et al., 2010**).

2.2.4. Méthodes d'élimination de Decis 25EC

La dégradation du deltaméthrine peut s'effectuer de diverses manières, principalement par des processus chimiques tels que la photolyse, la volatilisation, l'hydrolyse, ainsi que par des méthodes biologiques, notamment la biodégradation (**Liu et al., 2010**).

2.2.5. La biodégradation de Decis 25EC

Certaines études ont mis en évidence des microorganismes capables de dégrader le deltaméthrine. Par exemple, **Chen et al. (2011b)** ont examiné la biodégradation par le genre *Streptomyces*, **Khan et al. (1988)** ont évalué la capacité des bactéries du genre *Rhodococcus* à utiliser le deltaméthrine comme source de nutriments pendant leur croissance et leur dégradation, et **Cycon et al. (2012)** ont utilisé la bactérie *Serratia marcescens* pour dégrader le deltaméthrine.

La principale voie de biodégradation du deltaméthrine conduit à la formation du sous-produit 2-hydroxy-4-méthoxybenzophénone, résultant de l'oxydation du 3-phénoxybenzaldéhyde. Ce dernier est produit avec l' α -hydroxy-3-phénoxybenzène-acétonitrile grâce à la coupure de la liaison carboxylester de la deltaméthrine par les bactéries (**Chen et al., 2011b**).

2.3. Le fongicide Horizon

2.3.1. Caractéristiques générales

Horizon est un fongicide largement utilisé contre les maladies fongiques (**Tauchnitz et al., 2020**), son matière active est le tébuconazole, également connu sous le nom de (RS)-1-p-chlorophényl-4,4 diméthyl-3-(1H-1,2,4-triazol-1-ylméthyl)-pentan-3-ol. L'horizon appartient à la classe chimique des triazoles (**Cadkova et al., 2013**). Les caractéristiques et la formule chimique de la matière active tébuconazole sont présentées dans le **tableau 4** et la **figure 20** respectivement.

Son mode d'action repose sur l'inhibition de la 14 α -déméthylation des stérols. Après son absorption, il se transporte à travers le xylème vers divers tissus végétaux. Il démontre une efficacité notable contre plusieurs espèces, notamment *Botrytis cinerea*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Alternaria* spp, et *Leptosphaeria* spp (**Pernak et al., 2012**). La demi-vie du tébuconazole dans les légumes et les fruits est d'environ six jours (**Mohapatra, 2014**).

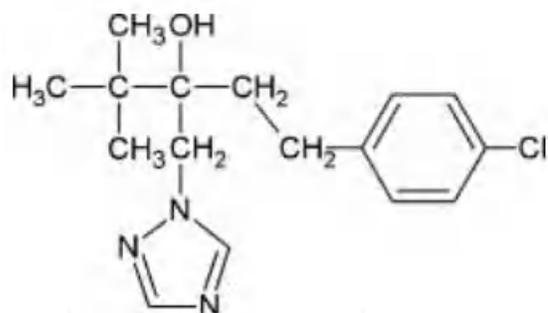


Figure 20. La formule chimique de Tébuconazole (Cadkova et al., 2013).

Tableau 4. Les caractéristiques physico- chimiques de l'insecticide Tébuconazole (Cadkova et al., 2013).

Tébuconazole	
Formule	C ₁₆ H ₂₂ ClN ₃ O
N° CAS	107534-96-3
Masse molaire	307.8 g/mol
État physique	Poudre cristalline blanche
Solubilité dans l'eau	0,036 (at 20°C) g/L
Point d'ébullition	105°C
Koc	803–1251 L/Kg

2.3.2. Effet de tébuconazole sur l'environnement

L'impact environnemental du tébuconazole varie en fonction de divers facteurs, notamment ses caractéristiques physico-chimiques et les propriétés du sol (Gevao *et al.*, 2000). Lorsqu'il est appliqué de manière excessive ou incorrecte, le tébuconazole se propage dans l'environnement, et par conséquent il affecte les organismes non cibles tels que les animaux par inhibition de la reproduction (Zhou *et al.*, 2016), et les organismes aquatiques tels que les poissons (Kreutz *et al.*, 2008; Toni *et al.*, 2011; Jia *et al.*, 2022).

2.3.3. Effet sur la santé humaine

Bien que les niveaux de résidus dans les aliments restent généralement conformes aux réglementations, une utilisation excessive peut présenter un risque pour la santé humaine. Le tébuconazole est reconnu comme un perturbateur endocrinien, De plus, l'Agence américaine de protection de l'environnement l'a classé comme une substance potentiellement cancérigène (Dong, 2024).

2.3.4. Méthodes d'élimination de tébuconazole

Comme pour tous les polluants chimiques, la dégradation du tébuconazole peut s'effectuer par diverses méthodes physico-chimiques telles que la filtration, l'oxydation, les procédés photocatalytiques, électrochimiques et d'adsorption sur charbon actif. Cependant, les méthodes biologiques ont été privilégiées (Zeng *et al.*, 2023).

2.3.5. La biodégradation de tébuconazole

Divers microorganismes tels que les bactéries, les champignons, les algues et les actinomycètes ont été reconnus dans des études pour leur potentiel de dégradation des fongicides de la famille des triazoles (Chen *et al.*, 2010; Zheng *et al.*, 2009; Pinto *et al.*, 2012; Sarkar *et al.*, 2010). Cependant, les recherches sur la biodégradation du fongicide tébuconazole demeurent rares.

Seules quelques études ont exploré la dégradation de ce fongicide, parmi lesquelles celles de Youness *et al.* (2018), qui ont étudié la biodégradation du tébuconazole par la bactérie

Bacillus sp. 3B6, et celle de Wang *et al.* (2018), qui a évalué la capacité de la souche *Serratia marcescens* B1 à dégrader le tébuconazole.

3. Les pesticides les plus utilisés dans la wilaya d'El-Oued

3.1. L'herbicide metricam

3.1.1. Caractéristiques générales

L'herbicide metricam est largement utilisé dans l'agriculture de la wilaya d'El-Oued pour le contrôle des mauvaises herbes. Sa substance active est la métribuzine (4-amino-6-tert-butyl-4,5-dihydro-3-methylthio-1,2,4-triazin-5-one) (Figure 21)⁵. Il appartient à la classe chimique des triazines (Majumdar and Singh, 2007). Son mode d'action affecte les plantes en perturbant la photosynthèse, principalement en inhibant le transport des électrons dans le complexe photosystème II situé dans le chloroplaste (Senseman, 2007). Sa formule chimique est C₈H₁₄N₄OS. Les caractéristiques physico-chimiques sont présentées dans le tableau 5.

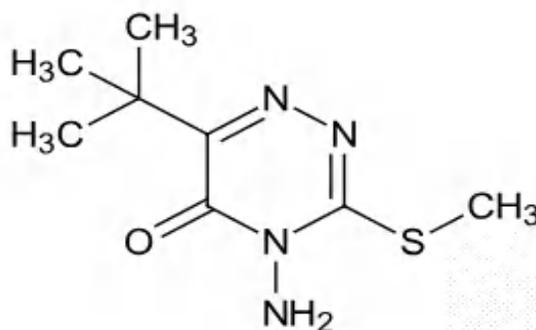


Figure 21. La formule chimique de la métribuzine

Tableau 5. Les propriétés physico-chimiques de la métribuzine (Scherer *et al.*, 2004).

⁵ (<http://www.bccppesticidecompendium.org/metribuzin.html>). Consulté le 21 juillet 2023.

Métribuzine	
Formule	C ₈ H ₁₄ N ₄ O ₅
N° CAS	52918-63-5
Masse molaire	214,29 g.mol ⁻¹
État physique	Solide cristallin
Coefficient de partage octanol-eau (Kow)	10 ^{1,6}
Solubilité eau, 20°C	1,05 g.L ⁻¹

3.1.2. Effet de la métribuzine sur l'environnement

La métribuzine se distingue par sa faible adsorption dans le sol et sa solubilité élevée dans l'eau, entraînant une contamination importante des eaux de surface et souterraines par l'infiltration de cet herbicide (Dores *et al.*, 2006; Kjaer *et al.*, 2005; Maloschik *et al.*, 2007). Lorsqu'il atteint les eaux, il peut avoir des impacts sur les macrophytes et les algues d'eau douce (Fairchild et Sappington, 2002).

3.1.3. Effet de la métribuzine sur la santé humaine

La métribuzine, comme tous les pesticides, peut avoir des effets néfastes sur la santé humaine, provoquant divers problèmes tels que des difficultés respiratoires, une somnolence, des impacts sur la fertilité et la reproduction, ainsi qu'un potentiel effet cancérigène (Shults *et al.*, 2015; Alahmar, 2019; Hayes et Hansen, 2017).

3.1.4. Méthodes d'élimination de la métribuzine

Il existe plusieurs méthodes proposées par des chercheurs tels que Plakas *et al.* (2006), Yahiaoui *et al.* (2011), Ikeura *et al.* (2011) pour éliminer la métribuzine. Ces méthodes

comprennent le traitement électrochimique, l'oxydation par ultraviolets, l'utilisation de charbon granulé électro-activé et des techniques de membranes en tant que méthodes physico-chimiques.

3.1.5. La biodégradation de la métribuzine

La dégradation microbienne de la métribuzine est considérée comme plus efficace que d'autres méthodes physico-chimiques (Boreen et al., 2003; Lin et Reinhard, 2005). Des études menées par Gu et al. (2003a, 2003b), Zablotowicz (2006) ont démontré la biodégradation des triazines par divers microorganismes, tels que les bactéries, les champignons et les algues. Cependant, les recherches sur la biodégradation spécifique de la métribuzine restent limitées (Wahla et al., 2023; Wahla et al., 2020; Wahlaa et al., 2019; Zhang et al., 2014; Gobal et al., 2011). Les sous-produits de la biodégradation de la métribuzine comprennent le desamino-métribuzine (DA), la dicéto-métribuzine (DK) et la desamino-diketometribuzine (DADK) (Wahla et al., 2019).

3.2. Le fongicide Aliette Flash

3.2.1. Caractéristiques générales

Aliette Flash est un fongicide utilisé pour lutter contre les champignons tels que le mildiou. Sa substance active est le fosétyl-aluminium (tris-o-éthylphosphonate d'aluminium) (Fenn et Coffey, 1984). Il appartient à la famille chimique des phosphonates. Les caractéristiques physicochimiques sont présentées dans le **tableau 6**.

Le mode d'action précis du fosétyl-aluminium n'est pas entièrement compris, mais il est probable que l'anion phosphonate, un produit de dégradation, inhibe la propagation des spores (López et al., 1994), leur formule chimique est $C_6H_{18}AlO_9P_3$ (Figure 22)⁶.

⁶ Fosétyl-aluminium — Wikipédia (wikipedia.org). Consulté le 21 juillet 2023.

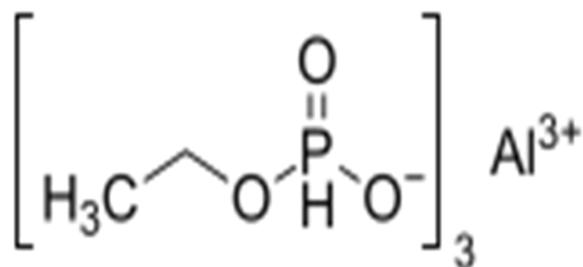


Figure 22. La formule chimique de fosétyl-Aluminium.

Tableau 6. Les caractéristiques physico-chimiques de Fosétyl-Aluminium⁶

Fosétyl-Aluminium	
Formule	C ₆ H ₁₈ AlO ₉ P ₃
N° CAS	39148-24-8
Masse molaire	354.104 5 ± 0,008 8 g/mol
État physique	Granulé ou poudre
Point de fusion	215 °C
Point d'ébullition	Non mesurable

3.2.2. Effet d'aliette flash sur l'environnement

Comme c'est le cas avec tous les pesticides, le fongicide à base de fosétyl-aluminium, après son utilisation, peut entraîner une contamination de l'environnement. Cependant, il

n'existe pas actuellement d'études confirmant sa toxicité sur les organismes non cibles, tels que les plantes et les organismes aquatiques (**Arena et al., 2018**).

3.2.3. Effet d'aliette flash sur la santé humaine

Les fongicides peuvent affecter la santé humaine de deux manières principales : par un contact indirect, à travers la consommation de fruits, de légumes et d'eau contaminés, et par un contact direct lors de l'application, notamment par inhalation (**Periquet et al., 2004**). Les informations concernant la toxicité de fosétyl alimunium ne sont pas disponibles.

3.2.4. La bioégradation d'aliette flash

le fosetyl-Al est rapidement dégradé en éthanol et en acide phosphonique lorsque dissous dans l'eau (**Buiarelli et al., 2018**). Aucune étude n'existe sur l'utilisation des microorganismes pour dégrader le fosétyl-aluminium.

Matériel et méthodes

Matériel et méthodes

1. Le choix des sites d'étude

Les deux villes El-Oued et Ouargla sont parmi les wilayas qui se distinguent par leur agriculture développée, ainsi que par une production variée incluant divers produits tels que les cultures maraîchères (la pomme de terre, la tomate..), et les dattes.

Dans le cadre de cette étude, deux sites ont été choisis: Ouargla, et El-Oued. Ces sites ont été sélectionnés en raison de la diversité des cultures et de la production nationale, ainsi en raison de l'utilisation excessive de divers pesticides.

Une enquête a été réalisée en collaboration avec des ingénieurs et des organismes agricoles, notamment la DSA (Directions des Services Agricoles), le CCLS (Coopérative Des Céréales & Des Légumes Secs) et l'ITDAS (Institut Technique de Développement de l'Agriculture Saharienne).

2. La localisation géographique des sites

2.1. Le site-Ouargla (Hassi Ben Abdellah)

La ville d'Ouargla, située au nord-est du Sahara septentrional, à environ 750 km au sud d'Alger. Hassi Ben Abdellah C'est une commune dans la wilaya de Ouargla, ses coordonnées : 32°1'33" nord 5°28'7" est⁷ (Abdelhak, 2020).

2.2. Le site-El-Oued (Guemar)

El Oued est située dans le nord-est du Sahara algérien et à 212 km au nord-est de Ouargla, et à proximité de la frontière Algéro-Tunisienne.⁸ Guemar est une commune de la wilaya d'El Oued, ses coordonnées : 33° 29' 32" nord, 6° 47' 50" est.⁹

3. L'échantillonnage

⁷ https://en.wikipedia.org/wiki/Hassi_Ben_Abdellah, consulté le 13/07/2024.

⁸ [El Oued — Wikipédia \(wikipedia.org\)](https://fr.wikipedia.org/wiki/El_Oued), consulté le 26/02/2024.

⁹ [https://fr.wikipedia.org/wiki/Guemar_\(El_Oued\)](https://fr.wikipedia.org/wiki/Guemar_(El_Oued)), consulté le 13/07/2024.

Les échantillons du sol ont été prélevés selon la technique de **Pochon et Tardieux. (1962)** à partir des champs agricoles dans les deux villes d'El-Oued et d'Ouargla durant les mois de mai 2019 et septembre 2019.

Les premières cinq centimètres de la couche superficielle du sol ont été retirés à l'aide d'une spatule stérile. On utilisant une autre spatule stérile, une quantité du sol entre 100 à 150g a été collectée à une profondeur située entre 5 et 15 centimètres, puis déposée sur une feuille de papier aluminium stérile pour éliminer les débris tels que les pierres et les racines. Seulement une cinquante gramme du sol a été placée dans un sachet stérile et transporté au laboratoire à une température de 4°C.

4. Caractéristiques physico-chimiques du sol

4.1. Mesure du pH

Dans un bécher de 50 mL, 5 g du sol ont été mis dans 12,5 mL d'eau distillée pour préparer des suspensions.

Après, le pH a été mesuré à l'aide d'un pH-mètre sous agitation magnétique (**Pochon et Tardieux, 1962**).

4.2. Pourcentage d'humidité

Cinq grammes du sol ont été séchés pendant 2 jours dans un four à 105°C, jusqu'à l'obtention d'un poids constant (**Lee et Hwang, 2002**). Le pourcentage d'humidité est calculé d'après la relation suivante : $H = \frac{PH-PS}{PH} \cdot 100$

H : Humidité en pourcent (%). PH : Poids humide de l'échantillon. PS : Poids sec de l'échantillon.

4.3. Mesure de la conductivité électrique

La conductivité électrique du sol a été mesurée par un conductimètre, et l'unité de mesure est le « ms/cm⁻¹ ».

Vingt grammes (20 g) de terre tamisée à travers un tamis de 2 mm a été dissoute dans 100mL d'eau distillée. Après une agitation vigoureuse à l'aide d'un agitateur rotatif pendant une heure,

suivie d'une demi-heure de repos, la suspension a été décantée dans un bécher. Pour déterminer la conductivité électrique, l'électrode du conductimètre a été plongée dans la solution.

4.4. Détermination du taux de la matière organique

Après la mesure de l'humidité, le sol de chaque échantillon a été placé dans un four à moufle réglé à 450°C, pendant 16 heures. Le taux de matière organique est la différence entre le poids sec et le poids des cendres (Lee et Hwang, 2002).

5. Isolement

5.1. Préparation des dilutions

Une série des dilutions décimales de la solution mère a été préparée (de 10^{-1} jusqu'à 10^{-5}) dans l'eau physiologique stérile contenant 9‰ d'NaCl. Deux répétitions ont été préparées pour chaque dilution.

5.2. Préparation des milieux d'isolement

Deux milieux sélectifs Bennett et GLM (Annexe 1), ont été choisis pour l'isolement des actinomycètes, auxquels 75 µg/mL d'amphotéricine B stérile ont été ajoutés pour empêcher la croissance des champignons.

5.3. Isolement classique

Un échantillon de 100 µL a été prélevé à partir des dilutions décimales préparées (de 10^{-1} jusqu'à 10^{-5}) et ensemencé à la surface de deux milieux de culture sélectifs (Bennett et GLM) auxquels 75 µg/ml d'amphotéricine B ont été ajoutés. Les boîtes sont ensuite incubées à 30°C, et une observation a été réalisée chaque semaine pendant un maximum de quatre semaines.

5.4. Isolement par enrichissement

Pour isoler les souches actives capables de croître en présence des pesticides, un isolement par enrichissement a été utilisé suivant le protocole d'Abraham et Gajendiran. (2019) avec quelques modifications. Pour ce but, 10 g d'échantillon de sol ont été dissous dans 100 mL de milieu minimale (MSM) Vandermess, exempts de carbone contenant 50 mg/L de pesticide.

Le milieu Vandermess MSM a été utilisé pour cet isolement: KNO₃, 13.76 g/L; KH₂PO₄, 1.78 g/L; Na₂HPO₄ 2H₂O, 4.66 g/L; Na₂SO₄, 9.68 g/L; EDTA, 10 mg/L; FeSO₄ 7H₂O, 5 mg/L;

MnCl₂4H₂O, 1. 22 mg/L; ZnSO₄7H₂O, 0.25 mg/L; CuSO₄ 5H₂O, 0.2 mg/L; CaCl₂ 2H₂O, 1mg/L; Na₂MoO₄ H₂O, 0.2 mg/L; eau distillée, 1000 mL).

Les erlenmeyers de 250 mL, contenant 100 mL de milieu MSM ajouté de pesticide à concentration 50 mg/L et 10 g du sol, puis incubés durant une semaine à 30°C et sous agitation 120 rpm. Après, 1 mL de la suspension enrichie a été transféré dans 100 mL de milieu minimum (MSM) additionné de pesticide à 50 mg/L pour une nouvelle incubation d'une semaine. Le transfert a été répété trois fois de suite (dans les mêmes conditions d'incubation). Un échantillon de 100 µL a été prélevé lors du dernier transfert et étalé sur la surface de la gélose MSM avec du pesticide à une concentration de 50 mg/L. Les boîtes ont été incubées à 30°C pendant 7 jours.

5.5. Purification et conservation des isolats

Les souches isolées par isolement classique et par enrichissement ont été purifiées en utilisant la méthode des stries sur le milieu ISP2 exempt d'Amphotéricine B, et MSM contenant le pesticide à 50 mg/L. Après croissance, les colonies ont été repérées comme des actinomycètes en basant sur leur aspect macroscopique culturelle caractéristique, puis leur aspect microscopique via la coloration de Gram et l'observation sous microscope optique.

Ensuite, Les colonies caractéristiques des actinomycètes ont été conservés en gélose incliné (ISP2) à -4°C. Pour le stockage à long terme, une autre copie a été conservée dans un milieu ISP2 liquide contenant 50% de glycérol et en la stockant à -20°C.

6. Caractérisation morphologiques, physiologique, et métabolique de souches isolées

6.1. Préparation de l'inoculum général

Une öse de chaque isolat bactérienne a étéensemencée en stries serrées sur milieu ISP2 et incubée à 30°C pendant 7 jours. Après la croissance, une colonie a été inoculée dans des tubes coniques contenant 15 mL du milieu ISP2 liquide stérile afin d'obtenir une densité optique de 0,18 à une longueur d'onde de 625 nm. Une quantité de 20 µL de chaque culture a été prélevée comme inoculum pour tous les tests (Crawford *et al.*, 1993).

6.2. Caractérisation morphologique

6.2.1. Observation macroscopique

En utilisant une anse de platine, une goutte de l'inoculum des isolats d'actinomycètes (dix microlitres) a été ensemencée à la surface du milieu de culture : ISP2 (**Annexe 1**). Les boîtes ainsi préparées ont été incubées à 30 °C pendant 15 jours.

Des observations macroscopiques quotidiennes ont été effectuées afin d'évaluer la croissance dans le milieu testé, de caractériser les colonies bactériennes, la présence ou l'absence de spores, ainsi la production des pigments (**Shirling et Gottlieb, 1966**).

6.2.2. Observation microscopique (Coloration de Gram)

Le test a été effectué en utilisant la technique de coloration de Gram classique, suivie de l'observation des lames sous un microscope optique avec un grossissement de (G x100).

6.2.3. Observation microscopique (Technique de culture sur lamelle)

Cette technique consiste à insérer des lamelles stériles dans le milieu ISP2 de manière à former un angle de 45° environ avec la surface du milieu. Une goutte de l'inoculum de chaque isolat (dix microlitres) a été déposée au point de contact de la lamelle et de la gélose.

Après 15 jours d'incubation à 30°C, les lamelles ont été soigneusement retirées entraînant quelques fragments du mycélium, puis déposées sur des lames propres et observées au microscope optique au grossissement $G \times 100$ (**Williams et Cross, 1971**).

6.3. Caractérisation physiologique

6.3.1. Effet de pH sur la croissance des isolats bactériens

La capacité des souches à croître sur différent pH a été testée par l'ensemencement de 20 µL de l'inoculum général des isolats sur le milieu ISP2 préparé à différent pH : 2, 5, 7, 9 et 12; ajustés avec une solution d'acide chlorhydrique (HCl 1N) et de soude (NaOH 1N). Ensuite, les boîtes ont été incubées à une température de 30°C pendant une période allant de 7 à 14 jours. La croissance est évaluée par positive ou négative.

6.3.2. Effet de la température sur la croissance des isolats bactériens

Les boîtes contenant le milieu ISP2 et ensemencés par 20 µL de l'inoculum général des souches des actinomycètes ont été incubés durant 7 à 14 jours à différentes températures allant de 25°C, 30°C, 37°C, et 40°C. La croissance est évaluée par positive ou négative.

6.3.3. Effet du chlorure de sodium (NaCl) sur la croissance des actinomycètes

Ce test est basé sur l'intolérance des isolats au NaCl additionnée au milieu ISP2 en différentes concentrations (2%, 5%, 9% et 15%; p/v).

Les milieux ont étéensemencés avec 20 µL de l'inoculum général des actinomycètes, en présence de témoins nonensemencés. Ensuite, ils ont été incubés à 30°C pendant 21 jours.

6.4. Caractérisation métabolique

6.4.1. Test de croissance sur des différentes sources de carbone

Dans ce test, le milieu ISP9 (**Annexe 1**) a été utilisé. Ce milieu est dépourvu de toute source de carbone. Les différentes sources de carbone testées étaient celles recommandées par **Shirling et Gottlieb en 1966**, ainsi que par **Pridham et Gottlieb en 1948**, comprenant le D-fructose, le D-glucose, le galactose.

Des solutions de ces sources de carbone, à une concentration de 10% (p/v), ont été préparées puis stérilisées par filtration à travers un filtre Millipore de 0,22 µm. Toutes les sources de carbone ont été ajoutées de manière aseptique au milieu de base pour obtenir une concentration finale de 1% (p/v). Ces différents milieux ont été répartis dans des boîtes de Pétri,ensemencés avec 20 µL de l'inoculum général, puis incubés pendant sept jours à température 30°C. La croissance sur ces milieux a été comparée à un témoin négatif (milieu sans source de carbone) et un témoin positif (milieu contenant du glucose). Si la croissance obtenue était supérieure à celle du témoin négatif, le résultat était considéré comme positif.

6.4.2. Test de la croissance sur différentes sources d'azote

Le milieu utilisé dans ce test, était l'ISP9 additionné de 0,1% (p/v) de source d'azote après stérilisation à 100°C pendant 15 minutes. Les différentes sources d'azote utilisées comprenaient, la proline, l'arginine, thréonine, l'histidine, l'asparagine, la tyrosine, la méthionine.

Une quantité de 20 µL de l'inoculum général a étéensemencée en surface du milieu ISP9. Ensuite, les boîtes ont été incubées à 30°C pendant sept jours. Si la croissance observée était plus abondante que celle obtenue sur le milieu de base sans source d'azote (témoin négatif), le résultat était considéré comme positif.

6.4.3. Hydrolyse de l'amidon

Pour mettre en évidence l'hydrolyse de l'amidon par l'enzyme amylase, les souches ont été ensemencées par une seule strie sur une gélose nutritive (**Annexe 1**) additionnée d'amidon soluble à 1%. Les boîtes ont été incubées à 30°C pendant sept jours. Après incubation, la surface de la gélose a été recouverte d'une solution de lugol. L'absence de coloration autour des colonies indique l'absence de l'amidon grâce à son hydrolyse. En revanche, la présence d'une coloration brune autour des zones indique la présence d'amidon (**Gordon et Smith, 1953**).

6.4.4. Hydrolyse de la caséine

Ce test a été réalisé afin de déterminer la production ou non de l'enzyme caséinase. 20 µL de l'inoculum général des souches ont été cultivés sur un milieu gélosé ISP9 contenant 5% (p/v) de lait écrémé. Ensuite, les boîtes ont été incubées à 30°C durant 14 jours. L'apparition de toute zone claire autour des colonies indique l'hydrolyse de la caséine (**Minotto et al., 2014**).

6.4.5. Hydrolyse de la gélatine

Les souches ont été ensemencées par une seule strie sur la gélose nutritive contenant 0,4% de gélatine, puis incubées 14 jours à 30°C.

Les zones où la gélatine n'est pas dégradée, s'opacifient en présence d'une solution de chlorure mercurique à 15%. Les zones claires correspondent aux zones d'hydrolyse de la gélatine (**Williams et Cross, 1971**).

6.4.6. Action sur lait écrémé

20 µL de l'inoculum général des isolats ont été ensemencés dans des tubes contenant une solution de lait écrémé en poudre (10% dans l'eau distillée), puis incubés à 30°C pendant 14 jours. Des observations régulières ont été effectuées, pour noter la coagulation ou la peptonisation du lait provoquée par les actinomycètes (**Williams et Cross, 1971**).

6.4.7. Recherche de la catalase

Sur une lame propre, une goutte d'eau oxygénée a été déposée. À l'aide d'une pipette Pasteur, une petite quantité de la colonie d'actinomycètes a été émulsionnée dans l'eau oxygénée. Le dégagement de bulles de gaz indique la présence d'une catalase (**Camille, 2007**).

7. Identification moléculaire de souches actives

Pour l'identification moléculaire, les souches ont été cultivées dans le milieu ISP2 pendant 4 jours, et l'extraction a été effectuée à l'aide du kit DNeasy Blood Tissue Kit (250) (Allemagne) selon les instructions du manuel.

L'amplification par PCR de l'ADN 16s a été réalisée dans un thermocycleur automatisé (BIO RAD T100) en utilisant le jeu d'amorces unique 27F : 50 AGAGTTTGATCMTGGCTCAG-30 et 1492R:50-TACGGYTACCTTGTTACGACTT-30. La réaction d'amplification a été réalisée dans des réactions de 20 µL à l'aide d'un master mix PCR (5x HOT FIREPol Blend Master Mix RTL) en utilisant le programme suivant : 95°C pendant 5 min comme étape de dénaturation initiale, suivie de 35 cycles de dénaturation à 95°C pendant 30 sec, recuit à 50°C pendant 40 sec et 72°C pendant 2 min, avec une extension finale à 72°C pendant 7 min.

L'étape de résolution de l'ADN a été réalisée par électrophorèse sur un gel d'agarose à 1,2% en utilisant un marqueur de taille d'ADN.

Les produits PCR amplifiés ont subi une étape de purification avant d'être séquencés, en utilisant des amorces universelles pour l'ARN16S bactérien (27F). Le séquençage a été réalisé par le séquenceur 3500 Genetic Analyzer 8ch RUO, Hitachi (622-0010), à l'Université des Émirats Arabes Unis.

L'identification et la classification phylogénétique ont été réalisées à l'aide le BLAST sur le site du National Centre of Biotechnology Informa- tion (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>).

Pour déterminer la position taxonomique des souches, une analyse phylogénétique a été effectuée. À cette fin, les séquences du gène de l'ARNr 16S ont été alignées avec celles disponibles dans la base de données NCBI. L'arbre phylogénétique a été construit en utilisant le logiciel MEGA 11.

8. Test de biodégradation des pesticides

8.1. Préparation de l'inoculum

Une öse de chaque isolat bactérienne a été ensemencé dans 30 mL de milieu ISP2 liquide, puis cultivé à 30°C sous agitation 200 rpm pendant 3 jours. Puis centrifugé à 8000 g pendant 10 min à température ambiante, le culot bactérien ainsi obtenu a été lavé avec une solution saline stérile à

0,9%. Ensuite, remises en suspension à une concentration de 0,5% selon l'échelle de McFarland (correspondant à une densité optique de 0,18 à une longueur d'onde de 625 nm).

8.2. Préparation des pesticides

Les pesticides choisis dans cette étude sont :

- Les herbicides : Fortin et Metricam.
- Les fongicides : Aliette Flash et Horizon.
- Les insecticides : Decis 25EC.

Des solutions mères de 1 g/L ont été préparées dans de l'eau distillée pour les pesticides en poudre tels que le metricam, aliette flash et decis 25EC. Ensuite, les solutions de pesticides ont été filtrées individuellement à travers des filtres Millipore de 0,22 µm, puis stockées dans des flacons sombres à une température de 4°C jusqu'à leur utilisation ultérieure.

8.3. Criblage qualitative

Suivant le protocole de **Briceno et al. (2012)** avec quelques modifications, 100 µL de l'inoculum bactérien ont été ensemencés en milieu MSM Vandermess additionné de différentes concentrations de pesticides individuellement (1, 10, 25, 50, 100 et 200 mg/L).

Les boîtes ont ensuite été incubées à 30°C pendant une semaine, et la croissance a été évaluée en fonction de la présence (croissance positive) ou de l'absence (croissance négative) de croissance (**Briceno et al., 2012**). Des témoins biotiques (ensemencés sans pesticides) et abiotiques (non ensemencés et avec pesticides) ont été préparés.

8.4. Cinétique de croissance des actinobactéries actives en milieu liquide (criblage quantitatif)

Les actinomycètes capables de croître à une concentration de 50 mg/L de pesticides dans le test précédent, ont été sélectionnés pour évaluer leur capacité à dégrader les pesticides dans un milieu minimum liquide contenant 50 mg/L de pesticides.

4% de culot bactérien (poids/volume) ont été ensemencés dans des erlenmeyers de 100 mL contenant 10 mL de milieu Vandermess liquide additionné de 50 mg/L de pesticide individuellement. Des erlenmeyers non ensemencés ont été utilisés comme contrôle abiotique.

L'incubation a été réalisée sous agitation à 100 rpm, sous 30°C durant 15 jours. Des échantillons ont été prélevés chaque 3 jours, pour mesurer la masse sèche (Briceno et al., 2012). L'expérience a été réalisée en trois répétitions.

9. Biodégradation des pesticides

Deux herbicides, le fortin et le metricam, ont été choisis pour étudier leur biodégradation par les souches sélectionnées, en se basant sur les résultats obtenus lors du criblage quantitatif et qualitatif.

9.1. La métribuzine

9.1.1. Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation

Pour évaluer le taux de biodégradation de la métribuzine, une technique spectrophotométrique simple proposée par Kadam et Pejaver. (2023) a été utilisée.

10 mL de milieu MSM, avec de la métribuzine à 50 mg/L, ont été préparés dans des erlens de 50 mL et inoculés avec un inoculum actinobactérien à une concentration de 4%. Des contrôles abiotiques ont également été préparés, suivis d'une incubation durant 15 jours à 30°C sous 200 rpm.

Les échantillons ont été prélevés tous les 3 jours, et centrifugés pendant 15 minutes à 10000 rpm à 4°C, le surnageant ainsi obtenu a été filtré à travers une membrane de 0,45 µm pour éliminer toute autre particule. Ensuite, le surnageant a été analysé afin de déterminer la concentration résiduelle de métribuzine en utilisant un spectrophotomètre UV-visible (UV-1800A, Shimadzu, Japon) à une longueur d'onde de 293 nm. Une courbe standard a également été préparée dans les mêmes conditions expérimentales, additionnée de la métribuzine à des concentrations allant de 5 à 50 mg/L.

L'expérience a été réalisée en trois répétitions, dans différents pH (4, 6, 7.2, et 9), différentes températures (10°C, 25°C, 30°C, et 37°C) et diverses concentrations d'inoculum actinobactérien (2%, 4%, 7% et 9% p/v), et le pourcentage de biodégradation de la métribuzine a été mesuré selon formule suivante:

$$\text{Pourcentage de biodégradation (\%)} = (M1 - M2)/M1 \times 100\%$$

M1 et M2 représentent les concentrations de la métribuzine dans les échantillons non traités (témoin) et traités respectivement.

9.1.2. Analyse de la biodégradation de la Métribuzine par GC-MS

L'analyse GC-MS/MS a été réalisée selon le protocole **Albero et al., 2022** avec quelques modifications. L'analyse a été réalisée en utilisant une chromatographie en phase gazeuse Agilent 8860 GC, couplée à un spectromètre de masse Agilent 5977B GC/MSD (**Figure 23**). La colonne utilisée pour la séparation est une colonne capillaire ultra-inerte Agilent HP-5ms (30 m x 250 µm x 0.25 µm).

L'hélium (pureté 99,995%) a été utilisé comme gaz vecteur à un débit de 1 ml/min. L'injection de 0,2 µl a été effectuée en mode pulsé sans fractionnement (pression pulsée de 11,654 psi pendant 0,5 min et débit de 60 ml/min avec la vanne de purge activée 1,5 min après l'injection de l'échantillon) avec le port de l'injecteur à 280°C, dans une gaine conique unique ultra-inerte avec de la laine de verre.

La température de la colonne a été initialement réglée à 120°C, maintenue pendant 1,32 min, et augmentée à 20°C/min jusqu'à 250°C, maintenue pendant 5 min. La durée totale de l'analyse était de 12,5 minutes et un délai de 4 minutes pour le solvant a été choisi.

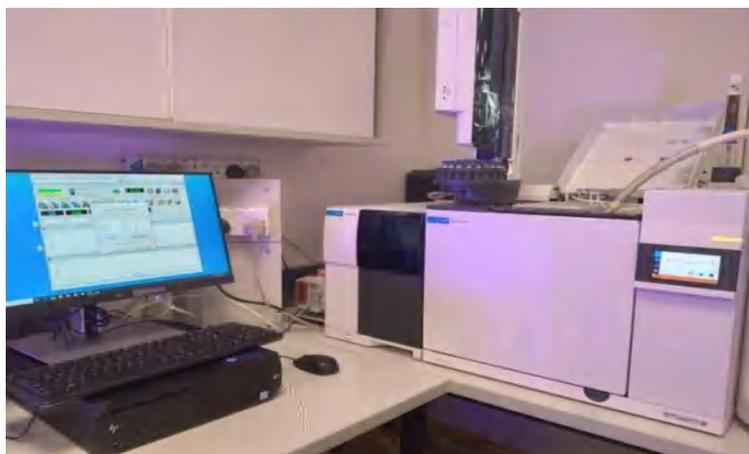


Figure 23. Chromatographie gazeuse-spectrophotomètre de masse GC-MS (Agilent 5977B GC/MSD).

9.2.

9.2.1. Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation

Pour évaluer le taux de biodégradation du glyphosate, une technique spectrophotométrique proposée par **Bhaskara et Nagaraja. (2006)** a été utilisée.

10 mL de milieu MSM, avec du glyphosate à 50 mg/L, ont été préparés dans des erlens de 50 mL et inoculés avec un inoculum actinobactérien à une concentration de 4%. Des contrôles abiotiques ont également été préparés, suivis d'une incubation durant 15 jours à 30°C sous 200 rpm. Chaque jour, 1 mL de la culture a été prélevé et centrifugé à 6 000 g pendant 10 minutes à température ambiante, ensuite été filtrée à travers une membrane PVDF (une membrane filtrante en fluorure de polyvinylidène) de 0,22 µm.

Le liquide filtré a été mélangé avec une solution d'un mélange contenant 0,5 mL de ninhydrine et 0,5 mL de molybdate (à 5% pour chaque solution). Une courbe standard a également été préparée dans les mêmes conditions expérimentales, additionnée de glyphosate à des concentrations allant de 4 à 14 mg/L. Les tubes ont été recouverts d'une feuille d'aluminium pour éviter l'exposition à la lumière, incubés à 100°C pendant 5 minutes, puis refroidis à température ambiante. Enfin, 3 ml d'eau distillée ont été ajoutés pour atteindre un volume final de 5 ml.

Les mesures d'absorbance ont été effectuées à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible (UV-1800A, Shimadzu, Japon) à 570 nm. L'expérience a été réalisée en trois répétitions dans différents pH (4, 6, 7.2, et 9), différentes températures (10°C, 25°C, 30°C, et 37°C) et diverses concentrations d'inoculum actinobactérien (2%, 4%, 7% et 9% p/v), et le pourcentage de biodégradation du glyphosate a été mesuré selon formule suivante :

$$\text{Pourcentage de biodégradation (\%)} = (M1 - M2)/M1 \times 100\%$$

M1 et M2 représentent les concentrations de glyphosate dans les échantillons non traités (témoin) et traités respectivement.

Les analyses ont été faites par logiciel Excel 2007.

10. Analyse de carbone organique total (COT)

Les échantillons de glyphosate et metribuzine ont été analysés par TOC-L Shimadzu (Total Organic Carbon) (**Figure 24**) pour déterminer la quantité du carbone organique réduit après biodégradation des pesticides.

Après 15 jours d'incubation, des prélèvements de 1 mL des échantillons ont été effectués, puis centrifugés pendant 15 minutes à 10000 tours par minute à une température de 4°C. Le surnageant ainsi obtenu a été filtré à travers une membrane de 0,45 µm. Ensuite, le surnageant a été dilué à 1/1000, sur un volume de 20 mL, puis analysé directement par l'appareil TOC-L.



Figure 24. Analyseur de carbone organique totale (TOC-L).

11. Analyse ATR-FTIR des pesticides glyphosate et métribuzine

L'analyse des échantillons de glyphosate et de la métribuzine ont été testé par l'utilisation d'ATR-FTIR Shimadzu (Transformée de Fourier en infrarouge avec réflectance totale atténuée) (**Figure 25**).

La spectroscopie ATR-FTIR (Attenuated Total Reflection Fourier Transform Infrared Spectroscopy), constitue une méthode analytique fondamentale dans le domaine de la chimie. Elle permet de déterminer les propriétés chimiques et structurales d'un échantillon en se basant sur l'interaction entre la lumière infrarouge et l'échantillon analysé. Lorsque cette lumière est dirigée vers l'échantillon, les longueurs d'onde absorbées sont directement influencées par les vibrations spécifiques de la substance (**Glassford et al., 2013**).

Après une période d'incubation de 15 jours, des prélèvements de 1 mL des échantillons ont été effectués, puis centrifugés pendant 15 minutes à 10000 tours par minute à une température de 4°C. Le surnageant ainsi obtenu a été filtré à travers une membrane de 0,45 µm. Ensuite, le surnageant a été analysé directement sans aucune préparation supplémentaire. Une goutte de celui-ci a été déposée sur la fenêtre en cristal de l'accessoire ATR, puis une légère pression a été appliquée pour assurer un bon contact entre l'échantillon et la fenêtre ATR, en vue de l'analyse.

L'analyse a été réalisée dans la plage de l'infrarouge moyen, allant de 500 à 4000 cm⁻¹, avec une vitesse de balayage de 16.

Les données spectrales ainsi obtenues ont été enregistrées et comparées avec des spectres de référence pour déterminer la présence de composés spécifiques dans les échantillons analysés.

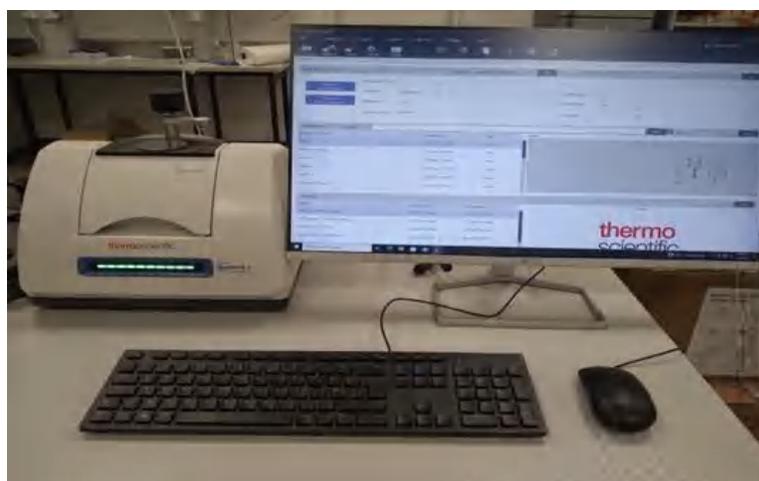


Figure 25. Le spectrophotomètre ATR-FTIR.

12. Les paramètres cinétiques

Les paramètres cinétiques de la biodégradation des pesticides ont été déterminés en traçant $\ln [C_t/C_0]$ en fonction du temps (jours). Les équations (1) et (2) ont été utilisées pour déterminer la constante de vitesse de dégradation (k , d⁻¹) et la demi-vie ($T_{1/2}$, d) correspondantes

Éq. (1) $C_t = C_0 \times e^{-kt}$. Eqs. (2) $t_{1/2} = \ln 2/k$.

13. Les analyses statistiques

Toutes les procédures expérimentales ont été réalisées en trois répétitions avec erreur standard. Des analyses de variance TWO WAY ANOVA et le test de Tukey ont été utilisés dans cette étude avec un niveau de signification de $p \leq 0,05$ (intervalle de confiance de 95 %).

Résultats et discussion

Resultats et discussion**1. Résultats des enquêtes auprès des structures agricoles**

D'après les organisations agricoles, et les agriculteurs dans les wilayas d'El Oued et Ouargla, les pesticides les plus utilisés sont: l'herbicide métribuzine, le fongicide fosétyl-aluminium et l'insecticide deltaméthrine dans la wilaya d'El Oued (**annexe 6**), et dans la wilaya de Ouargla, les pesticides sont : l'herbicide glyphosate, le fongicide tébuconazole et l'insecticide deltaméthrine (**annexe 7**).

2. Caractéristiques physicochimiques des sols

Les résultats d'analyse physico-chimiques des échantillons du sol isolés d'El-Oued et de Ouargla sont représentés dans **les tableaux 7 et 8**.

Tableau 7. Paramètres physicochimiques de l'échantillon de sol d'El-Oued.

Sol El oued	pH	Pourcentage d'Humidité (%)	Conductivité (mS/cm)	Taux de matière organique (%)
Moyenne	7,8	2,56	0,8	3,69

Tableau 8. Paramètres physicochimiques de l'échantillon de sol de Ouargla.

Sol Ouargla	pH	Pourcentage d'Humidité (%)	Conductivité (mS/cm)	Taux de matière organique (%)
Moyenne	7,3	3	0,73	4,63

Les deux échantillons du sol sont de nature agricole, traités par les pesticides pendant plusieurs années. Le sol de Ouargla est cultivé par le blé et la farine traité par l'herbicide fortin, le fongicide horizon et l'insecticide decis 25EC. Le sol d'El-Oued est cultivé par la pastèque et traitée par l'herbicide metricam, le fongicide aliette flash et l'insecticide decis 25EC.

La mesure de pH du sol indique la quantité d'ions hydrogène contenu dans le sol. Les résultats montrent que les deux sols d'El Oued et Ouargla sont alcalins avec un pH de 7,8 et 7,3 respectivement. En général, les sols des régions arides ont un pH légèrement alcalin compris entre 7,5 et 8,5 (**Daoud et Halitim, 1994**). Les valeurs des sols étudiés sont dans cet intervalle.

L'humidité est un paramètre très important dans l'analyse de la biodégradation des pesticides parce que l'eau est un élément nécessaire dans la croissance et l'activité des microorganismes du sol (**Lecomte, 1995**).

Selon **Lee et Hwang. (2002)**, le sol peut être classé en trois catégories en fonction du paramètre d'humidité. Une faible humidité est définie lorsque le pourcentage d'humidité se situe entre 2,0 et 9,0. Une humidité modérée est observée lorsque le pourcentage varie entre 9,1 et 13,0, tandis qu'une humidité élevée est caractérisée par des valeurs comprises entre 13,1 et 20,0. L'humidité des sols de Ouargla et d'El-Oued appartiennent à la classe de taux d'humidité faible, étant inférieure à 9,0%.

La conductivité électrique est utilisée pour déterminer la capacité d'un matériau à conduire un courant électrique pour évaluer la salinité du sol, exprimée en millisiemens par mètre (**Heil et Schmidhalter, 2012**). La conductivité des deux échantillons se situe entre 0,7 et 0,9 ms/cm. Cette faible conductivité pourrait s'expliquer par la pauvreté du sol en sels. Ces sols sont donc considérés comme peu salés (**Aubert, 1978**).

Selon **Lee et Hwang. (2002)**, la mesure du taux de matière organique indique la qualité du sol. Un taux considéré comme faible se situe entre 4,0% et 7,0%, un taux modéré entre 7,1% et 9,0% et un taux élevé entre 9,1% et 11,0%. Les échantillons d'El-Oued et de Ouargla présentent des taux de l'ordre de 3,69% et 4,63% respectivement, ce qui se situe dans la plage considérée comme étant faible selon cette classification.

3. Isolement des souches

3.1. Isolement classique

Les actinomycètes ont été isolés à partir de l'échantillon de sol en utilisant deux milieux sélectifs, le GLM et le Bennett. Après une semaine d'incubation, les colonies d'actinomycètes sont apparues (**Figure 26**).

Les résultats montrent que 12 actinobactéries ont été isolées à partir le sol d'El-Oued. Alors que dans le sol de Ouargla, 15 isolat ont été sélectionnés. Les colonies des actinobactéries sont faiblement présentes dans le milieu GLM par rapport au milieu Bennett. Cela peut être expliqué par la richesse du milieu Bennett, en substrat carboné et azoté (**Tableau 9**).

Après 15 jours, les colonies ont été recouvertes par un mycélium aérien de différentes couleurs, tel que le rose, le blanc et le gris. Les colonies bien repérées ont été purifiées sur milieu Bennett, puis ont été incubées à 30°C pendant 15 jours jusqu'à l'apparition du mycélium aérien. Ensuite, elles ont été conservées dans du glycérol à -18°C et sur de la gélose inclinée à 4°C.

Le nombre isolé des actinobactéries a été relativement faible en raison de la rareté de la matière organique dans le sol saharien, ainsi leur traitement plusieurs années par une variété des pesticides ce qui influence la biodiversité des microorganismes du sol, notamment les actinomycètes. Selon certains auteurs, il n'existe pas de technique universelle pour l'isolement des actinobactéries. Afin d'augmenter le nombre d'actinobactéries isolées, il est nécessaire de tester plusieurs milieux et de varier les méthodes d'isolement (**Boudemagh, 2007**).



Figure 26. Aspect macroscopique de quelques actinobactéries cultivé sur milieu ISP2.

Tableau 9. Nombre des colonies des actinomycètes isolées des sols agricoles d'El -Oued et Ouargla.

Nombre des colonies	Milieu GLM	Milieu Bennett	Total
Sol El Oued	5	7	12
Sol Ouargla	6	9	15

3.2. Isolement par enrichissement

Une souche SRH22 a été isolée à partir du sol de Ouargla en présence de l'herbicide fortin à une concentration de 50 mg/L comme seule source de carbone dans le milieu minimum de Vandermess.

4. Caractérisation morphologique métabolique et physiologique des actinobactéries isolées par les deux techniques

4.1. Caractérisation macroscopique et microscopique

L'observation macroscopique des colonies isolées a été effectuée dans les milieux ISP (International *Streptomyces* Project) suivants : ISP2, ISP7 et ISP9. De plus, le milieu Bennett a été inclus pour la caractérisation culturelle des colonies et l'observation de la couleur du mycélium aérien. Les résultats sont présentés dans **les tableaux 10 et 11**.

Les isolats obtenues à partir du sol d'El-Oued et de Ouargla, ont montré une bonne croissance dans les milieux ISP2 et Bennett, et une croissance modérée dans les milieux ISP7 et ISP9. L'aspect macroscopique des colonies est sous forme sphérique, convexes, de petite taille avec un contour régulier. Presque la totalité soit 90% des colonies étaient compactes qui s'incrusterent dans la gélose. Huit isolat qui proviennent d'El-Oued, soit un pourcentage d'environ 67% ont développé des mycéliums aériens en milieu ISP2 de couleur qui varie du gris foncé à gris clair, et rose chez la bactérie CH. Les actinobactéries récoltées à partir du sol de Ouargla (100%) ont monté des mycéliums aériens de couleur varie de gris à gris foncé.

Les souches d'El-Oued présentent des mycéliums de substrat de couleur marron, brun foncé et rose clair pour la souche CH, tandis que les souches de Ouargla ont des couleurs grise, marron, alors que la bactérie SRH22 a un mycélium de substrat de couleur jaune.

Un pigment de couleur marron foncé diffusible a été observé dans le milieu ISP2, ISP7 et ISP9 pour 50% des actinobactéries isolés d'El-Oued. Ce sont les isolats B1, B2, C1, C2, C3 et C4. Cette

coloration a été également observée chez 13 isolats obtenus à partir du sol de Ouargla. L'isolat SRH22 produit pigmentation de couleur jaune (**Figure 27**). Toutes les colonies se sont moyennement développées après 3 jours d'incubation. Les mycéliums aériens ont été observés après 7 jours d'incubation. L'observation microscopique de toutes les colonies isolées, a montré des bactéries filamenteuses, avec une coloration de Gram positive. Selon **Goodfellow et al. (1987)**, les isolats présentent les caractéristiques culturelles et microscopiques des actinomycètes.

Tableau 10. Caractéristiques macroscopiques et culturelles de souches isolées du sol d'El -Oued.

Tableau 11. Caractéristiques macroscopiques et culturelles de souches isolées du sol de Ouargla.

		IT5	SPA 2	SPA 5	SPA 3	SPA 8	SPA 4	IT	Herb	SRH 22	IT6	IT3	IT1	SC	SPA 7	IT4
ISP 2	Croissance	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
	Couleur de colonie	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche						
	Mycélium aérien	Gris	Gris foncé	Gris	Gris claire	Gris Foncé	Gris claire	Gris foncé	Gris foncé	Gris	Grisâtre à clair gris	Gris	Gris foncé	Gris foncé	Gris foncé	Grisc lair
	Mycélium de substrat	Marro n	Marro n	Marro n	Marr on	Marro n	Marro n	Brunâtre à brun	Marro n foncé	Jaune	Brunâtre à brun	Marro n	Brunâtre à brun	Brun foncé	Marro n	Marr on
	Pigmentation	Marro n foncé	Marro n foncé	Jaune	Absent	Marro n foncé	Marro n Foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Marr on foncé						
ISP 7	Croissance	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	Couleur de colonie	Blanche	Blanche	Rose	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche
	Mycélium aérien	Gris	Gris foncé	Gris	Gris claire	Gris Foncé	Gris claire	Gris foncé	Gris foncé	Gris	Grisâtre à clair gris	Gris	Gris foncé	Gris foncé	Gris foncé	Grisc lair
	Mycélium de substrat	Marro n	Marro n	Marro n	Marr on	Marro n	Marro n	Brunâtre à brun	Marro n foncé	Jaune	Brunâtre à brun	Marro n	Brunâtre à brun	Brun foncé	Marro n	Marr on
	Pigmentation	Marro n foncé	Marro n foncé	Jaune	Absent	Marro n foncé	Marro n Foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Marr on foncé						
ISP 9	Croissance	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
	Couleur de colonie	Gris	Gris foncé	Gris	Gris claire	Gris Foncé	Gris claire	Gris foncé	Absent	Gris	Grisâtre à clair gris	Gris	Gris foncé	Gris foncé	Gris foncé	Grisc lair
	Mycélium aérien	Gris	Gris foncé	Gris	Gris claire	Gris Foncé	Gris claire	Gris foncé	Gris foncé	Gris	Grisâtre à clair gris	Gris	Gris foncé	Gris foncé	Gris foncé	Grisc lair
	Mycélium de	Marro n	Marro n	Marro n	Marr on	Marro n	Marro n	Brunâtre à brun	Marro n foncé	Jaune	Brunâtre à brun	Marro n	Brunâtre à brun	Brun foncé	Marro n	Marr on

	substrat															
	Pigmentation	Marro foncé	Marro foncé	Jaune	Absent	Marro foncé	Marro Foncé	Marro foncé	Marro foncé	Marron foncé						
Bennett	Croissance	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
	Couleur de colonie	Blanche	Blanche	Rose	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche	Blanche
	Mycélium aérien	Gris	Gris foncé	Gris	Gris claire	Gris Foncé	Gris claire	Gris foncé	Gris foncé	Gris	Grisâtre à clair gris	Gris	Gris foncé	Gris foncé	Gris foncé	Grisc lair
	Mycélium de substrat	Marro n	Marro n	Marro n	Marr on	Marro n	Marro n	Brunâtre à brun	Marro n foncé	Jaune	Brunâtre à brun	Marro n	Brunâtre à brun	Brun foncé	Marro n	Marr on
Pigmentation	Marro n foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Marro n Foncé	Marro n Foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Jaune	Absent	Marro n foncé	Marro n Foncé	Marro n foncé	Marro n foncé	Marr on foncé

(++) : Croissance forte, (+) : Croissance modérée



Figure 27. Production des pigments mélanoides par les souches provenant du sol de Ouargla.

4.2. Caractérisation métabolique et physiologique des isolats d'actinobactéries

Un ensemble de caractéristiques physicochimiques a été évalué. Il s'agit de la croissance à divers pH et températures, l'aptitude des souches à métaboliser une gamme de sources de carbone et d'azote, certaines activités enzymatiques, ainsi que leur capacité de croissance dans des concentrations variables de NaCl (**Tableaux 12 et 13**). Les résultats obtenus révèlent que toutes les

actinobactéries (100%) isolées à partir du sol d'El-Oued et de Ouargla, ont montré une capacité de production de l'amylase. L'activité enzymatique gélatinase et caséinase des souches de Ouargla (53,33% et 66,66% respectivement) est supérieure à celles d'El-Oued (50% et 58,33% respectivement). Les mêmes résultats ont été observés dans les tests de peptonisation et de la coagulation du lait, une activité élevée des bactéries isolées des sols de Ouargla (66,66%) par rapport aux celles du sol d'El-Oued (58,33%). Pour le catalase, 100% des isolats d'El-Oued et Ouargla ont la capacité de le produire.

Les D-glucose et D-galactose ont été utilisés par tous les isolats d'El-Oued et d'Ouargla (100%), tandis que pour le fructose, il a été utilisé par 99,33% des souches de Ouargla contre 66,66% des souches d'El-Oued.

Toutes les sources d'azote testées, incluant la proline, l'arginine, la thréonine, l'histidine, l'asparagine, la tyrosine et la méthionine, ont été utilisées par la plupart des isolats actinobactériens.

Les actinobactéries d'El-Oued ont présenté une croissance modérée (33,33% des bactéries) sur les milieux contenant seulement 5% de chlorure de sodium, et une croissance abondante de toutes les bactéries (100%) à la concentration de 2%. Une seule bactérie C (8,33%) est capable de croître dans la concentration 9%, par contre à la concentration 15% de NaCl, aucune croissance n'a été observée. En revanche, les bactéries de Ouargla ont montré une capacité maximale de croissance dans les concentrations de 2% et 5%, avec 100% et 86,66% des bactéries se développant dans ces conditions respectivement. Dans la concentration de 9%, seules 5 isolats (soit 33,33%) étaient capables de croître à cette concentration, tandis qu'aucune croissance n'a été observée la concentration de 15% de NaCl.

Toutes les bactéries isolées d'El-Oued et de Ouargla ont démontré une capacité exceptionnelle de croître sur toute la gamme de pH testée (2, 5, 7, 9 et 12), avec une croissance optimale, abondante observée au pH 7. De plus, les isolats ont présenté une croissance abondante dans les températures allant de 25°C à 37°C, avec une croissance optimale enregistrée à 30°C. Cependant, une croissance minimale a été observée à la température 40°C.

Tableau 12. Caractéristiques métaboliques des souches isolées d'El-Oued.

	C1	C2	C3	B1	CH	C	B2	3G	GH	CB	GL	C4
Croissance à:												
Température												
25°C	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
30°C	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
37°C	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
40°C	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+
pH												
2	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
5	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
7	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
9	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
NaCl												
2%	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
5%	-	-	-	-	+	-	-	-	+	+	-	+
9%	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-
15%	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
ité anzymatique :												
olyse de l'amidon	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
rolyse de caséine	+	+	-	+	+	-	-	+	+	+	-	-
olyse de la gelatine	+	-	+	+	-	+	+	-	-	-	-	+
agulation du lait écrémé	+	+	-	+	+	-	-	+	+	+	-	-
tonisation de lait écrémé	+	+	-	+	+	-	-	+	+	+	-	-
Catalase	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

**ation des: Source de
carbone**

D-Fructose	+	+	+	+	-	+	+	-	-	+	-	+
D-Glucose	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
D-Galactose	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

ource d'azote

Proline	+	+	+	-	-	+	-	+	+	+	-	+
Argénine	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
Thréonine	-	-	+	+	-	+	-	-	-	+	+	-
Histidine	+	+	-	+	+	+	-	-	+	+	-	-
Asparagine	+	+	+	+	-	-	+	-	-	+	-	+
Tyrosine	+	+	-		+	+	-	+	+	+	-	+
Méthionine	-	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	+

(++) : Croissance forte, (+) : Croissance modérée, (+/-) : Croissance faible

Tableau 13. Caractéristiques métaboliques des souches isolées du sol de Ouargla.

	IT5	SPA2	SPA5	SPA3	SPA8	SPA4	IT	Herb	SRH2 2	IT5	IT3	IT1	SC	SPA7	IT4
Croissance à:															
Température															
25°C	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
30°C	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
37°C	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
40°C	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+	-/+
pH															
2	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
5	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
7	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
9	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
12	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
NaCl															
2%	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++	++
5%	-	++	++	++	++	++	++	++	++	++	-	++	++	++	++
9%	-	-	-	-	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-	-
15%	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Activité anzymatique :															
Hydrolyse de l'amidon	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Hydrolyse de caséine	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	+
Hydrolyse de la gelatine	-	+	-	+	-	-	+	+	+	-	+	+	+	-	-
Coagulation du lait écrémé	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	+
Peptonisation de lait écrémé	-	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	+
Catalase	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Utilisation des: Source de carbone															
D-Fructose	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+
D-Glucose	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
D-Galactose	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+

Source d'azote

Proline	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Argénine	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Thréonine	-	+	+	-	+	-	-	-	+	+	+	+	+	+	+
Histidine	+	+	+	-	+	+	-	+	+	-	-	+	+	-	-
Asparagine	-	+	-	+	-	+	+	-	+	+	+	+	+	-	+
Tyrosine	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	+	+	+	-	+
Méthionine	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	-	+	+

(++) : Croissance forte, (+) : Croissance modérée, (-/+) : Croissance faible

4.3. Identification moléculaire des souches

L'arbre phylogénétique présenté dans la **figure 28**, a été créé en en comparant, aumoyen de BLAST, les séquences du gène de l'ARNr 16S des isolats avec des séquences du gène de l'ARNr 16S des actinobactéries *Streptomyces* provenant des bases de données NCBI, et un alignement multiple des séquences a été réalisé.

Les résultats montrent que tous nos isolats ont une grande similarité (de 99 à 100% de similitude) avec des espèces de *Streptomyces*, tandis que la souche SRH22 a une similitude de 88% à 99% avec les *Streptomyces*.

En se basant sur les données moléculaires et phylogénétiques, les isolats bactériens ont été caractérisés comme suit : *Streptomyces* sp. Souche SRH22 (numéro d'accèsion OQ302556), *Streptomyces stelliscabiei*. Souche B2 (numéro d'accèsion PP413746), *Streptomyces heliomycini*. Souche C1 (numéro d'accèsion PP413747), *Streptomyces heliomycini*. Souche C3 (numéro d'accèsion PP413748), *Streptomyces toxytricini*. Souche CH (numéro d'accèsion PP413749), *Streptomyces variabilis*. Souche Herb (numéro d'accèsion PP413750), *Streptomyces rochei*. Souche IT (numéro d'accèsion PP413751), *Streptomyces* sp. Souche SPA2 (numéro d'accèsion PP413753), et *Streptomyces griseoincarnatus*. Souche SC (numéro d'accèsion PP413754).

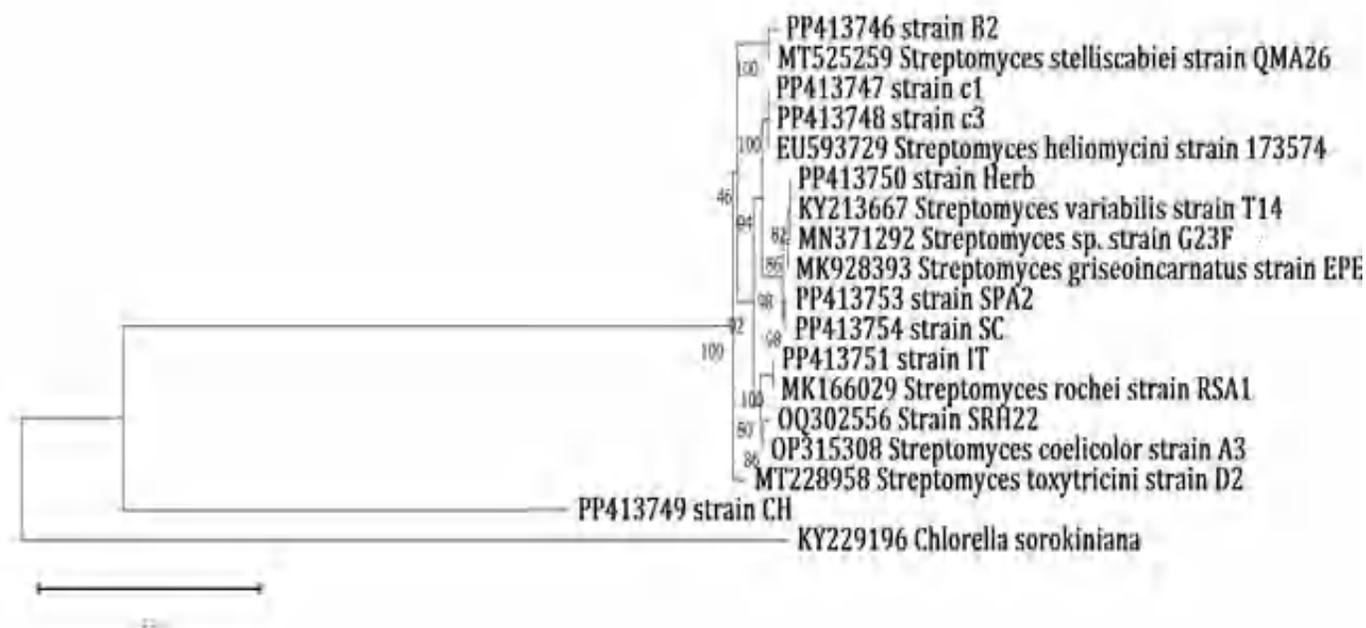


Figure 28. Arbre phylogénétique selon la méthode des distances (Neighbor-Joining) basé sur les séquences du gène de l'ARNr 16S, montrant les voisins les plus proches des souches isolées. Les numéros d'accèsion à la GenBank sont indiqués à côté des branches.

5. Screening des souches dégradantes des pesticides

5.1. Screening qualitatif

Les souches actinobactériennes qui proviennent des sols agricoles d'El-Oued et de Ouargla, ont montré des réponses dissemblables entre elles.

5.1.1. Les souches d'El-Oued

Douze souches d'actinobactéries ont été prélevées à partir le sol de la ville d'El-Oued, les résultats de la capacité des 12 souches testées à utiliser les pesticides aliettes flash, metricam et decis 25EC sont présentés dans le **tableau 14**.

Les résultats obtenus indiquent que, pour l'herbicide metricam, trois souches, soit un pourcentage de 25%, ont démontré une bonne capacité de croissance à toutes les concentrations testées (de 1 mg/L à 200 mg/L). Un nombre de 5 actinobactéries soit (41,66 %) ont réussi à croître dans des concentrations allant de 1 mg/L à 50 mg/L et 75% des souches ont pu croître à des

concentrations allant de 1 mg/L jusqu'à 25 mg/L. En revanche, 3 souches (25%) n'ont pas pu utiliser toutes les concentrations de metricam pour leurs croissances (**Figure 29**).

Pour le fongicide aliette flash, les résultats révèlent que 5 souches bactériennes soit (41,66%) ont pu croître dans les concentrations allant de 1 mg/L à 50 mg/L. 8 souches (66,66%) ont pu croître aux concentrations allant de 1 mg/L à 25 mg/L. Une souche (8,33%) n'a pu utiliser que la concentration 1 mg/L pour la croissance. Au-delà, ces actinobactéries ne résistent pas à d'autres concentrations plus élevées 100 mg/L et 200 mg/L. Le reste des bactéries (25%) se sont révélées incapables d'utiliser l'herbicide aliette flash pour leur croissance dans toutes les concentrations testées.

En présence de l'insecticide decis 25EC, une souche B2 a révélé une capacité de croître en présence de l'insecticide aux concentrations de 1 mg/L à 50 mg/L. Une autre souche C4, a pu croître à la concentration 10 mg/L et 25 mg/L seulement. En revanche 5 bactéries soit (41,66%) ont montré une croissance uniquement à la concentration 10 mg/L. Pour la concentration 1 mg/L, 9 bactéries soit (75%) ont présenté une croissance significative. Par ailleurs, aucune croissance n'a été observée pour les trois bactéries restantes. Selon les résultats obtenus, 100% des isolats sont incapables d'utiliser l'insecticide à des concentrations élevées de 100 mg/L et 200 mg/L.

La capacité des actinobactéries à utiliser ces pesticides comme source de carbone et d'énergie, pourrait être expliquée par le fait que ces bactéries se sont adaptées à ces sols longtemps exposés à ces produits phytosanitaires.

Tableau 14. Isolats provenant du sol d'El-Oued capables de se développer en utilisant le pesticide comme seule source de carbone et d'énergie.

Souches	Pesticides																	
	Aliette Flash						Metricam						Decis 25EC					
	1	10	25	50	100	200	1	10	25	50	100	200	1	10	25	50	100	200
C2	+++	+++	++	-	-	-	+++	+++	++	-	-	-	+++	++	-	-	-	-
C3	+++	+++	++	+	-	-	+++	++	++	+++	-	-	++	+	-	-	-	-
CH	+++	+++	+++	++	-	-	+++	+++	+++	+++	+	+	+++	-	-	-	-	-
C4	++	+	+	-	-	-	+++	+++	+++	-	-	-	++	++	+	-	-	-
B2	+++	+++	+++	+	-	-	+++	+++	+++	++	+	+	+++	+++	+++	+++	-	-
3G	+++	++	+	-	-	-	+++	+++	+++	-	-	-	+	-	-	-	-	-
GH	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CB	+	-	-	-	-	-	+++	+++	+++	-	-	-	+	-	-	-	-	-
GL	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
C	+++	+++	+++	-	-	-	+++	+++	++	-	-	-	++	+	-	-	-	-
B1	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
C1	+++	+++	+++	+	-	-	+++	+++	+++	+++	+	+	+	-	-	-	-	-

(-) : réponse négative, (+) : réponse modérément positive, (++) : réponse importante, (+++) ; réponse intensément positive.



Figure 29. Croissance de la souche CH dans le milieu MSM avec 50 mg/L de metricam.

5.1.2. Les souches de Ouargla

À partir du sol de Ouargla, 15 souches ont été isolées et testées sur une gamme de concentration (de 1 mg/L à 200 mg/L) des pesticides : fortin, horizon et decis 25EC (**Tableau 15**) et (**Figure 30**).

Pour l'herbicide fortin, 5 isolats soit (33,33%) ont pu l'utiliser à des concentrations allant de 1 mg/L à 50 mg/L. Une seule bactérie (6,66%) parmi ce lot a résisté à la concentration de 200 mg/L, il s'agit de l'isolat IT. À des concentrations faibles (25 mg/L et 10 mg/L), 10 actinomycètes soit un pourcentage de 66,66 %, ont pu l'utiliser comme source de carbone. En revanche, dans la concentration la plus faible 1 mg/L, 11 bactéries révèlent une croissance. Un nombre de 4 isolats ne présente aucune croissance sur l'herbicide testé.

Les résultats obtenus pour le fongicide horizon ont montré que 7 souches soit (46,66%) ont révélé une faible capacité de croissance dans la concentration faible de 1 mg/L du fongicide, à l'exception d'une seule souche (IT) qui a résistée jusqu'à la concentration de 25 mg/L du fongicide. Aucune bactérie n'était capable d'utiliser l'horizon dans les concentrations 50 mg/L, 100 mg/L et 200 mg/L.

Les résultats de la biodégradation de l'insecticide decis 25EC révèlent que 5 souches se sont développées dans les concentrations de 1 mg/L à 50 mg/L. Dans la concentration 10 mg/L, 11 souches présentent une croissance remarquable. D'autre part, 3 isolats ont dégradé l'insecticide uniquement à la concentration 1 mg/L. Aucune actinobactérie n'a pu pousser aux concentrations de 100 mg/L et de 200 mg/L.

Tableau 15. Isolats provenant du sol de Ouargla capables de se développer en utilisant le pesticide comme seule source de carbone et d'énergie.

Souches	Pesticides																	
	Fortin						Horizon						Decis 25EC					
	1	10	25	50	100	200	1	10	25	50	100	200	1	10	25	50	100	200
IT 5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+++	++	+	+	-	-
SPA 2	+++	+++	+++	+++	+	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
SPA 5	+++	++	++	-	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	-	-	-	-
SPA 3	++	++	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
SPA8	+++	+++	++	-	-	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
SPA4	+++	++	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	++	++	+	+	-	-
IT	+++	+++	+++	+++	+	+	+	+	-	-	-	-	++	++	+	+	-	-
Herb	+++	+++	+++	+++	+	-	+	-	-	-	-	-	++	++	+	+	-	-
SRH22	+++	+++	+++	+++	+	-	+	-	-	-	-	-	+	+	-	-	-	-
IT6	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
IT3	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-
IT1	++	++	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
SC	++	++	++	++	-	-	-	-	-	-	-	-	++	++	-	-	-	-
SPA7	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	++	++	+	+	-	-
IT4	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-

(-) : réponse négative, (+) : réponse modérément positive, (++) : réponse importante, (+++) ; réponse intensément positive.

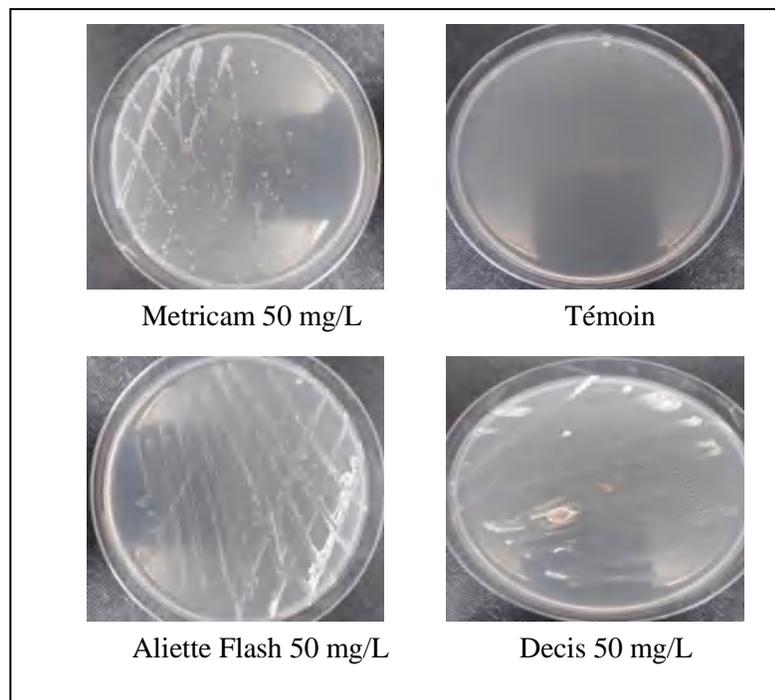


Figure 30. Croissance de la souche B2 en présence des 3 pesticides (metricam, aliette flash et decis 25EC) à la concentration 50 mg/L.

5.2. Cinétique de croissance des actinobactéries actives en milieu liquide (Screening quantitatif)

5.2.1. Le sol d'El-Oued

Les souches testées dans le screening qualitatif qui ont présenté une bonne croissance en présence des pesticides testés à la concentration 50 mg/L, ont été sélectionnées pour tester leur comportement dans un milieu minimum, en présence de pesticide comme seule source de carbone. Les souches choisies du sol d'El-Oued sont : CH, B2, C1, C3 et B1. Les cinétiques de croissance de ces souches, ont été testées sur les pesticides metricam, aliette flash et decis 25EC (**Figures 31-35**).

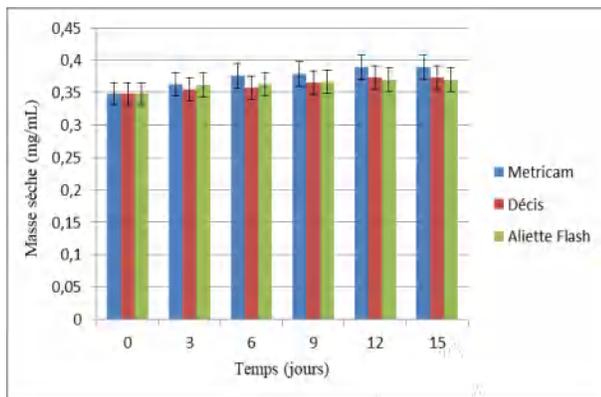


Figure 31. Cinétique de la croissance de la souche B2 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.

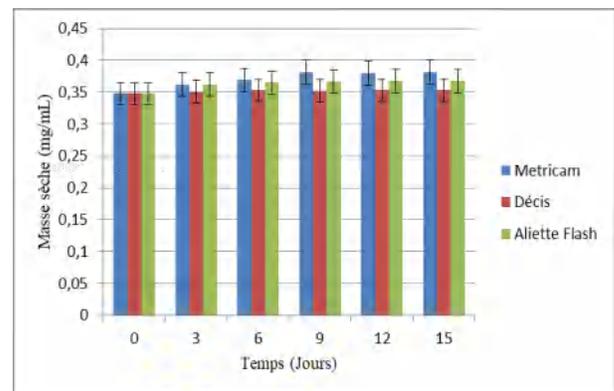


Figure 32. Cinétique de la croissance de la souche CH en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.

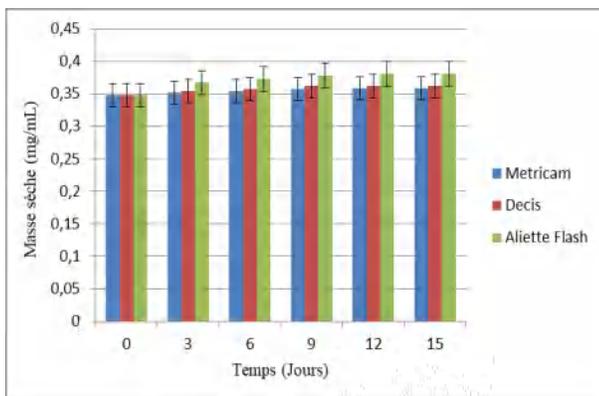


Figure 33. Cinétique de la croissance de la souche B1 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.

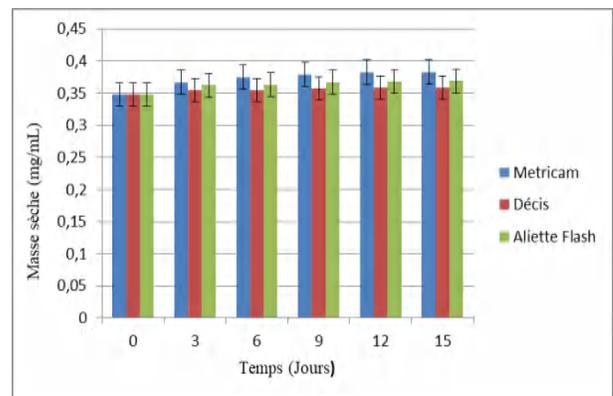


Figure 34. Cinétique de la croissance de la souche C3 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.

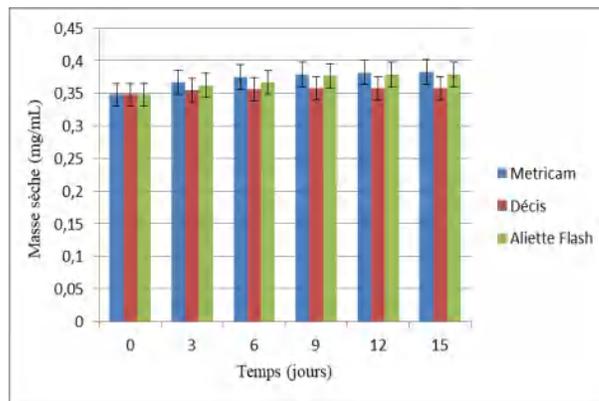


Figure 35. Cinétique de la croissance de la souche C1 en présence des pesticides metricam, decis et aliette flash.

5.2.2. Le sol de Ouargla

Les souches provenant à partir du sol de Ouargla sélectionnées, sont celles qui présentent la capacité à utiliser le glyphosate à 50 mg/L. Il s'agit de 5 isolats dénommés comme suit : Herb, SRH 22, SPA, SPA C1, IT2. Les résultats de la cinétique de croissance de ces souches en présence des pesticides Fortin et Décis 25EC sont représentés dans les figures 36-40.

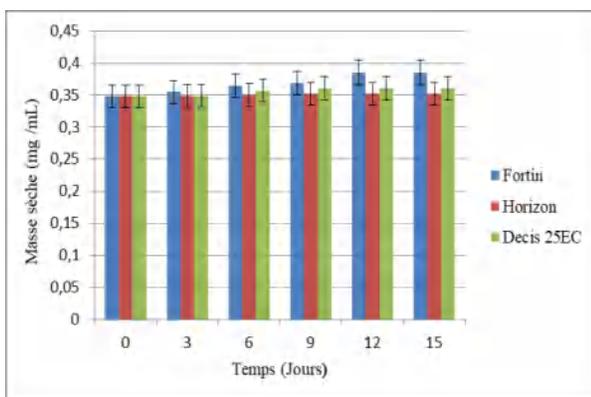


Figure 36. Cinétique de la croissance de la souche SPA 2 en présence des pesticides fortin, decis et horizon.

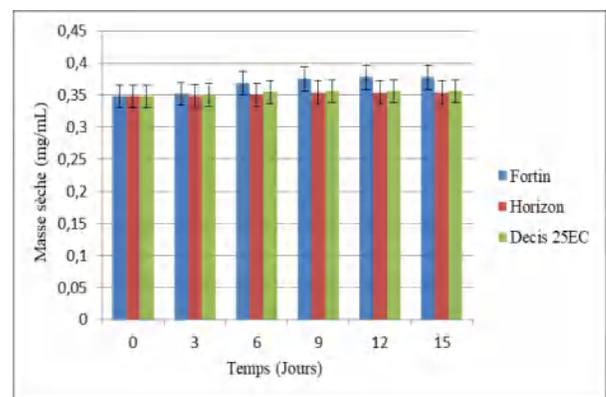


Figure 37. Cinétique de la croissance de la souche Herb en présence des pesticides fortin, decis et horizon.

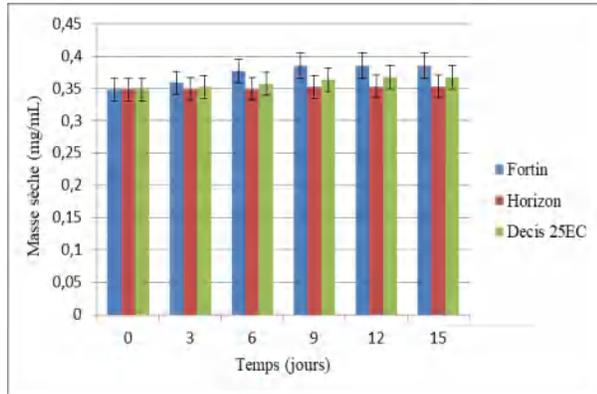


Figure 38. Cinétique de la croissance de la souche IT en présence des pesticides fortin, decis et horizon.

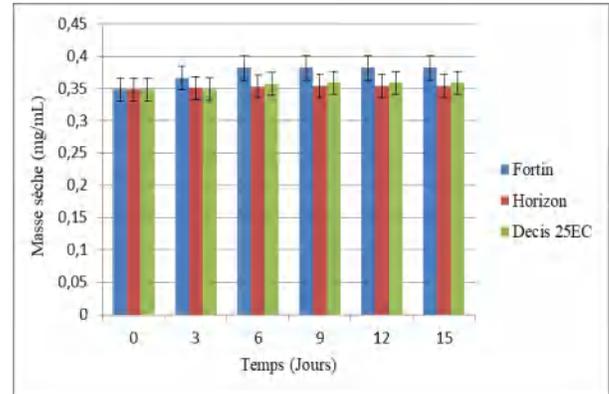


Figure 39. Cinétique de la croissance de la souche SRH22 en présence des pesticides fortin, decis et horizon.

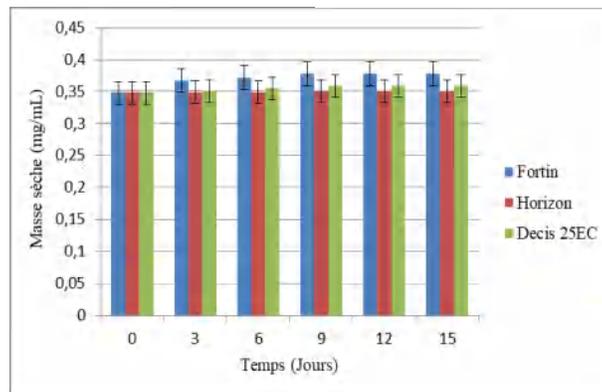


Figure 40. Cinétique de la croissance de la souche SC en présence des pesticides fortin, decis et horizon.

Les courbes représentant les cinétiques de croissance des souches qui proviennent de la ville d'El-Oued et de Ouargla, montrent des résultats dissemblables. Ils sont tous caractérisés par une absence de phase de latence. Ceci est probablement dû au fait que le milieu a été inoculé à partir d'une pré-culture de 3 jours. Cet inoculum a permis aux cellules bactériennes de mieux s'adapter au nouveau milieu.

Pour l'herbicide metricam, l'isolat B2 a donné une meilleure croissance en présence du pesticide qui a augmenté de 4,1%. Les souches C₁ et C₃ ont présenté également une augmentation de 3,5%. Suivies par les isolats CH qui ont augmenté de 3,3%. Une faible croissance en présence de l'herbicide metricam a été observée chez la bactérie B1 avec un pourcentage de croissance 1%. Cet herbicide est utilisé par ces actinobactéries.

Pour le fongicide aliette flash, les souches CH, C3, B2, C1 et B1 ont une croissance estimée par un pourcentage de 2%, 2,1%, 2,2%, 3,1% et 3,3% t. Ce fongicide est relativement moins utilisé par ces bactéries, comparativement à l'herbicide metricam.

Concernant l'insecticide decis 25EC, le plus grand taux de croissance a été obtenu par l'isolat B2, avec un pourcentage de 2,5%, suivie par B1 avec 1,4% et C3 avec 1%. Les isolats CH et C1 ont utilisé faiblement ce pesticide avec un taux de croissance de 0,5% et 0,9% respectivement. Aucune différence significative dans la croissance des isolats actinobactériens CH, B2, C1 et C3 en présence des pesticides à 50 mg/L (p-value>0.05).

Les actinobactéries isolées à partir du sol de Ouargla, présentent une bonne croissance en présence de l'herbicide fortin, contrairement au l'insecticide decis 25EC et le fongicide horizon.

En ce qui concerne le fortin, les bactéries SPA2 et IT ont présenté une croissance maximale par une augmentation de 3,7%. Les autres bactéries Herb, SRH22 et SC ont des valeurs de croissance un peu moins faibles de 3%, 3,4% et 3% respectivement.

La croissance des isolats des actinobactéries en présence du fongicide horizon est très faible, ne dépassent pas 0,6%: SRH22 (0,6%), Herb (0,6%), IT (0,5%), SPA2 (0,4%), et SC (0,2%).

Dans le cas de l'insecticide decis 25EC: on a remarqué que les bactéries croissent d'une vitesse faible: IT (2%), SPA2 (1,3%), SRH22 (1,1%), SC (1,1%) et Herb (0,8%). Aucune différence significative dans la croissance des isolats actinobactériens SPA2, Herb, IT, SRH22 et SC en présence des pesticides à 50 mg/L (p-value>0.05).

À la lumière de ces résultats préliminaires obtenus, il apparaît que les deux herbicides: fortin (matière active le glyphosate), et le metricam (matière active la métribuzine), sont plus utilisés par les actinobactéries testées. Pour cela, des études plus poussées ont été entreprises pour la suite des travaux, afin de déterminer entre autres, les cinétiques de croissance et de biodégradation, ainsi que l'optimisation des conditions nécessaires pour une dégradation maximale.

6. Biodégradation de la métribuzine

6.1. Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation

Le suivi de la concentration de la métribuzine biodégradée par les souches sélectionnées CH, B2, C1 et C3 dans le milieu réactionnel MSM a été déterminée par une méthode spectro-

photométrique proposée par **Kadam et Pejaver. (2023)**. L'optimisation de la dégradation du pesticide a été réalisée pour les paramètres essentiels qui conditionnent une bonne biodégradation. Il s'agit du pH, de la température et du volume d'inoculum.

Les résultats obtenus sont mentionnés dans les **figures 41-44**.

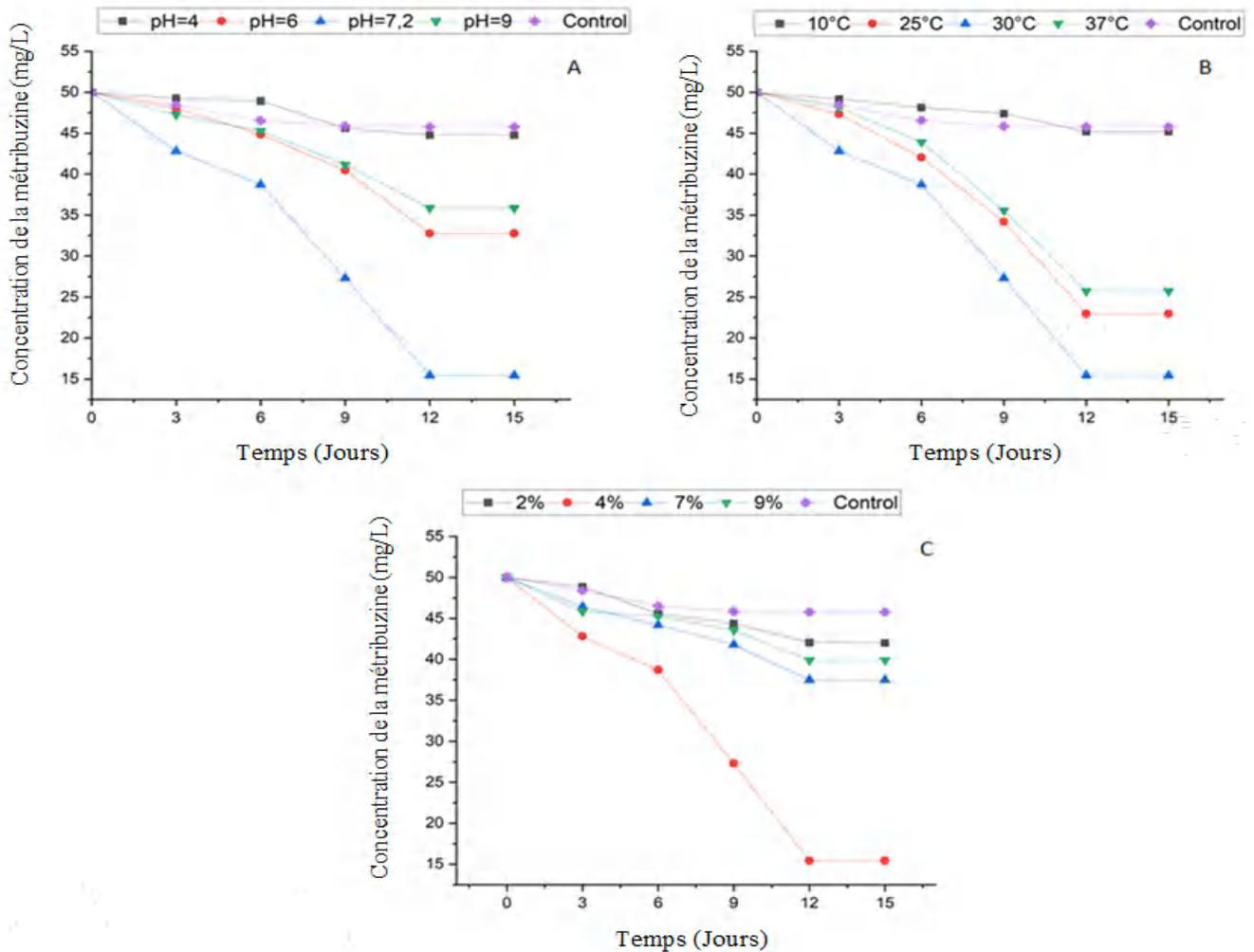


Figure 41. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche CH après 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.

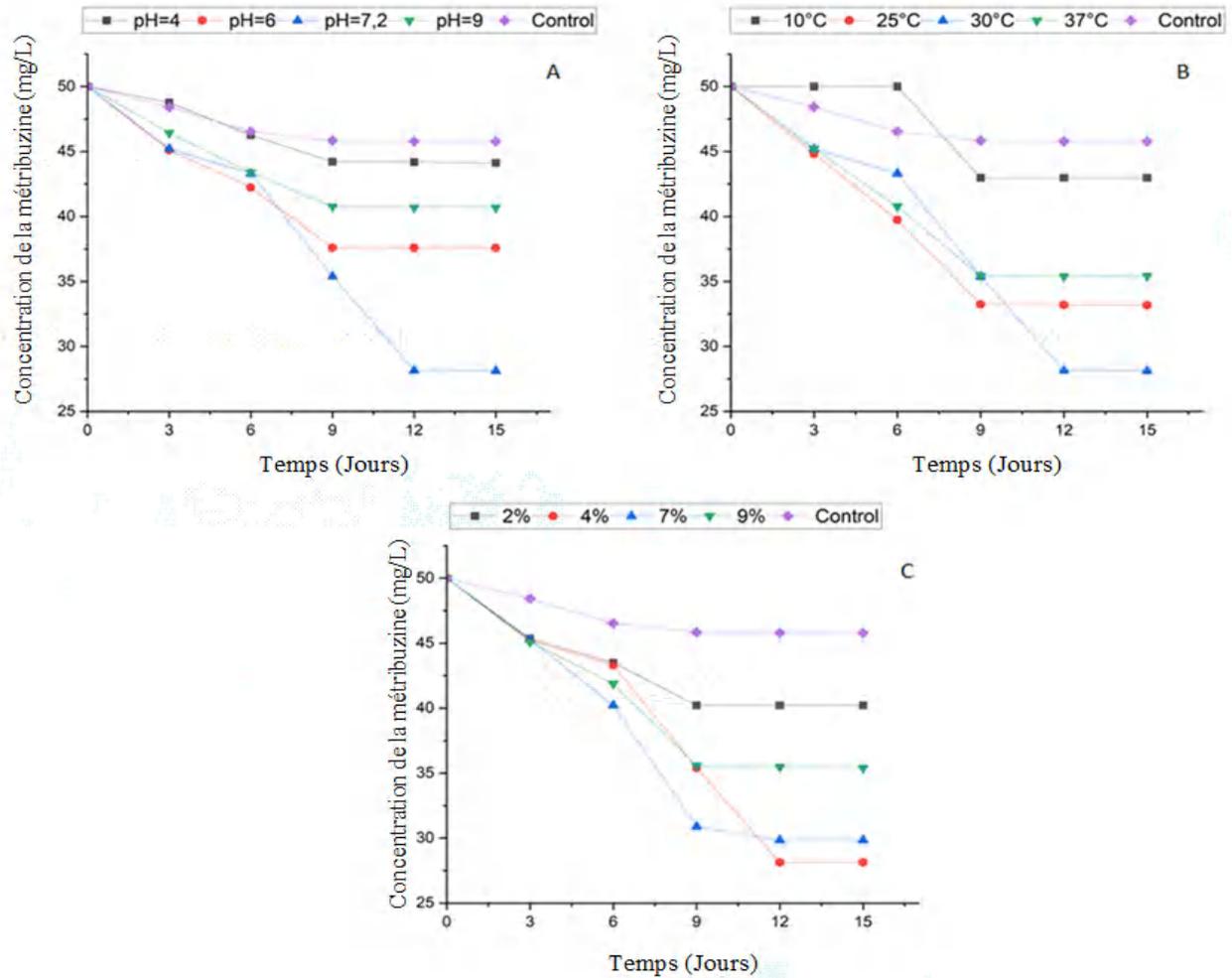


Figure 42. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche C3 après 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.

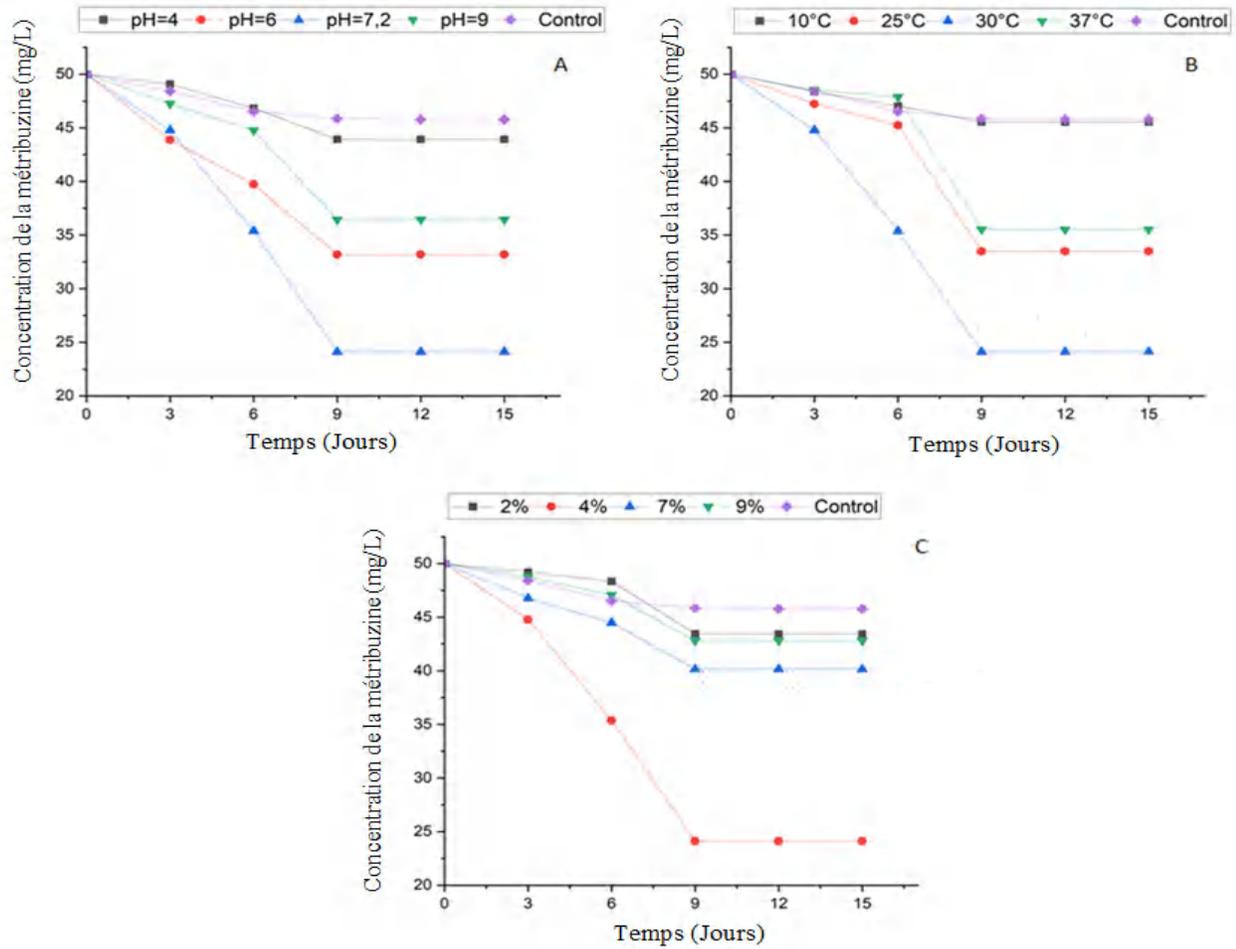


Figure 43. Détermination de la quantité de la métribuzine dégradée par la souche B2 durant 15 jours d’incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B), et différents volume d’inoculum (C), avec le témoin abiotique.

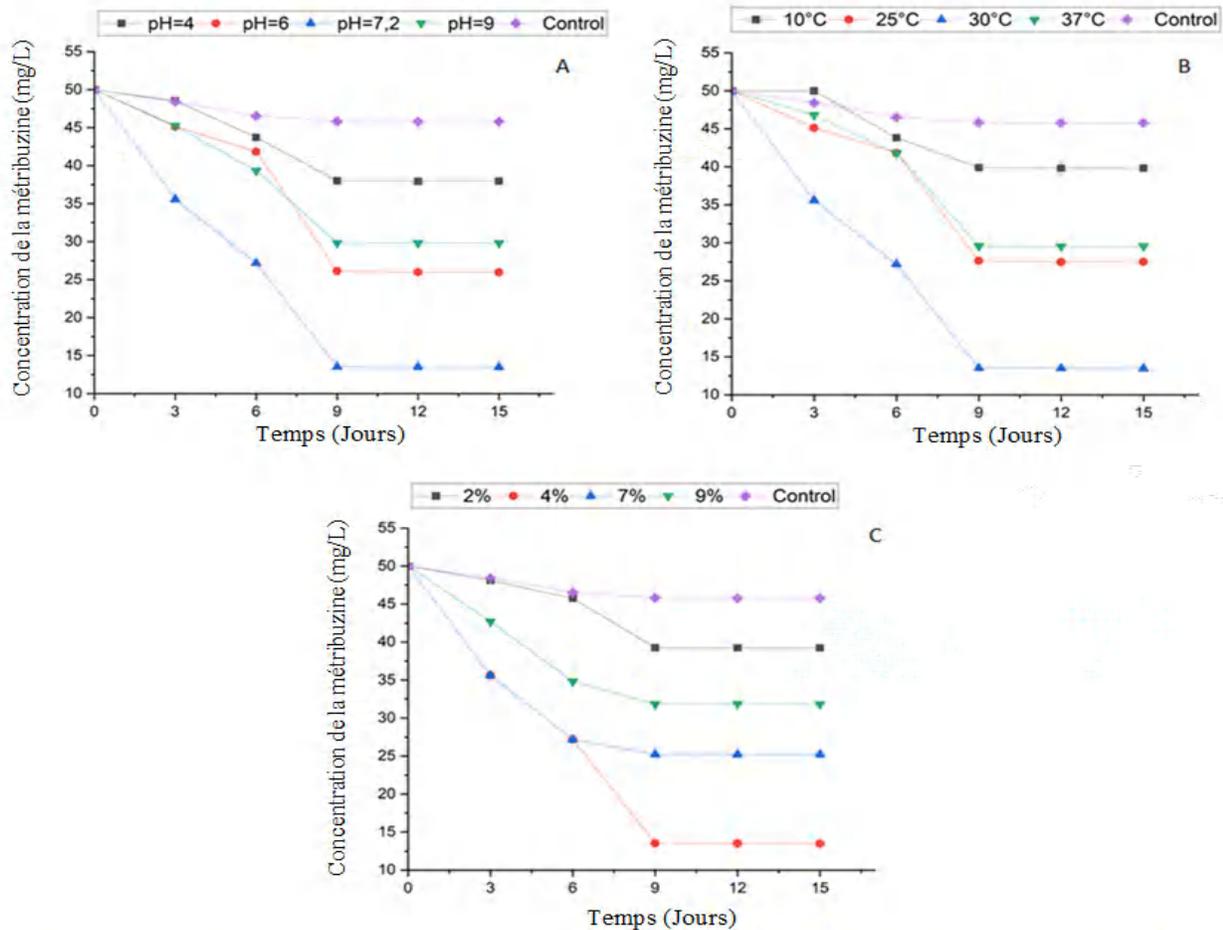


Figure 44. Détermination de la quantité de la métrébuzine dégradée par la souche C1 durant 15 jours d'incubation, dans différents pH (A), différentes températures (B), et différents volume d'inoculum (C), avec le témoin abiotique.

La dégradation de la métrébuzine a été mesurée à différents valeurs de pH, de température et du volume d'inoculum, afin de déterminer les conditions optimales pour la biodégradation maximale de cet herbicide par nos isolats. Les résultats de la dégradation à différents pH révèlent des taux de biodégradation variables selon les bactéries et le pH du milieu.

Les actinobactéries CH, B2, C1 et C3 montrent des taux de dégradation maximale de 69,14%, 51,74%, 73,06% et 43,74% respectivement à un pH neutre de 7,2. Nous soulignons ici la capacité de la bactérie C1 qui présente un bon taux de biodégradation estimé à 73,06 %. En revanche, les taux de dégradation au pH=6, sont relativement bas. Les pourcentages de la métrébuzine dégradées étaient de 34,46%. 33,62%. 48,12%. 24,84% par les mêmes bactéries. Dans

le pH alcalin (pH=9). Les bactéries CH, B2, C1 et C3 ont pu dégrader 28,24%. 27,12%. 40,4% et 18,6% de la métribuzine respectivement.

La capacité de dégradation des mêmes isolats (CH, B2, C1 et C3) à dégrader l'herbicide dans le pH acide (pH=4), était relativement encore plus faible de l'ordre de 10,46%. 12,14%. 24,08% et 11,74%. Ces résultats montrent clairement que les isolats des actinobactéries testés, préfèrent un milieu neutre.

Nos résultats sont cohérents avec ceux obtenus par **Kadam et Pejaver. (2023)**, qui ont trouvé que le pH optimal pour dégrader 80,38% de la métribuzine, par *Olivibacter oleidegradans* SP01 est le pH neutre. Ce taux de dégradation est atteint après 120 heures d'incubation.

La bactérie *Bacillus* sp. N1 a démontré un taux de biodégradation maximal de 78,4 % de 20 mg/ L de la métribuzine à un pH neutre, au cours de 120 heures d'incubation (**Zhang et al., 2014**).

Concernant la température, la dégradation optimale de la métribuzine a été observée dans la température 30°C avec un pourcentage de dégradation de l'ordre de 69,14%, 51,74%, 73,06% et 43,74% par les bactéries CH, B2, C1 et C3 respectivement. À des valeurs inférieures à 30°C, les bactéries ont montré une préférence pour une température de 25°C, où des taux de dégradation moyens de 54,04%, 33,04%, 45% et 33,64% ont été obtenus pour les bactéries CH, B2, C1 et C3 respectivement. En revanche, les taux de dégradation étaient plus faibles à la température de 10°C, avec des valeurs de l'ordre de 9,66%, 8,94%, 20,34% et 14,04% pour les mêmes bactéries. À une température de 37°C, les bactéries CH, B2, C1 et C3 ont montré des taux de dégradation de 48,56%, 28,96%, 40,9% et 29,16% respectivement. On remarque que seule la souche CH à une activité de dégradation élevée à la température 37°C que celui à la température 25°C contrairement aux autres bactéries.

Ces résultats sont en accord avec les études menées par **Kadam et Pejaver. (2023)** et **Zhang et al. (2014)** qui ont confirmé que la température optimale pour la dégradation maximale de la quantité initiale de la métribuzine par les bactéries *Olivibacter oleidegradans* SP01 et *Bacillus* sp. N1 est 30°C.

Pour ce qui est du volume d'inoculum. Ce facteur a montré une influence sur la capacité des bactéries testées à dégrader l'herbicide. Il a été observé que 4% de l'inoculum bactérien est la plus

nécessaire pour dégrader la plus grande quantité de la métribuzine, dont le taux de biodégradation était 69,14%, 51,74%, 73,06% et 43,74% par les bactéries CH, B2, C1 et C3 respectivement. Néanmoins, dans les volumes d'inoculum supérieures ou inférieures à 4%, le taux de biodégradation diminue, les faibles taux de dégradation ont été observés dans le volume 2% dont les bactéries CH, B2, C1 et C3 dégradent 16%. 13,14%. 21,54% et 19,56% respectivement. Pour les volumes d'inoculum de 7% et 9%, les résultats montrent des pourcentages de biodégradation de l'ordre de 25,04%. 19,7%. 49,62% et 40,32 % pour un volume d'inoculum de 7%. Pour un volume d'inoculum de 9%, les pourcentages sont d'environ 20,18%. 14,14%. 36,34% et 29,18% pour les bactéries CH, B2, C1 et C3 respectivement.

Zhang et al. (2014) ont trouvé que le volume d'inoculum de 5% était l'optimale pour la dégradation de 76,4% de la métribuzine par la bactérie *Bacillus* sp. N1. Tous les valeurs de pH, température et le volume d'inoculum testés ont montré un impact significatif sur le taux de dégradation de la métribuzine par les bactéries CH, B2, C1 et C3 durant tous les jours d'incubation (P-value <0.0001).

6.2. Analyse de la biodégradation de la métribuzine par GC-MS

Une autre technique plus performante a été utilisée afin de confirmer la biodégradation de la métribuzine par nos isolats. Après ensemencement des isolats CH, B2, C1 et C3 et le consortium RH2 dans des milieux minimum liquide, contenant la métribuzine à la concentration de 50 mg/L et incubé pendant 15 jours aux conditions optimales, pH=7,2, température 30°C et un volume d'inoculum de 4%. Les résultats obtenus sous forme de pics sont représentés dans la **figure 45**. Les concentrations de la métribuzine dégradée sont mentionnées dans les **figures 46 et 47**.

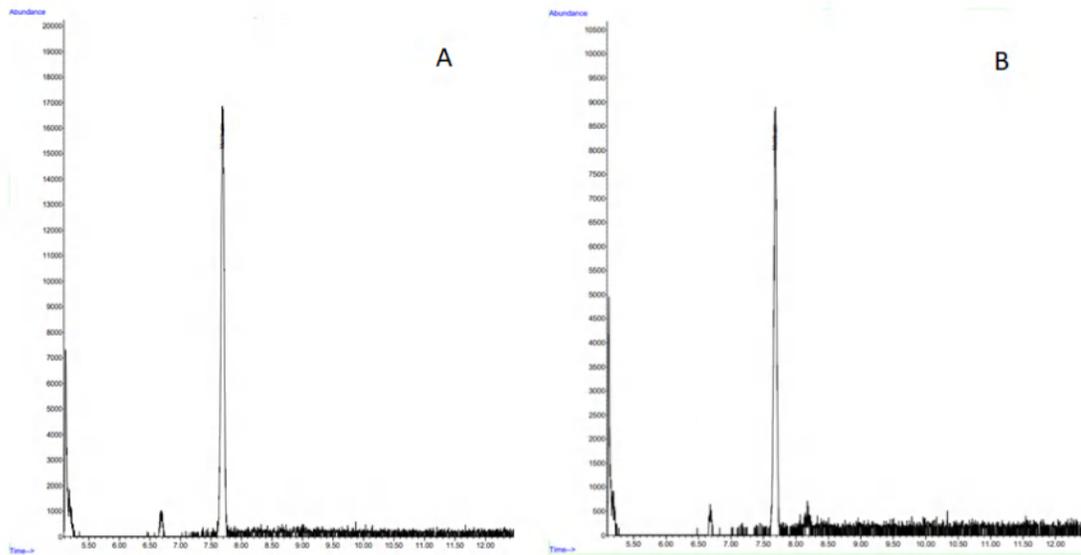


Figure 45. Les pics GC-MS de la métribuzine du consortium RH2 (A) et la bactérie B2 (B).

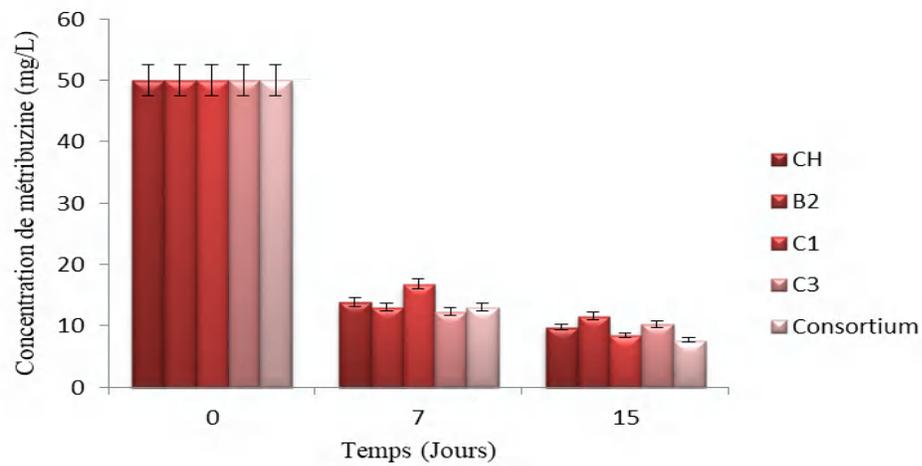


Figure 46. Détermination de la quantité de métribuzine dégradée par les souches CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 après 15 jours d'incubation.

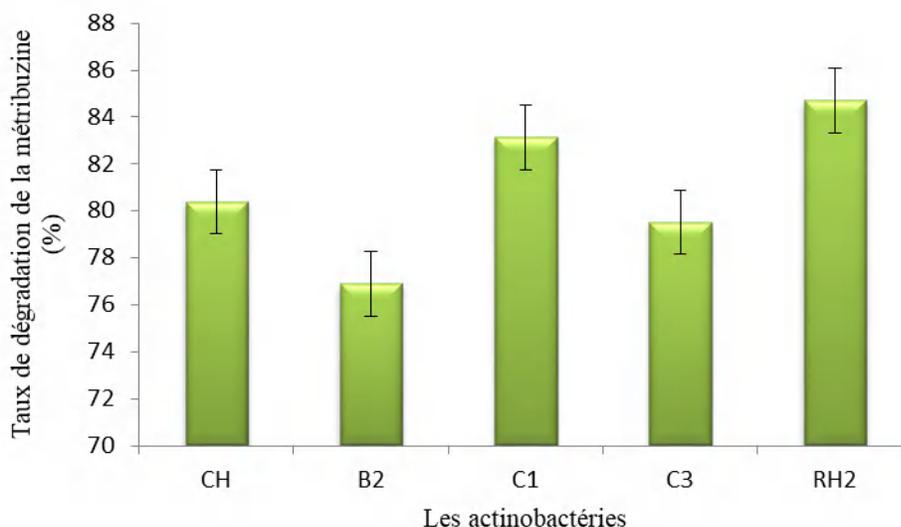


Figure 47. Taux de dégradation de métrébuzine par les souches CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 Après 15 jours d’incubation.

Les résultats obtenus montrent que les quatre souches sont capables d’éliminer la métrébuzine, après 15 jours d’incubation. Les isolats CH, B2, C1 et C3 dégradent 80,38%, 76,88%, 83,12% et 79,52% de concentration de 50 mg/L de métrébuzine.

Dans des travaux similaires, différents isolats bactériens ont exhibés une capacité à dégrader la métrébuzine. **Zameer et al. (2023)** ont trouvé que la souche bactérienne *Bacillus* sp. A6 est capable de dégrader 14,8% de la concentration initiale du métrébuzine 50 ppm durant 4 jours d’incubation.

L’étude de **Kadam et Pejaver. (2023)** a présenté une dégradation de 85% de 20 mg.L⁻¹ de la métrébuzine par la souche *Olivibacter oleidegradans* SP01 durant 120. La bactérie *Paracoccus* sp QCT6 a pu éliminer 86.4% de 50 mg/L de métrébuzine en 7 jours d’incubation (**Huang et al., 2017**).

Une étude similaire menée par **Madhuban et al. (2012)** a rapporté que la souche *Burkholderia cepacia* CH9 dégrade environ 86% de la métrébuzine en 20 jours.

Le consortium RH2 formé de quatre bactéries (CH, B2, C1 et C3) a démontré un taux de dégradation très appréciable atteignant 84,7% dans les conditions optimales (pH=7,2.

Température=30°C et volume d'inoculum 4%) par rapport aux bactéries pures CH, B2, C1, et C3 qui ont dégradé 80,38%. 76,88%. 83,12%. 79,52% respectivement dans les mêmes conditions.

Les consortiums ont tendance à dégrader les polluants de manière plus efficace que les cultures pures, en raison des interactions synergiques entre les différents isolats du consortium bactérien et des métabolites produits par une souche qui peuvent influencer le développement et le métabolisme d'une autre souche (Varghese et al., 2021; Dar et Kaushik, 2023).

Les études sur la biodégradation de métribuzine par un consortium bactérien sont très limitées. Wahla et al., 2019 ont trouvé une dégradation de 95,6% de 50 mg/L de métribuzine par un consortium bactérien MB3R immobilisé sur du biochar, constitué de quatre bactéries *Rhodococcus rhodochrous* sp. AQ1, *Bacillus tequilensis* sp. AQ2, *Bacillus aryabhatai* sp. AQ3 et *Bacillus safensis* sp.

Phillips et Boopathy. (2022) ont testé la biodégradation de la métribuzine par 3 consortiums bactériens développés à partir d'une boue collectée dans une station d'épuration dans différentes conditions d'accepteurs d'électrons (conditions réductrices de nitrate, réductrices de sulfate et des accepteurs d'électrons mixtes). Ils ont trouvé que les conditions d'accepteurs d'électrons mixtes a donné une dégradation maximale de la métribuzine de 92,6%, suivit par une élimination maximale de condition de réduction des sulfates, la métribuzine a été éliminée à 62%, puis une dégradation faible de 57% de la métribuzine a été observée en condition de réduction des nitrates.

Les constantes de vitesse pour la dégradation de la métribuzine par les isolats CH, B2, C1 et C3 correspondent parfaitement à une cinétique de second ordre (la valeur de $R^2 = 0,96$ (CH), $R^2=0,83$ (B2), $R^2= 0,99$ (C1), $R^2= 0,87$ (C3). La cinétique de dégradation de la métribuzine par la souche C1 était plus élevée que celle de CH, B2 et C3, ce qui se traduit par des valeurs plus élevées pour la constante de vitesse k et des valeurs correspondantes plus faibles pour la demi-vie $t_{1/2}$ (tableau 16)

Tableau 16. Constante de vitesse du second ordre (k) et demi-vie ($t_{1/2}$) pour la dégradation de la métribuzine (50 mg/L) par les souches CH, B2, C1 et C3.

Souches	k (d ⁻¹)	t1/2 (d)	R ²
CH	0.0054	3.7	0.96
B2	0.0044	4.54	0.83
C1	0.0066	3.03	0.99
C3	0.0051	3.92	0.87

6.3. Évaluation du carbone organique totale (TOC)

Les résultats de la réduction du carbone organique total par les bactéries CH, B2, C1, C3 et par le consortium RH2, en utilisant la métribuzine comme seule source de carbone, sont présentés dans la figure 48.

Après 15 jours d'incubation, le pourcentage de la réduction du COT était 71,55%, 57,22%, 60,79%, 75,99% par les bactéries CH, B2, C3 et C1 respectivement.

Le consortium bactérien RH2 a pu éliminer 85,43% du carbone organique total durant 15 jours d'incubation.

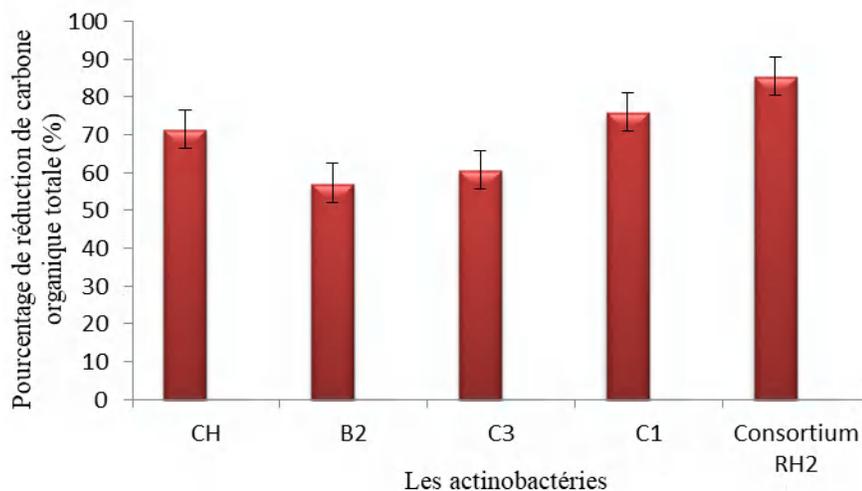


Figure 48. Réduction de carbone organique total COT par les actinobactéries CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 de ces bactéries durant la dégradation du 50 mg/L de la métribuzine pendant 15 jours d'incubation.

La réduction du carbone organique total durant l'incubation des souches confirme, une assimilation du carbone organique qui peut généralement se terminer par une minéralisation totale du produit. Dans ce travail nous avons constaté que le consortium RH2 a présenté un taux de réduction le plus élevé par rapport aux cultures pures, cela confirme que le consortium est plus actif que les bactéries seules pour la biodégradation de la métribuzine.

6.4. Analyse de la biodégradation de la métribuzine par le test ATR-FTIR

L'analyse ATR-FTIR de la métribuzine et de ses métabolites biodégradés sont présentées dans la **figure 49**.

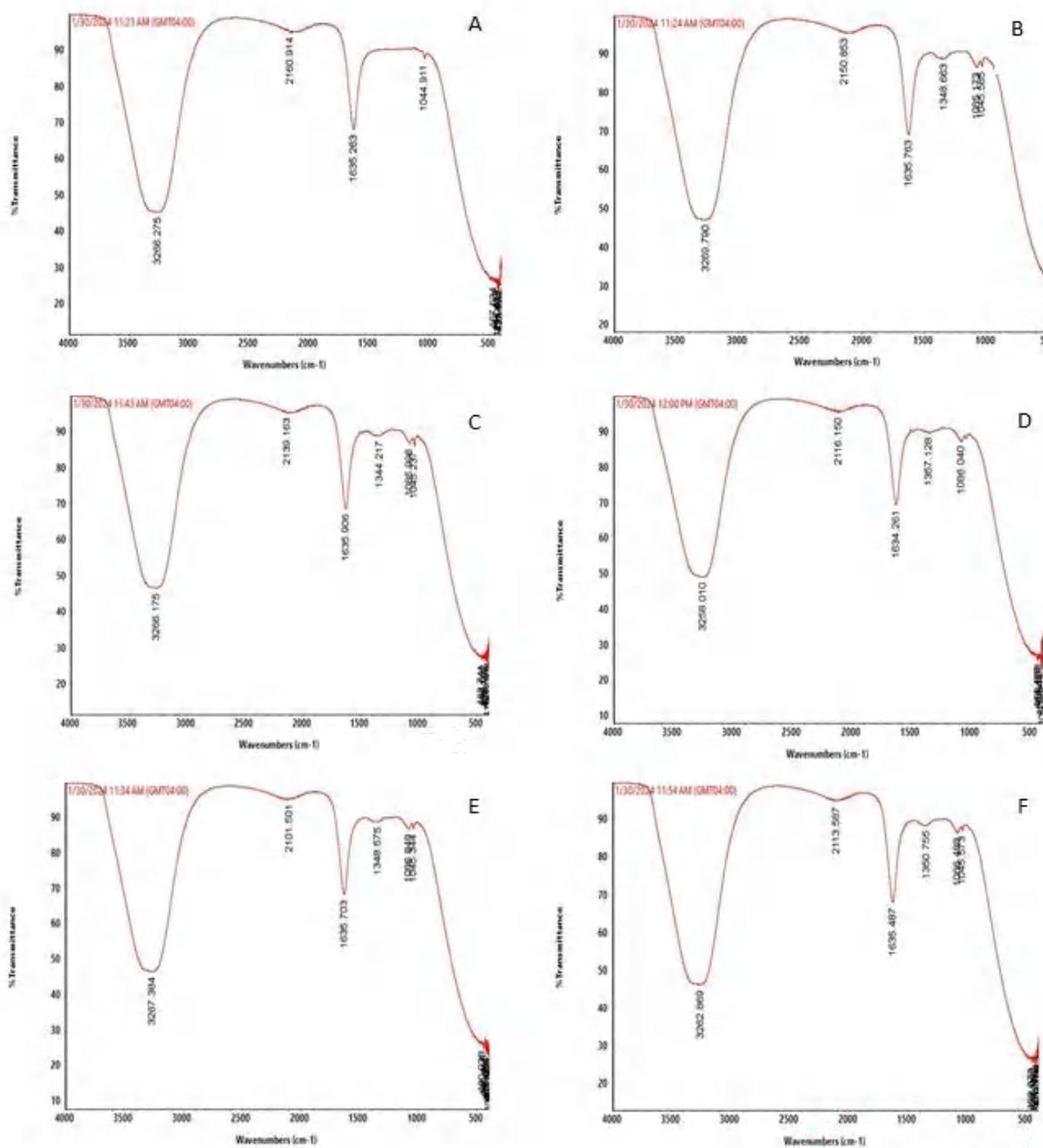


Figure 49. Analyse ATR-FTIR de métribuzine control (A), et les métabolites de dégradation par les bactéries : CH (B), B2 (C), C1 (D), C3 (E), et le consortium RH2 (F).

La liaison C-O est apparaît dans le contrôle métribuzine ($1044,911\text{ cm}^{-1}$), et chez les bactéries CH ($1045,585\text{ cm}^{-1}$), B2 ($1045,237\text{ cm}^{-1}$), C3 ($1045,344\text{ cm}^{-1}$), et le consortium RH2 ($1045,573\text{ cm}^{-1}$). Le pic à cette longueur d'onde est disparaît chez la bactérie C1 (**Annexe 5**).

Des pics apparaissent chez les bactéries CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 localisés à $1085,173\text{ cm}^{-1}$. $1085,996\text{ cm}^{-1}$. $1086,040\text{ cm}^{-1}$. $1086,848\text{ cm}^{-1}$. $1086,488\text{ cm}^{-1}$ respectivement, correspond à la liaison C-N, cette liaison est absente dans le contrôle métribuzine (**Annexe 4**).

Le consortium RH2 et les bactéries CH, B2, C1, C3, ont présenté un pic supplémentaire, absent chez le métribuzine contrôle, obtenu à des longueurs d'onde de l'ordre de: $1350,775\text{ cm}^{-1}$, $1348,663\text{ cm}^{-1}$, $1344,217\text{ cm}^{-1}$, $1357,128\text{ cm}^{-1}$, $1348,575\text{ cm}^{-1}$ et respectivement, qui pourrait correspond au de liaisons C-H ou O-H (**Annexe 4**).

Des pics localisés à 1634 cm^{-1} et 1635 cm^{-1} chez le contrôle et tous les autres bactéries et le consortium RH2, correspond au groupe NH (**Annexe 4**).

Les bactéries CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 présentent des pics correspond à la liaison C-O obtenues à $2150,853\text{ cm}^{-1}$. $2139,163\text{ cm}^{-1}$. $2116,150\text{ cm}^{-1}$. $2101,501\text{ cm}^{-1}$. $2113,587\text{ cm}^{-1}$ respectivement, le même pic obtenu à $2160,914\text{ cm}^{-1}$ chez le contrôle (**Garrone et al., 2006**).

Le pic obtenu à $3266,275\text{ cm}^{-1}$ pour le contrôle métribuzine et qui est correspond à la liaison O-H, est trouvé chez les bactéries CH, B2, C1, C3 et le consortium RH2 de l'ordre de $3269,790\text{ cm}^{-1}$. $3266,175\text{ cm}^{-1}$. $3258,01\text{ cm}^{-1}$. $3267,384\text{ cm}^{-1}$. $3262,869\text{ cm}^{-1}$ avec une intensité peu différente (**Annexe 4**).

La modeste variation des pics et leur intensité entre les échantillons de cultures bactériennes et de contrôle pourrait indiquer une altération structurale, suggérant ainsi une possible biodégradation du pesticide métribuzine.

7. Biodégradation de glyphosate

7.1. Cinétique et optimisation des conditions de biodégradation

L'estimation de la concentration du glyphosate dans le milieu réactionnel a été déterminée par une méthode spectrophotométrique proposée par **Bhashara et Nagaraja. (2006)**. Cette méthode colorimétrique permet de suivre facilement la dégradation de l'herbicide. Elle est facile, pratique et moins coûteuse (**Nnamonu et Nkpa, 2012**).

Cette réaction est basée sur la formation d'une liaison C-N entre l'atome N du glyphosate avec le carbone de la ninhydrine en présence de molybdate. Qui se traduit en générant par un complexe bleu-violet, dont l'intensité de la couleur est directement liée à la concentration du glyphosate présent dans l'échantillon (Xu et al., 2018).

La quantification du glyphosate a été optimisée pour le pH, la température et le volume d'inoculum.

Les résultats de la quantification et la biodégradation du glyphosate, à différents paramètres (pH, température et volume d'inoculum), testé pour les isolats souches IT, Herb, SPA2, SC et SRH22 en présence d'une concentration de 50 mg/L, de l'herbicide sont présentés dans les **figures 50-55**.

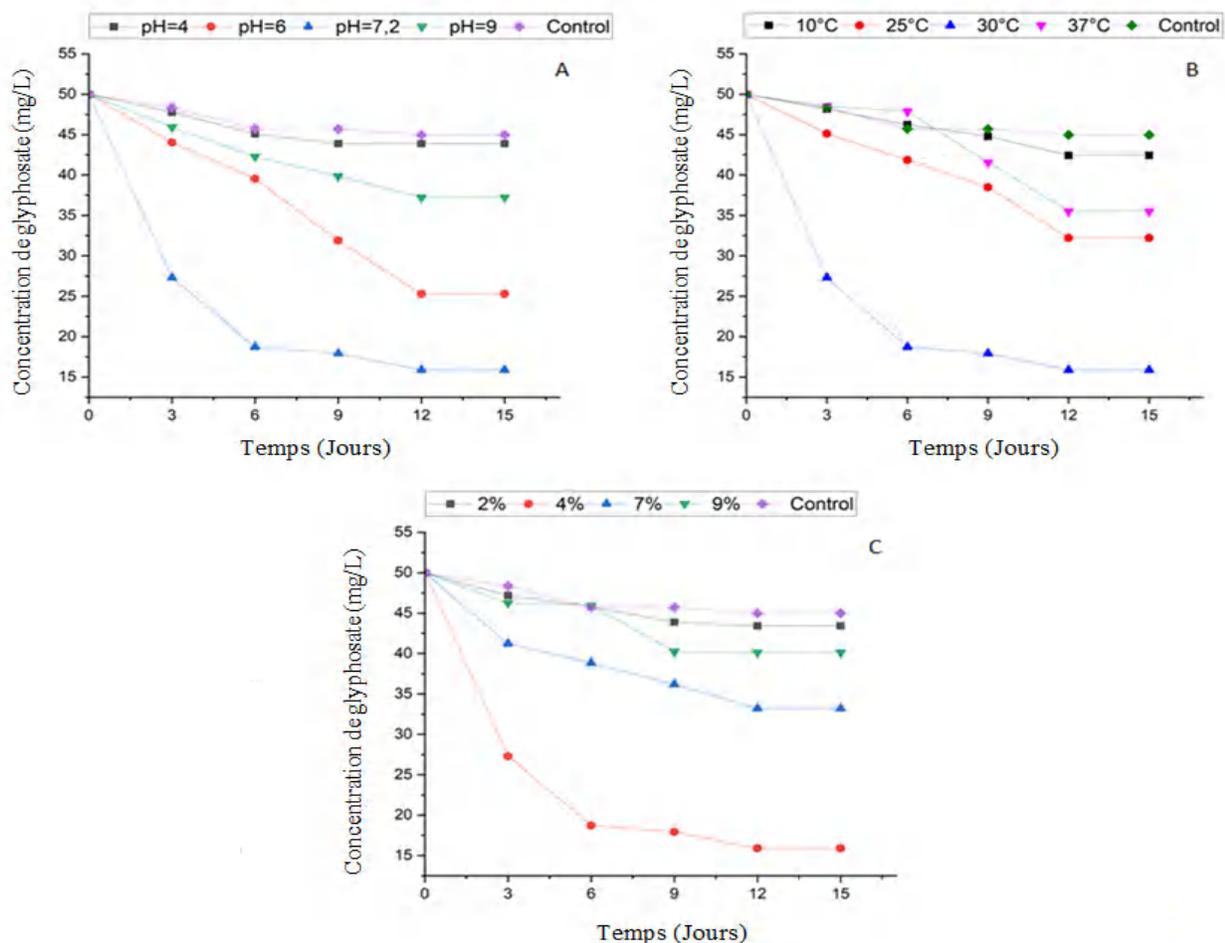


Figure 50. Détermination de la quantité du glyphosate dégradé par la souche SPA2 après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.

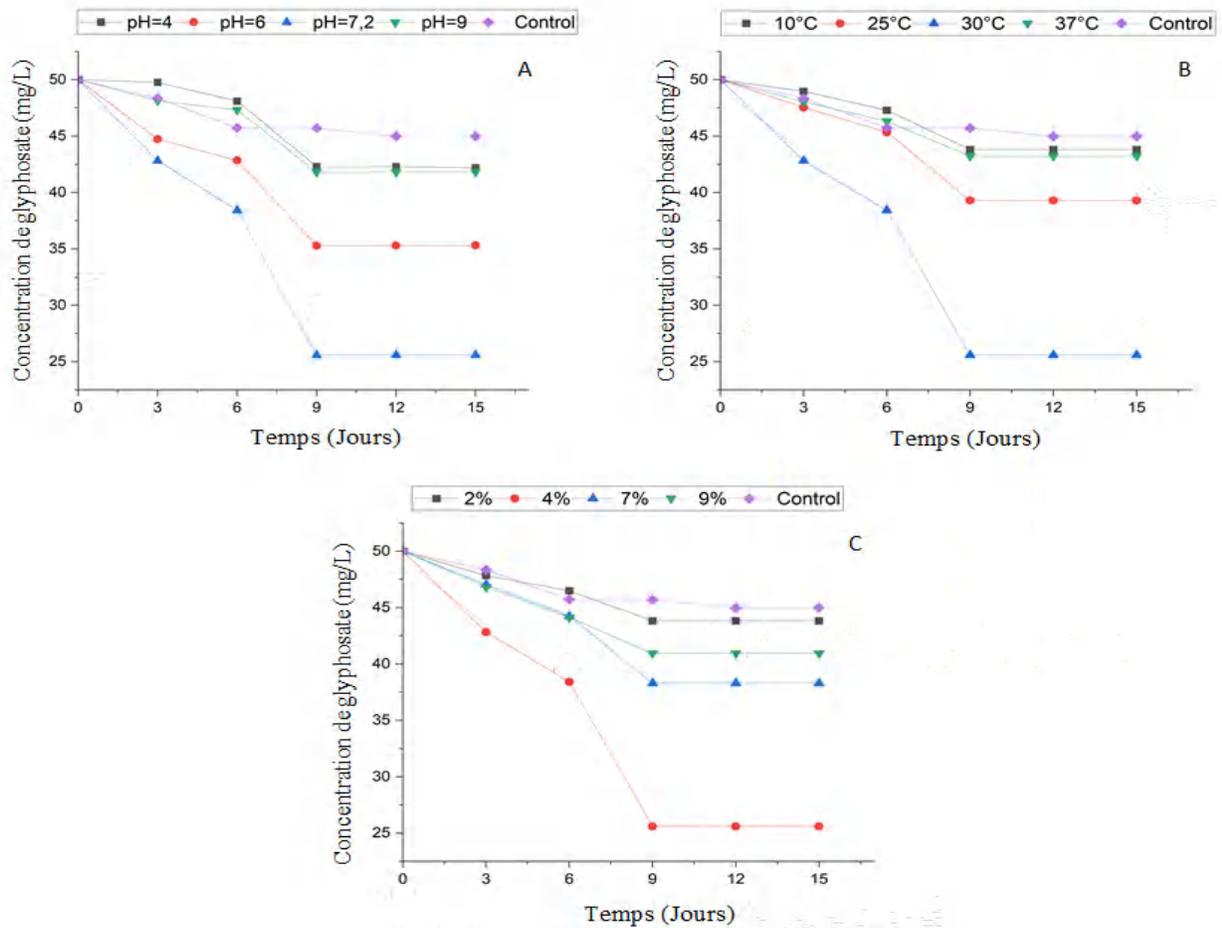


Figure 51. Détermination de la quantité du glyphosate dégradé par la souche IT après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.

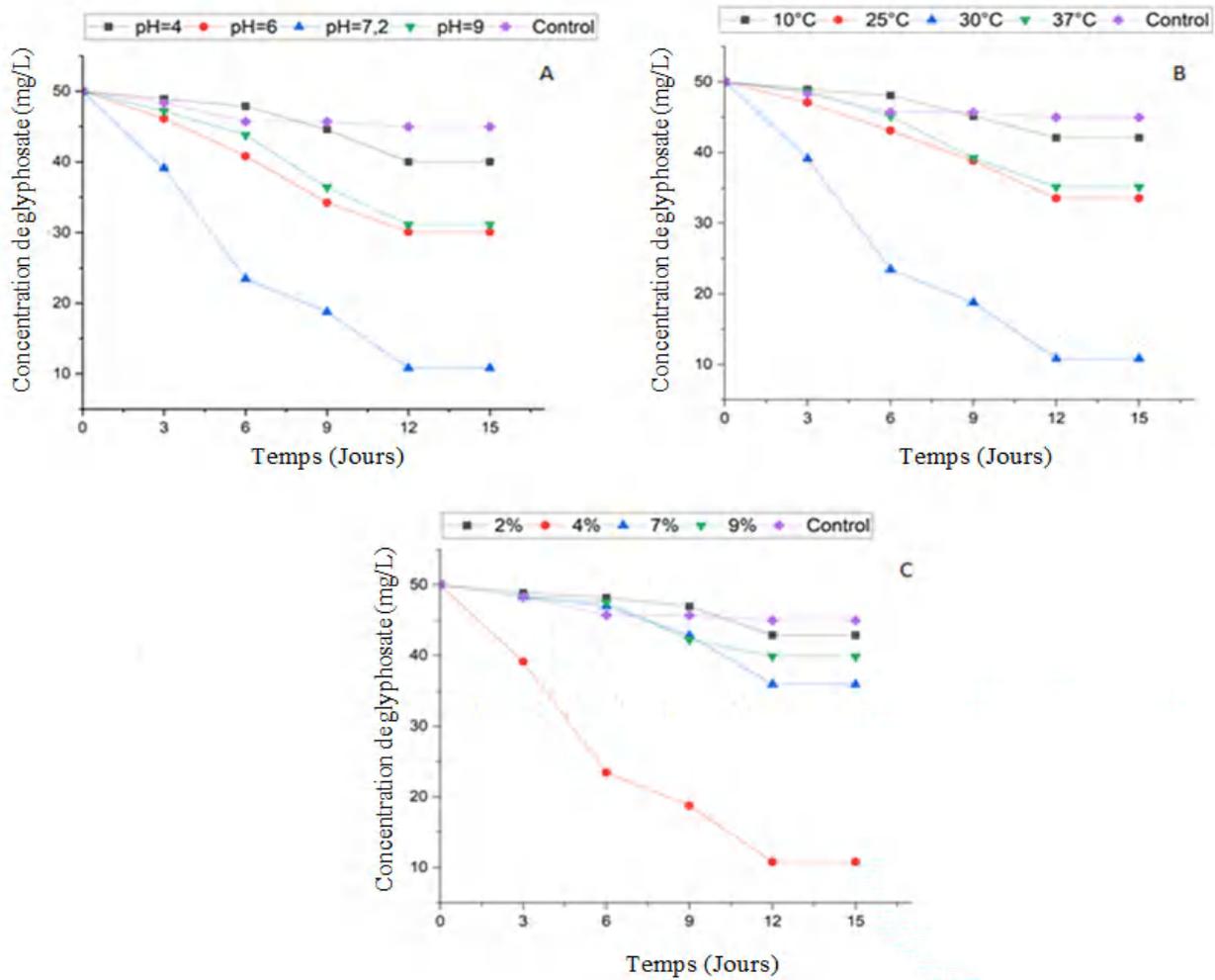


Figure 52. Détermination de la quantité du glyphosate dégradé par la souche Herb après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.

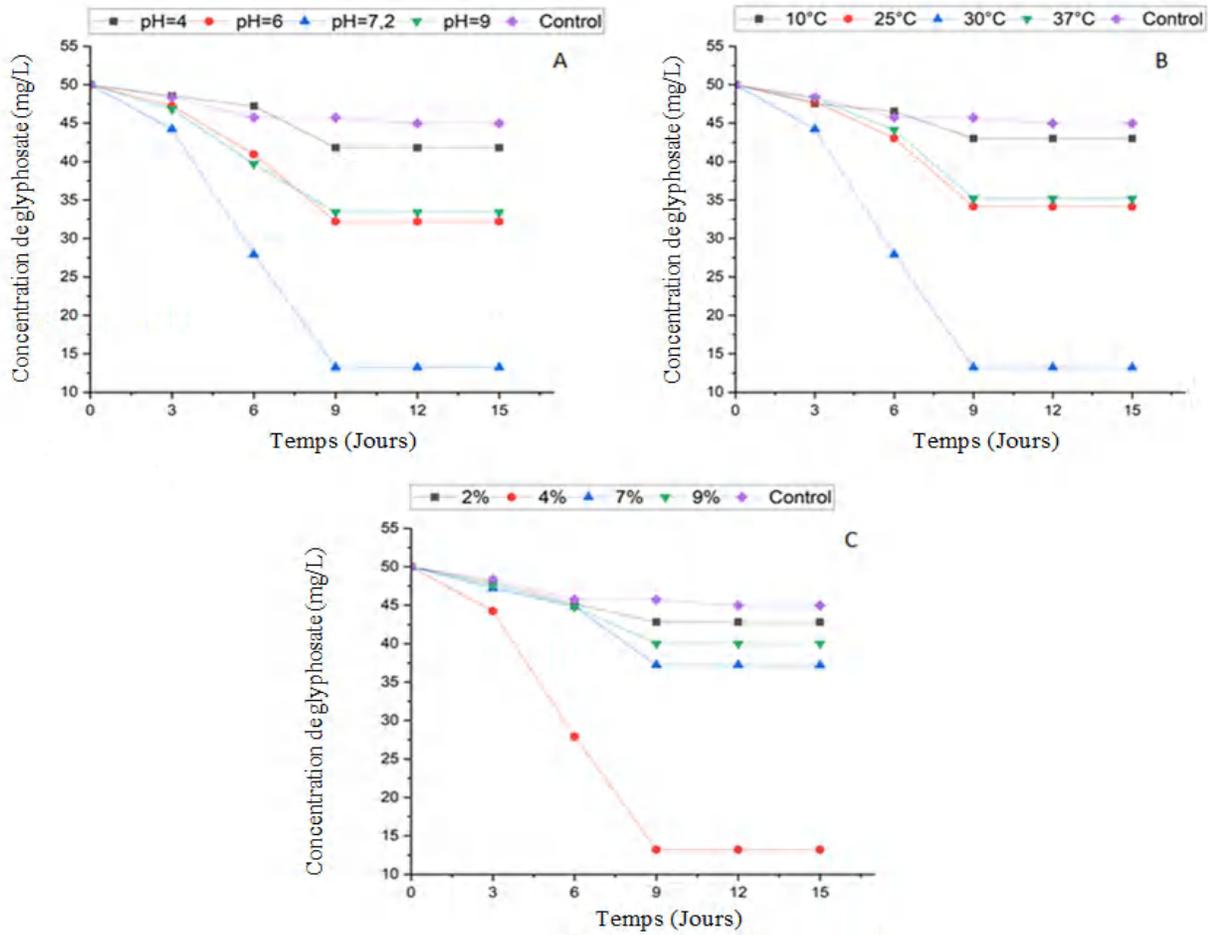


Figure 53. Détermination de la quantité du glyphosate dégradé par la souche SC après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.

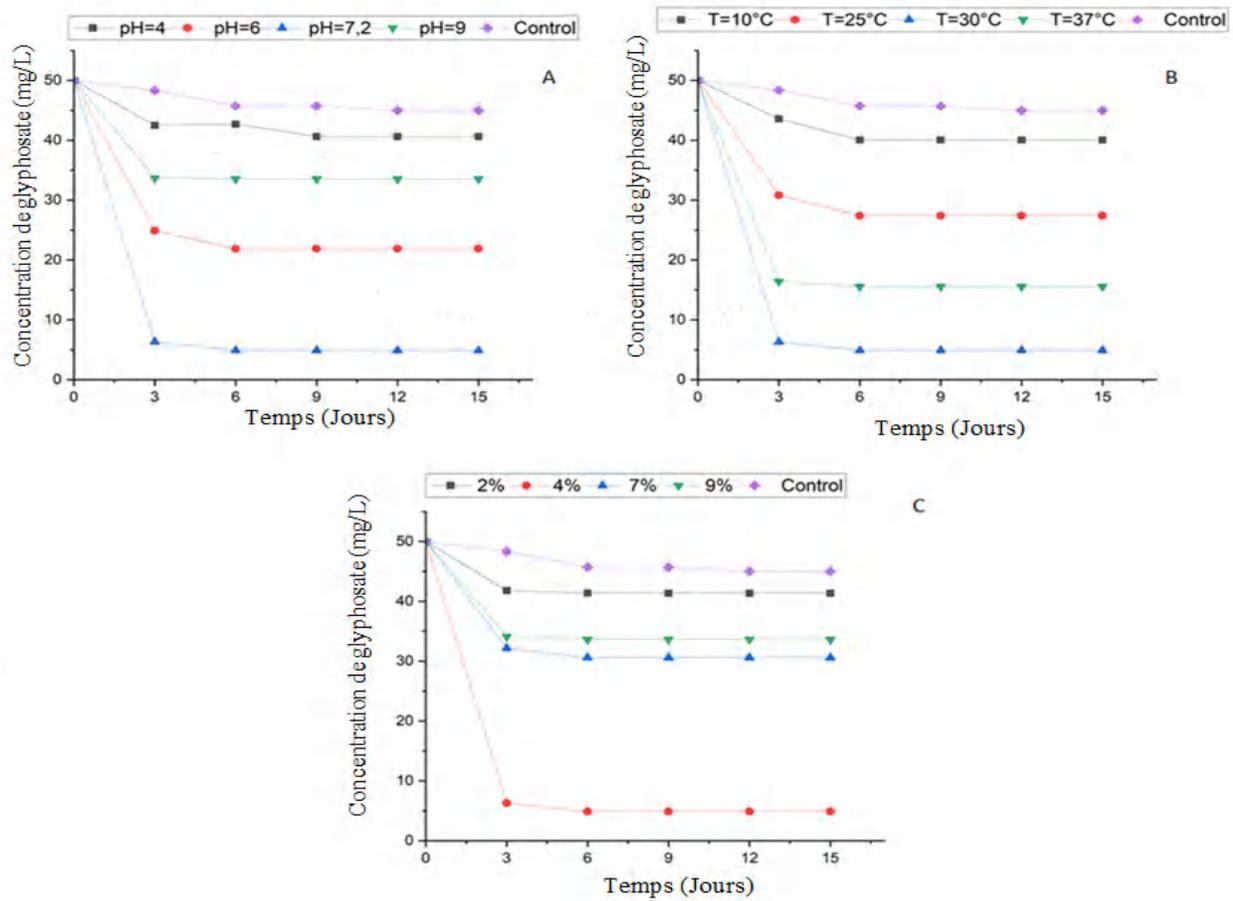


Figure 54. Détermination de la quantité du glyphosate dégradé par la souche SRH22 après 15 jours d'incubation, à différents pH (A), différentes températures (B) et différents volume d'inoculum (C) avec le témoin abiotique.

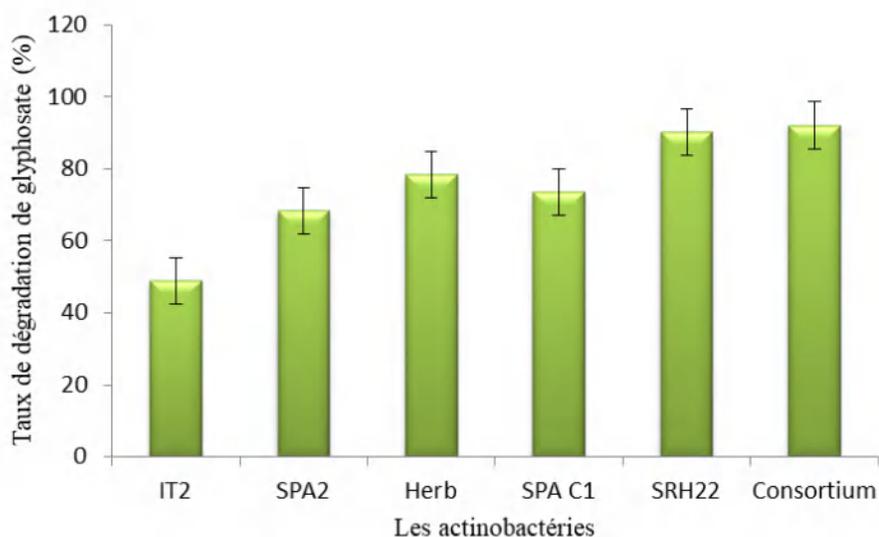


Figure 55. Quantité du glyphosate dégradé par les souches IT, SPA2, Herb, SPA2, SC , SRH22 et le consortium RH1 après 15 jours d’incubation, dans les conditions optimales (pH=7,2. T=30°C, Volume d’inoculum= 4%).

Les différents facteurs de croissances tels que le pH et la température et le volume d’inoculum sont très importants pour améliorer et optimiser la capacité des isolats à biodégrader l’herbicide. Ces facteurs sont capables d’affecter le métabolisme, la structure et la composition des bactéries du sol et par conséquent ils affectent la capacité de biodégradation des micro-organismes (Hussain et al., 2017; Chen et al., 2012).

Les résultats de dégradation du glyphosate à différentes valeurs de pH montrent que tous les isolats (IT, Herb, SPA2, SC et SRH22), présentent un taux de dégradation maximale à un pH neutre de 7,2 dont le pourcentage de dégradation est 48,82%, 78,36%, 68,22%, 73,56% et 90,2% respectivement.

Le taux de la biodégradation le plus élevé a été obtenu avec la bactérie SRH22 durant les premières 6 jours de l’incubation. Le plus faible taux est celui de la bactérie IT qui était de 48,82%. Les bons taux de biodégradations ont été obtenus à des pH basiques contrairement au pH acide. Des résultats similaires ont été trouvés dans l’étude de Manogaran et al. (2017) qui ont trouvé que l’isolat *Burkholderia vietnamiensis* souche AQ5-12 a pu dégrader le glyphosate dans un pH optimal neutre. Par contre le taux de dégradation dans un pH acide 4 et 4,5 était faible. Les études de Zhan et al. (2022) ont rapporté que dégradation de l’herbicide glyphosate était maximale (100 %) par la

souche *Chryseobacterium* sp. Y16C à un pH neutre et basique compris entre 7 et 9. A des pH acides (5 et 6), la dégradation était faible de l'ordre de 73,63 % et 81,08 % respectivement. Dans une étude très récente, qui s'orientait à des bactéries autres que les actinomycètes, **Mohyuddin et al. (2024)** ont trouvé que les souches WAG2 *Serratia liquefaciens*, WAG4 *Klebsiella variicola*, WAG45 *Enterobacter cloacae*, WAG9 *Pseudomonas aeruginosa* et WAG11 *Enterobacter ludwigii* sont capables de dégrader le glyphosate dans un milieu liquide à pH neutre égale à 7. Une autre étude menée par **Firdous et al. (2017)** montre clairement que la biodégradation du glyphosate atteint 90% dans un pH= 7,4 par une nouvelle bactérie *Comamonas odontotermitis* P2.

Cependant, **Manogaran et al. (2018)** ont trouvé que le pH de 6,5 est optimal pour la biodégradation du glyphosate par la souche *Burkholderia vietnamiensis* AQ5-12.

La plupart des chercheurs s'accordent à dire que les pH neutre ou alcalin, sont les plus favorables pour la biodégradation du glyphosate et ce, pour la majorité des bactéries (**Singh et Walker, 2006**). Selon cette investigation, c'est aussi le cas pour les actinobactéries. Le pH a montré un impact significatif sur le taux de dégradation du glyphosate des bactéries SPA2, IT, Herb, SRH22 et SC, avec une augmentation du pH de 6 à 9 du 9^{ème} au 15^{ème} jour.

Les résultats montrent que la température optimale pour la biodégradation du glyphosate par les bactéries sélectionnées était de 30°C, avec un pourcentage de biodégradation de 68,22%, 48,82%, 78,36%, 90,2% et 73,56% pour les souches SPA2, IT, Herb, SRH22 et SC respectivement.

Un taux de biodégradation plus faible a été observé dans la température 10°C. À cette température, les actinobactéries SPA2, IT, Herb, SRH22 et SC ont dégradé seulement, 15,14%, 12,38%, 15,8%, 19,86% et 13,98%, de glyphosate respectivement. Par contre, dans la température 37 °C, les résultats sont un peu plus importants que la température 10°C.

De bons résultats proches de ceux obtenus dans la température de 30°C, ont été obtenus à température de 25°C : SPA2 (35,58%), IT (21,4%), Herb (32,96%), et SC (31,74%). La souche SRH22 a été la seule qui a présenté un taux de biodégradation significativement plus élevé à cette température (68,87%).

Plusieurs études ont rapporté que la température optimale pour la dégradation du glyphosate est de 30°C. Ce sont les travaux de **Zhan et al. (2022)** avec la souche *Chryseobacterium* sp. Y16C,

de **Hadi et al. (2013)** sur la bactérie *Ochrobactrum sp.* GDOS et **Firdous et al. (2017)** qui a trouvé la température 29,9 était maximale, pour l'isolat *Comamonas odontotermitis* P2. La température présente un effet significatif sur la biodégradation du glyphosate à des températures de 25 °C à 37 °C, sur un intervalle de 9 à 15 jours d'incubation ($p\text{-value}<0,05$) pour les bactéries SPA2, Herb, et SC. Exceptionnellement, l'effet de la température sur la souche IT n'était significatif qu'à une température de 30 °C.

Le pH et la température combinés, sont deux conditions importantes pour l'activité microbienne, parce qu'ils affectent les enzymes produit par les microorganismes.

Le volume d'inoculum optimal pour la biodégradation du glyphosate a été observé à un pourcentage de 4%, où les taux de dégradation étaient respectivement de 68,22%, 48,82%, 78,36%, 90,2%, et 73,56% pour les bactéries SPA2, IT, Herb, SRH22, et SC. En revanche, des taux de dégradation moyens ont été enregistrés avec un volume d'inoculum de 7%, avec des valeurs de 33,58%. 23,44%. 28,18%. 38,82% et 25,64% pour les mêmes bactéries, respectivement.

Pour les volumes d'inoculum de 2% et 9%, les résultats indiquent des valeurs plus faibles. Les pourcentages de biodégradation étaient respectivement de 13,14%, 12,36%, 14,22%, 17,31%, et 14,38% pour un volume d'inoculum de 2%, et de 19,76%, 18,12%, 20,16%, 33,63 %, et 19,96% pour un volume d'inoculum de 9% pour les bactéries SPA2, IT, Herb, SRH22, et SC respectivement.

Nos résultats sont en accord avec les résultats obtenus par **Zhang et al. (2014)** qui ont constaté que le taux maximal de dégradation de l'herbicide métribuzine, atteignant 58% et 76,4%, a été observé respectivement avec un volume d'inoculum de 3% et 5% (v/v) pour la souche *Bacillus sp.* N1. Les résultats indiquent aussi, que la dégradation diminue avec l'augmentation et la diminution de l'inoculum grâce à l'insuffisance des nutriments dans le milieu dans le premier cas et par la faible quantité de bactéries dans le deuxième cas (**Zhang et al., 2014**). La taille de l'inoculum était significative aux pourcentages de 4% et 7%, sur un intervalle de 9 à 15 jours d'incubation (valeur $p<0,05$)

Les conditions optimales fixées pour les bactéries SPA2, IT, Herb, SRH22, et SC étaient un pH=7, une température de 30°C et un volume d'inoculum de 4%. Les maximums de ces taux ont été atteints à des moments différents, pour chaque bactérie. Par exemple, la souche SRH22 a montré une phase logarithmique courte de 6 jours pour dégrader 90,2% du glyphosate, tandis que la bactérie IT

nécessite 9 jours pour dégrader 48,82%. Les isolats Herb, SPA2 et SC, ont éliminé respectivement 78,36%, 68,22% et 73,56% du glyphosate dans un temps en 12 jours.

Plusieurs recherches ont étudié la biodégradation du glyphosate. Les actinobactéries sont relativement négligées, ce sont les autres bactéries qui ont été largement testées. L'étude de **Singh et al. (2019)**, montre que la biodégradation de 89,77 % du glyphosate a été atteinte après 7 jours de culture par une actinobactérie de genre *Streptomyces* sp. Ils ont trouvé aussi que d'autres bactéries, telles que *Rhizobium leguminosarum* et *Bacillus subtilis*, ont utilisé 86,17% et 87,64% du glyphosate, respectivement, après 336 h (**Singh et al., 2019**).

Gongora-Echeverría et al. (2020), ont rapporté que les souches *Ochrobactrum* sp. B18, *Pseudomonas citronellolis* ADA-23B, *Ochrobactrum* sp. Ge-14 et *Ochrobactrum* sp. DGG1-3 sont capables de dégrader jusqu'à 60% du glyphosate à la concentration initiale de 50 mg/L, après 15 jours d'incubation.

Kryuchkova et al. (2013) ont constaté que 50% de la concentration initiale de glyphosate 5 mM a été dégradée par la bactérie *Enterobacter cloacae* K7 après 5 jours d'incubation. Cependant, **Zhang et al. (2022)** ont montré une dégradation de 100% du glyphosate durant 4 jours d'incubation par un nouvel isolat *Chryseobacterium* sp. Y16C.

Rossi et al. (2021) a confirmé la capacité de 5 isolats bactériens *Ensifer* sp. CNII15, *Acidovorax* sp. CNI26, *Agrobacterium tumefaciens* CNI28, *Novosphingobium* sp. CNI35 et *Ochrobactrum pituitosum* CNI52, à dégrader totalement le glyphosate après 125-400 h.

Dans les investigations présentées dans ces travaux, les résultats sont très satisfaisants et montrent que le consortium RH1 a pu dégrader 92,06% du glyphosate dans une durée de 15 jours, aux conditions optimales (pH=7,2. Température= 30°C et volume d'inoculum 4%). Ce consortium présente un taux maximum comparativement à ceux obtenus par les cultures pures.

Selon nos connaissances, les études sur la biodégradation du glyphosate par un consortium d'actinobactéries sont inexistantes dans la littérature. Les seuls travaux qui emploient les consortiums bactériens sont ceux de **Malla et al. (2023)**, qui ont étudié la biodégradation de trois pesticides chlorpyrifos, cyperméthrin, et le glyphosate par le consortium C3 constitué de trois bactéries *Lactobacillus plantarum*, *Lactobacillus rhamnosus*, et *Bacillus shackletonii*. Leur étude a

révélé que le consortium C3 avait dégradé 87,01% du glyphosate au cours d'une période d'incubation de 15 jours. Les travaux de **Góngora-Echeverría et al. (2020)**, sur la dégradation du glyphosate et d'autres pesticides (L'atrazine, le carbofuran) par un consortium microbien, montrent que plus de 90% du glyphosate a été dégradé par le consortium microbien.

Les constantes de vitesse pour la dégradation du glyphosate par les souches IT et SC correspondaient bien à la cinétique d'ordre zéro (IT, R2= 0,95 et SC, R2= 0,96). Mais pour les souches SPA2 et Herb, elles correspondaient bien à la cinétique du second ordre (SPA2, R2= 0,91) et à la cinétique du premier ordre (Herb, R2= 0,98) respectivement (tableau 17).

Tableau 17. Paramètres cinétiques de biodégradation (constante de vitesse du premier ordre (k) et demi-vie (t1/2) pour la dégradation du glyphosate (50 mg/L) par les souches SPA2, IT, Herb et SC.

Modèle d'ordre	Actinobactéries	K(D ⁻¹)	T1/2 (D)	R ²
Zéro	SPA2	2.5867	9.66	0.75
	IT	2.5877	9.66	0.95
	Herb	3.2910	7.6	0.96
	SC	4.2217	5.92	0.96
Premier	SPA2	0.0905	7.65	0.84
	IT	0.0706	9.81	0.91
	Herb	0.1265	5.48	0.98
	SC	0.1484	4.67	0.91
Deuxième	SPA2	0.0035	5.71	0.91
	IT	0.0020	10	0.85
	Herb	0.0058	3.44	0.89
	SC	0.0060	3.33	0.81

7.2. Évaluation du carbone organique totale (TOC)

Les résultats de la réduction du carbone organique total du glyphosate pris comme seule source de carbone, par les bactéries SRH22, Herb, IT, SPA2, SC et le consortium RH1, sont présentés dans la figure 56.

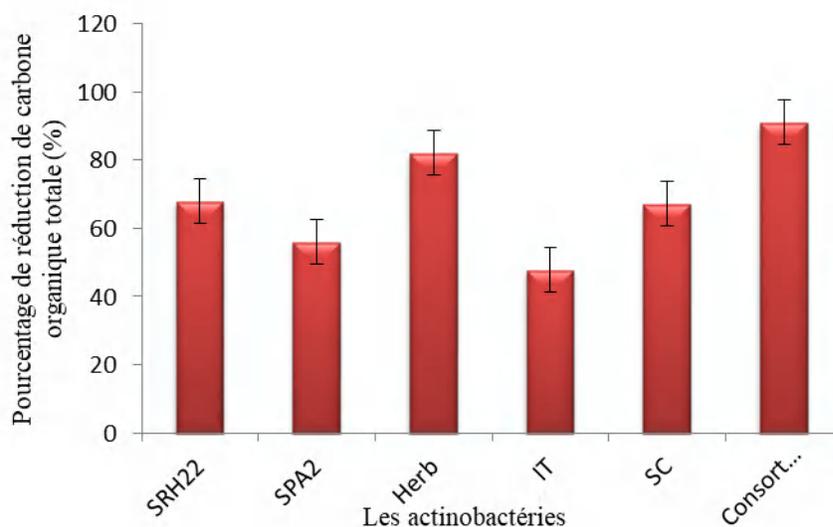


Figure 56. Réduction de carbone organique total COT par les actinobactéries SRH22, Herb, SPA2, IT, SC et le consortium de ces bactéries durant la dégradation du 50 mg/L de glyphosate pendant 15 jours d'incubation.

Une réduction de COT a été observée après 15 jours d'incubation, dans les cultures des isolats SRH22, SPA2, Herb, IT, SC. Cette réduction a été estimée par cette technique à 68,07%. 56,11%. 82,06%. 47,96%. 67,12% respectivement. Une réduction maximale de 91,03% a été observée dans le consortium bactérien RH1 après 15 jours d'incubation. Ce résultat confirme que la molécule du glyphosate a été attaquée par les isolats testés.

7.3. Analyse de la biodégradation du glyphosate par le test ATR-FTIR

L'analyse ATR-FTIR de glyphosate et de ses métabolites biodégradés sont présentées dans la figure 57.

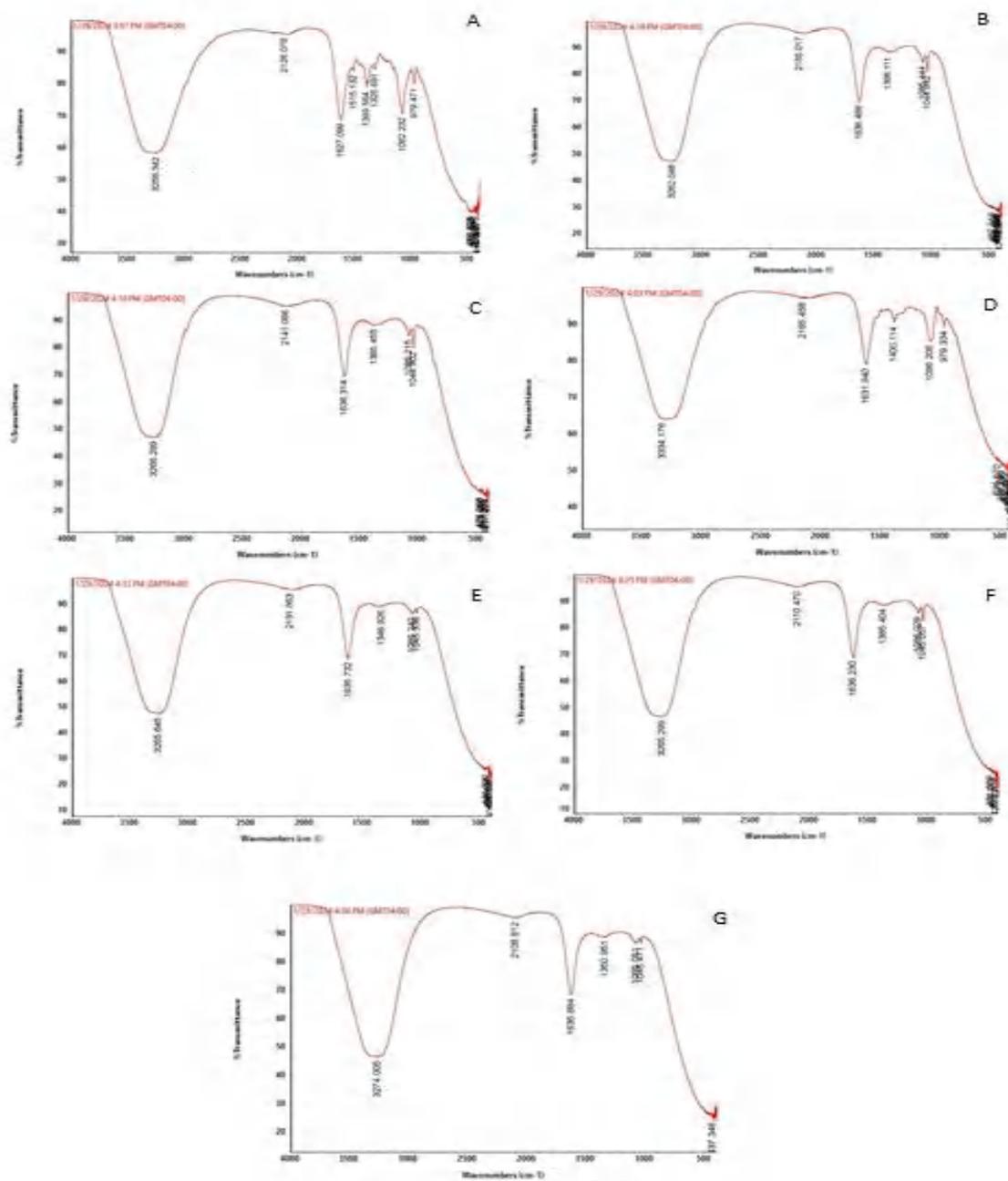


Figure 57. Analyse ATR-FTIR de glyphosate control (A), et les métabolites de dégradation par les bactéries : IT (B), Herb (C), SRH22 (D), SC (E), SPA2 (F) et le consortium RH1 (G).

Le pic d'absorption de groupe CH₂ est localisé à 979,471 cm⁻¹ et 979,334 cm⁻¹ chez le glyphosate contrôle et la bactérie SRH22 respectivement, et elle est disparue pour tous les autres bactéries Herb, IT, SPA2, SC et le consortium RH1 (**Miano et al., 1992**).

Une apparition d'une liaison C-O chez les bactéries, absente dans le contrôle glyphosate : Herb (1044,902 cm⁻¹), IT (1044,942 cm⁻¹), SPA2 (1045,057 cm⁻¹), SC (1045,338 cm⁻¹), Consortium RH1 (1045,471 cm⁻¹) (**Annexe 5**).

La bande correspond à la liaison C-N obtenue à 1082,232 cm⁻¹ pour le glyphosate contrôle, est trouvé chez tous les bactéries SRH22, Herb, IT, SPA2, SC et le consortium RH1, mais avec une intensité faible par rapport au contrôle, de l'ordre de 1096,208 cm⁻¹, 1085,215 cm⁻¹, 1085,444 cm⁻¹, 1085,029 cm⁻¹, 1085,240 cm⁻¹ et 1085,051 cm⁻¹ (**Annexe 4**).

Des bandes à 1385,455 cm⁻¹, 1386,111 cm⁻¹, 1385,404 cm⁻¹, 1346,926 cm⁻¹ et 1350,951 cm⁻¹ pour les bactéries Herb, IT, SPA2, SC et le consortium RH 1, pourrait être attribué à des vibrations de liaisons C-H ou O-H. La même liaison est trouvée chez le contrôle mais avec une intensité faible 1325, 691 cm⁻¹. La bande de la souche SRH22 à 1400,114 cm⁻¹ pourrait être due à l'étirement aromatique C-C (**Annexe 4**).

Un pic localisé à 1515,132 cm⁻¹ est trouvé seulement dans le contrôle glyphosate, et disparaît chez les autres bactéries testées, correspond au groupe amide II (**Zhong et al., 2021**).

À la longueur d'onde 1627,099 cm⁻¹, un pic correspond à la liaison N-H est trouvé chez le contrôle glyphosate, le même est trouvé chez les autres bactéries SRH22 (1631,940 cm⁻¹), IT (1636,468 cm⁻¹), SPA2 (1636,230 cm⁻¹), SC (1635,732 cm⁻¹) et le consortium RH1 (1635,884 cm⁻¹) avec une intensité variable. La bactérie Herb n'a pas ce pic (**Annexe 4**).

À la longueur d'onde 2141,086 cm⁻¹, 2165,458 cm⁻¹, 2155,017 cm⁻¹, 2110,470 cm⁻¹, 2135,732 cm⁻¹ ont trouvé chez les bactéries Herb, SRH22, IT, SPA2, SC respectivement, ainsi à 2108,812 cm⁻¹ pour le consortium RH1, le pic de contrôle a été obtenu à 2126,078 cm⁻¹ qui correspondent probablement à la liaison C-O (**Garrone et al., 2006**).

Un groupe O-H est localisé dans la longueur 3258,342 cm⁻¹ pour le contrôle, et présent dans tous les bactéries testées SRH22, Herb, IT, SPA2, SC, RH1 mais avec une intensité élevée 3334,176

cm^{-1} . 3266,289 cm^{-1} . 3262, 084 cm^{-1} . 3265,299 cm^{-1} . 3265,645 cm^{-1} . 3274,005 cm^{-1} respectivement. (Annexe 4).

Les résultats obtenus montrent un changement dans la structure de glyphosate dans les échantillons des bactéries par apport au glyphosate contrôle, grâce à l'absence de quelques liaisons, l'apparition des nouvelles liaisons, et la différence dans l'intensité des pics, ce qui indique une dégradation du glyphosate par ces bactéries.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

L'utilisation généralisée des pesticides dans l'agriculture moderne a permis d'augmenter considérablement les rendements des cultures et de protéger les récoltes contre les ravageurs et les maladies. Cependant, cette pratique intensive a également engendré un problème croissant de pollution environnementale. Les pesticides, conçus pour être toxiques aux organismes ciblés, ont des effets néfastes sur les écosystèmes terrestres et aquatiques, ainsi que sur la santé humaine.

Face à cette problématique, l'utilisation de microorganismes pour dépolluer les sols, constitue une solution prometteuse pour protéger l'environnement. Les actinobactéries sont des microorganismes largement reconnus pour leur capacité remarquable à dégrader les pesticides dans l'environnement.

L'objectif principal de cette thèse était d'évaluer la capacité des actinobactéries isolées à partir des sols agricoles dans le sud d'Algérie (El-Oued et Ouargla), à dégrader une variété de pesticides parmi les plus utilisés dans l'agriculture Algérienne.

Dans cette étude, les caractéristiques physicochimiques des sols choisis ont été évaluées. Les résultats obtenus montrent que les deux sols présentent les caractéristiques des sols des régions arides tels que l'alcalinité, l'humidité faible et la faible teneur en matière organique.

L'isolement sur des milieux de culture sélectifs nous a permis d'isoler 12 bactéries à partir du sol d'El-Oued et 15 bactéries à partir du sol de Ouargla. Ces résultats montrent la capacité des actinobactéries à peupler ces sols arides qui représentent des environnements hostiles où l'accès à l'eau et à la matière organique sont limités. Ces conditions de vie sévères, ouvrent des perspectives de recherches importantes visant à la compréhension des stratégies de survie de cette biodiversité microbienne à ces conditions environnementales difficiles.

La caractérisation phénotypique et moléculaire des 27 isolats d'actinobactéries ont permis de les affilier au genre *Streptomyces*. Qui constitue le genre d'actinobactérie le plus dominant dans le sol.

Le criblage qualitatif des actinobactéries isolés à partir du sol d'El-Oued sur milieu minimum gélosé MSM, a montré que 41,66%, 8,33% et 41,66% des isolats d'actinobactéries, sont capables d'utiliser 50 mg/L des pesticides aliette flash, décis 25EC et metricam respectivement. Pour les

actinobactéries isolées à partir du sol de Ouargla, 33,33% et 33,33% de ces bactéries, sont capables d'utiliser 50 mg/L des pesticides fortin et decis 25EC respectivement. Par contre, aucune souche n'a pu utiliser le fongicide horizon à cette concentration 50 mg/L.

Les cultures des souches actives sur milieu minimum liquide contenant 50 mg/L de chaque pesticide, ont confirmé la capacité de biodégradation. En effet, 4 souches parmi les 5 qui proviennent du sol d'El-Oued et 5 souches isolées à partir du sol de Ouargla, ont présenté une bonne croissance sur les deux herbicides: le glyphosate et le métribuzine. Les autres souches ont donné des résultats très faibles.

Les méthodes spectro-photométriques ont permis le suivi de dégradation des deux herbicides par les souches sélectionnées. Les résultats indiquent que les conditions optimales pour la dégradation du glyphosate et de la métribuzine sont un pH=7,2, une température de 30°C et un volume d'inoculum de 4%.

Le pourcentage de dégradation du glyphosate par les isolats originaires de Ouargla (IT, Herb, SPA2, SC, SRH22 et le consortium RH1), dans les conditions optimales, était de l'ordre de 48,82%, 78,36%, 68,22%, 73,56%, 90,2% et 92,06%, respectivement.

Concernant la métribuzine, la biodégradation par les isolats du sol d'El-Oued (CH, B2, C1, C3) dans les conditions optimales, était de l'ordre de 69,14%, 51,74%, 73,06%, et 43,74%, respectivement. Une analyse chromatographique par GC-MS a permis de suivre la dégradation de 50 mg/L de métribuzine, par ces mêmes bactéries et le consortium RH2. Les résultats montrent que les quatre souches ont une capacité d'éliminer la métribuzine, en 15 jours d'incubation. Ces isolats (CH, B2, C1 et C3) et le consortium RH2, dégradent 80,38%, 76,88%, 83,12%, 79,52% et 84,7% de métribuzine respectivement.

Ces résultats confirment l'aptitude de nos isolats à dégrader les deux herbicides. Les consortiums RH1 et RH2 ont présenté une dégradation plus forte par rapport aux cultures pures en raison des interactions synergiques entre les différents isolats du consortium bactérien.

Ces aptitudes de dégradation du glyphosate et de la métribuzine ont été confirmées par la réduction importante du carbone organique totale (COT) qui est de l'ordre de 68,07%, 56,11%, 82,06%, 47,96% et 67,12% respectivement par les souches de Ouargla (SRH22, SPA2, Herb, IT,

SC), et une réduction de l'ordre de 71,55%, 57,22%, 60,79%, 75,99% par les isolats (CH, B2, C3 et C1) isolées d'El-Oued respectivement. Quant aux consortiums bactériens RH1 et RH2 ont pu éliminer 91,03% et 85,43% du carbone organique total. Ce qui confirme que les consortiums sont plus actifs que les bactéries pures.

Les tests de l'altération des structures chimiques lors de la biodégradation du glyphosate et de la métribuzine réalisé par l'analyse ATR-FTIR, montrent que les deux herbicides ont été modifiées chimiquement, comparativement au pesticides contrôle. Cette altération structurale, confirme sans l'ombre d'un doute, la biodégradation de ces deux pesticides.

Ces résultats suscitent un intérêt prometteur pour l'utilisation des actinobactéries autochtones en tant qu'agent potentiel dans la bioremédiation des sols arides contaminés par les pesticides. Pour ce faire, il est judicieux d'approfondir nos recherches en:

- Identifiant les gènes de ménages impliqués dans la biodégradation de ces herbicides.
- Il est souhaitable de procéder à l'identification et à la purification des enzymes responsables de la dégradation de ces pesticides.
- Les travaux *in-situ* pour évaluer l'efficacité de ces souches dans la biorémédiation des sols Sahariens pollués par ces pesticides, sont plus que nécessaire.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A

Abdelhak IM. A Geochemical Approach to Predicting the Salinity of Bare Soils Under Arid Conditions. Thèse de Doctorat. Ouargla, Université de Kasdi Merbah; 2020.

Abdul Hamid A, Ariffin S, Syed Mohamad SA. Identification and optimal growth conditions of actinomycetes isolated from mangrove environment. *Malaysian Journal of Analytical Science* 2015; 19(4): 904-914.

Abraham J, Gajendiran A. Biodegradation of fipronil and its metabolite fipronilsulfone by *Streptomyces rochei* strain AJAG7 and its use in bioremediation of contaminated soil. *Pesticide Biochemistry and Physiology* 2019;155(1): 90-100.

Adegboye M, Babalola OO. Taxonomy and ecology of antibiotic producing Actinomycetes. *African Journal of Agricultural Research* 2012; 7(15): 2255-2261.

Aislabie J, Lloyd-Jones G. A Review of Bacterial Degradation of Pesticides. *Australian Journal of Soil Research* 1995; 33: 925-42.

Aissaoui A. Evaluation du niveau de contamination des eaux de barrage hammam Grouz de la région de Oued Athmania (wilaya de Mila) par les activités agricoles. Mémoire de Magister. Tizi-Ouzou, Université de Mouloud Mammeri; 2013.

Ajiboye TO, Alex T. Kuvarega AT, Onwudiwe DC. Recent Strategies for Environmental Remediation of Organochlorine Pesticides. *Applied Science* 2020; 10(18), 6286.

Akashe MM, Pawade VP, Nikam AV. Classification of pesticides: a review. *International Journal of Research in Ayurveda and Pharmacy* 2018 9(4): 144-150.

Aksakal E, Ceyhun SB, Erdoğan O, Ekinçi D. Acute and longterm genotoxicity of deltamethrin to insulin-like growth factors and growth hormone in rainbow trout. *Comparative Biochemistry and Physiology C* 2010; 152: 451–455.

Aktar W, Sengupta D, Chowdhury A. Impact of pesticides use in agriculture: Their benefits and hazards. *Interdisciplinary Toxicology* 2009; 2: 1-12.

Al Rajab AJ. Impact sur l'environnement d'un herbicide non sélectif, le glyphosate. Approche modélisée en conditions contrôlées et naturelles. Thèse de Doctorat. Nancy, Université de Lorraine; 2007.

Alahmar AT. Role of Oxidative Stress in Male Infertility: An Updated Review. *Journal of Human Reproductive Sciences* 2019;12(1): 4-18.

Alavanja MC. Introduction: Pesticides use and exposure, extensive worldwide. *Reviews on Environmental Health* 2009; 24(4):303-9.

Albero B, Fernández MD, García-Gómez C, Pérez R A. Rapid Determination of Metribuzin and Three Major Transformation Products in Soil and Plant by Gas Chromatography–Tandem Mass Spectrometry. *Separations* 2022; 9: 386.

Alvarez A, José MSJ, Costa JSD, Colin VL, Fuentes MS, Cuozzo SA, et al. Actinobacteria: Current research and perspectives for bioremediation of pesticides and heavy metals. *Chemosphere* 2017; 166: 41-62.

Álvarez-Martín A, Rodríguez-Cruz MS, Andrades MS, Sánchez-Martín MJ. Application of a biosorbent to soil: a potential method for controlling water pollution by pesticides. *Environmental Science and Pollution Research* 2016a; 23: 9192–9203.

Amara A. Évaluation de la toxicité de pesticides sur quatre niveaux trophiques marins: microalgues, échinoderme, bivalves et poisson. Thèse de Doctorat. Université de Tunis El-Manar et l'Université de Bretagne Occidentale; 2012.

Amin DH, Abdallah NA, Abolmaaty A, Tolba S, Wellington EMH. Microbiological and molecular insights on rare Actinobacteria harboring bioactive prospective. *Bulletin of the National Research Centre* 2020; 44 (5).

Amoroso MJ, Benimeli CS, Cuozzo SA. Actinobacteria: application in bioremediation and production of industrial enzymes. Boca Raton, Floride: Taylor & Francis Group; 2013.

Anandan R, Dharumadurai D, Manogaran GP, Anandan R, Dharumadurai D, Manogaran GP. An introduction to actinobacteria. In Actinobacteria-Basics and Biotechnological Applications. In: Jiang Y, Dhanasekaran D, éditeurs. Rijeka, Croatia: IntechOpen; 2016. p. 4-37.

Anderson JA, Chesney DJ. Liquid Chromatographic Determination of Selected Carbamate Pesticides in Water with Electrochemical Detection. *Analytical chemistry* 1980; 52: 2156-2161.

Angelini A, Couilloud R. Premiers résultats obtenus en Côte d'ivoire avec les pyréthrinoïdes dans la lutte contre les ravageurs du cotonnier. *Coton et Fibres Tropicales* 1976; 31(3): 323-326.

Anne-Antonella S. Réponses écophysiological et moléculaires des plantes aux stress xénobiotiques complexes de faible intensité : implications dans les capacités de protection environnementale des bandes enherbées. Thèse de Doctorat. Rennes, Université de Rennes; 2015.

Araújo MF, Castanheira ESC, Sousa SF. The Buzz on Insecticides: A Review of Uses, Molecular Structures, Targets, Adverse Effects, and Alternatives. *Molecules*. 2023 21; 28(8): 3641.

Arbeli Z, Fuentes CL. Microbial Degradation of Pesticides in Tropical Soils. *Soil Biology and Agriculture in the Tropics* 2010; 21: 251–274.

Arena M, Auteri D, Barmaz S, Bellisai G, Brancato A, Brocca D, et al. Peer review of the pesticide risk assessment of the active substance phenmedipham. *The European Food Safety Authority Journal* 2018; 16: e05150.

Arias-Estévez M, López-Periago E, Martínez-Carballo E, Simal-Gándara J, Mejuto JC, García-Río L. The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 2008; 123: 247-260.

Arnold, L, Aiqi Fang D. Emerging concept of secondary metabolism in actinomycetes. *Actinomycetologica* 1995; 9: 98-117.

Arora S, Kumar A. Mixture toxicity assessment of selected insecticides to silver perch fingerling, *Bidyanus bidyanus*. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 2021; 226:112790–112790.

Aubert, G. Méthode d'analyse des sols. Marseille, France; 1978.

Azhar S, Ahmad KS. Pedospheric adsorption–desorption of anti-moulting agent Chlorfluazuron and transfer in agriculturally significant Arcadian soils. *Sādhanā* 2019;44 (212).

Azman AS, Othman I, Fang CM, Chan KG, Goh BH, Lee LH. Antibacterial, Anticancer and Neuroprotective Activities of Rare Actinobacteria from Mangrove Forest Soils. *Indian Journal of Microbiology* 2016; 57: 177–187.

B

Basilio IA, Gonzalez MF, Vicente J, Gorrochategui A, Cabello A, Gonzalez O et al. Patterns of antimicrobial activities from soil actinomycetes isolated under different conditions of pH and salinity. *Journal of Applied Microbiology* 2003; 95: 814–823.

Bassil KL, Vakil C, Sanborn M, Cole DC, Kaur JS, Kerr KJ. Cancer health effects of pesticides: systematic review. *Canadian family physician* 2007; 53(10):1704-11.

Batsch D. L'impact des pesticides sur la santé humaine. Thèse de Doctorat. Nancy, Université de Henri Poincaré; 2011.

Baweja P, Kumar S, Kumar G. Fertilizers and Pesticides: Their Impact on Soil Health and Environment. Soil health. Giri B, Varma A, éditeurs. Springer Nature; 2020.

Becker B, Lechevalier MP, Lechevalier HA. Chemical composition of cell-wall preparations from strains of various form-genera of aerobic actinomycetes. *Applied Microbiology* 1965 ;13: 236–43.

Bedos C, Cellier P, Calvet R, Barriuso E, Gabrielle B. Mass transfer of pesticides into the atmosphere by volatilization from soils and plants: overview. *Agronomie* 2002; 22: 21–33.

Belyagoubi L. Antibiotiques produits par des bactéries (actinomycètes et bactéries lactiques) issus de différents écosystèmes naturels Algériens. Thèse de Doctorat. Tlemcen, Université de Tlemcen; 2014.

Benbakhta B, Fekhaoui M, El Abidi A, Idrissi L, Lecorre P. Résidus de pesticides organochlorés chez les bivalves et les poissons de la lagune de Moulay Bouselham (Maroc). *Afrique Science* 2007; 03(1): 146 –168.

Benimeli CS, Amoroso MJ, Chaile AP, Castro GR. Isolation of four aquatic *streptomyces* strains capable of growth on organochlorine pesticides. *Bioresource Technology* 2003; 89: 133–138.

Benimeli CS, Castro GR, Chaile AP, Amoroso MJ. Lindane uptake and degradation by aquatic *Streptomyces* sp. Strain M7. *International Biodeterioration and Biodegradation* 2007; 59: 148-155.

Benka-Coker W, Hoskovec L, Severson R, Balmes J, Wilson A, Magzamen S. The joint effect of ambient air pollution and agricultural pesticide exposures on lung function among children with asthma. *Environmental Research* 2020; 190: 109903.

Bergeijk V, Doris A, Barbara RT, Medema HM, Gilles PWP. Ecology and genomics of Actinobacteria: new concepts for natural product discovery. *Nature Reviews Microbiology* 2020; 18(10): 546-558.

Bessaoud O. Rapport de synthèse sur l’agriculture en Algérie. 2019. [Consulté le 22 juillet 2023]. Disponible en ligne à : https://www.iamm.ciheam.org/ress_doc/opac_css/doc_num.php?explnum_id=18246.

Bhalerao TS, Puranik P. Biodegradation of organochlorine pesticide, endosulfan, by a fungal soil isolate, *Aspergillus niger*. *International Biodeterioration & Biodegradation* 2007; 59 (4): 315-321.

Bhaskara BL, Nagaraja P. Direct sensitive spectrophotometric determination of glyphosate by using ninhydrin as a chromogenic reagent in formulations and environmental water samples. *Helvetica Chimica Acta* 2006; 89(11): 2686-93.

Bhatti AA, Haq S, Bhat RA. Actinomycetes beneficence role in soil and plant health. *Microbial pathogenesis* 2017; 111: 458-467.

Boland J, Koomzn I, Lidth VJ, Jeude DE, Oudejans J. Les pesticides compositions, utilisation et risques. Wageningen: Fondation Agromisa; 2004.

Boreen AL, Arnold WA, Meneill K. Photodegradation of pharmaceuticals in the aquatic environment: a review. *Journal of Aquatic Sciences* 2003; 65: 320–341.

Bose S, Kumar PS, Dai-Viet NV, Rajamohan N, Saravanan R. Microbial degradation of recalcitrant pesticides: a review. *Environmental Chemistry Letters* 2021; 19(4): 3209-3228.

Boudemagh A. Isolement, à partir des sols Sahariens, de bactéries actinomycétales productrices de molécules antifongiques, identification moléculaire de souches actives. Thèse de Doctorat. Constantine, Université frères Mentouri; 2007.

Bouizgarne B, Ben Aouamar A. Diversity of Plant Associated Actinobacteria. *International Publishing Switzerland* 2014; 41(99).

Bouziane M. L'usage immodéré de pesticides. De graves conséquences sanitaires. Le guide de la médecine et la santé en Algérie; 2007.

Bradberry SM, Cage SA, Proudfoot AT, Vale JA. Poisoning due to Pyrethroids. *Toxicological Reviews* 2005; 24(2):93-106

Breton A, Theilleux J, Sanglier JJ, Viobis G. Organismes producteurs: biologie, Ctaxonomie et écologie. Biotechnologie des Antibiotiques. In: Larpent JP, Sanglier JJM, éditeurs. Paris; 1989. P. 32-70.

Briceno G, Fuentes MS, Palma G, Jorquera MA, Amorso MJ, Diez MC. Chlorpyrifos biodegradation and 3,5,6-trichloro-2-pyridinol production by actinobacteria isolated from soil. *International Biodeterioration & Biodegradation* 2012; 73: 1-7.

Brillas E. Recent development of electrochemical advanced oxidation of herbicides. A review on its application to wastewater treatment and soil remediation. *Journal of Cleaner Production* 2021; 290: 125841.

Buchanan RE. Studies in the nomenclature and classification of the bacteria II. The primary subdivisions of the schizomycetes. *Journal of Bacteriology*, 1917: 155-164.

Buiarelli F. Di Filippo P, Riccardi C, Pomata D, Marsiglia R, Console C, et al. Hydrophilic interaction liquid chromatography-tandem mass spectrometry analysis of fosetyl-aluminum in airborne particulate matter. *Journal of Analytical Methods in Chemistry* 2018;1-7.

Burr SA, Ray DE. Structure-activity and interaction effects of 14 different pyrethroids on voltage-gated chloride ion channels. *Toxicological Sciences* 2004; 77:341–346.

C

Cadkova E, Komarek M, Kaliszova R, Vanek A, Balikova M. Tebuconazole Sorption in Contrasting Soil Types. *Soil and Sediment Contamination* 2013; 22:404–414.

Cairns T, Sherma J. Emerging strategies for pesticides analysis. Florida, USA: CRC press, Boca Raton; 1996.

Caldas ED, Toxicological Aspects of Pesticides. Springer Nature Switzerland AG S. Vaz Jr. (ed.), *Sustainable Agrochemistry* 2019: 275-305.

Calvet R, Barriuso E, Bedos C, Charnay M.P, Coquet Y. Les pesticides dans le sol: conséquences agronomiques et environnementales. France: Amazon France; 2005.

Caly, L, Druce JD, Catton MG, Jans DA, Wagstaff KM. The FDA-approved Drug Ivermectin inhibits the replication of SARS-CoV-2 in vitro. *Antiviral Research* 2020; 178: 104787.

Camille D. Microbiologie pratiques pour le laboratoire d'analyse et de contrôle sanitaire. Paris: Lavoisier; 2007.

Castillo MA, Felis N, Aragon P, Cuesta G, Sabater C. Biodegradation of the herbicide diuron by *streptomycetes* isolated from soil. *International Biodeterioration Biodegradation* 2006 ; 58(3–4): 196-202.

Cerdeira AL, Duke SO. The Current Status and Environmental Impacts of Glyphosate-Resistant Crops: A Review. *Journal of Environmental Quality* 2006; 35:1633–1658.

Chan-Cupul W, Abarca GH, Vázquez RR, Salmones D, Hernández RG, Gutiérrez EA. Response of ligninolytic macrofungi to the herbicide atrazine: dose-response bioassays. *Revista Argentina de Microbiología* 2014; 46: 348–357.

Chang FC, Simcik MF, Capel P. Occurrence and fate of the herbicide glyphosate and its degradate aminomethylphosphonic acid in the atmosphere. *Environmental Toxicology and Chemistry* 2011; 30, 548–555.

Chapman Ej, Cadillo-Quiroz H. Soil microbial community composition is correlated to soil carbon processing along a boreal wetland formation gradient. Childers. *European journal of soil* 2017 82:17-26.

Chaudhary HS, Soni B, Shrivastava AR, Shrivastava S. Diversity and Versatility of Actinomycetes and its Role in Antibiotic Production. *Journal of Applied Pharmaceutical Science* 2013; 3 (8 Suppl 1): S83-S94.

Chen J, Xu L, Giesy John P, Jin HJ. Biodegradation of paclobutrazol by a microbial consortium isolated from industrially contaminated sediment. *Environmental Toxicology and Chemistry* 2010; 92: 1487–1494.

Chen S, Lai K, Li Y, Hu M, Zhang Y, Zeng Y. Biodegradation of deltamethrin and its hydrolysis product 3-phenoxybenzaldehyde by a newly isolated *Streptomyces aureus* strain HP-S-01. *Applied Microbiology and Biotechnology* 2011b; 90:1471–1483.

Chen S, Liu C, Peng C, Liu H, Hu M, Zhong G. Biodegradation of chlorpyrifos and its hydrolysis product 3,5,6-trichloro-2-pyridinol by a new fungal strain *Cladosporium cladosporioides* Hu-01. *PLoS One*. 2012; 7(10):e47205.

Collins MD, Goodfellow M, Minnikin D.E. Fatty acid, isoprenoid quinone and polar lipid composition in the classification of *Curtobacterium* and related taxa. *Microbiology* 1980; 118: 29-37.

Colquhoun JA, Mexson J, Goodfellow M, Ward AC, Horikoshi K, Bull AT. Novel rhodococci and other mycolate actinomycetes from the deep sea. *Antonie van Leeuwenhoek* 1998(74) 27–40.

Conn HJ, Conn JE. Value of pigmentation. *Journal of Bacteriology* 1941; 42 (6), 791e799.

Cook AE, Meyers PR. Rapid identification of filamentous actinomycetes to the genus level using genus-specific 16S-rRNA gene restriction fragment patterns. *Microbiology* 2003; 53: 1907-1915.

Correia M, Rodrigues M, Paíga P, Delerue-Matos C. Fungicides. *Portuga Encyclopedia of Food and Health* 2016; 169–176.

Council NR. The Future Role of Pesticides in US Agriculture. Cambridge, MA, USA: National Academies Press; 2000.

Crawford DL, Lynch JM, Whipps JM, Ousley MA. Isolation and Characterization of Actinomycete Antagonists of a Fungal Root Pathogen. *Applied and environmental microbiology* 1993; 59(11): 3899-3905.

Cuhra M, Bøhn T, Cuhra P. Glyphosate: Too much of a good thing? *Front. Journal of Environmental Sciences* 2016; 4: 1–28.

Cummins C, Harris H. The chemical composition of the cell wall in some gram-positive bacteria and its possible value as a taxonomic character. *Journal of General Microbiology* 1956;14(3): 583-600.

Cycon M, Zmijowska A, Piotrowska-Seget Z. Enhancement of deltamethrin degradation by soil bioaugmentation with two different strains of *Serratia marcescens*. *International Journal of Environmental Science and Technology* 2012; 11: 1305–1316.

Gavrilescu M. Fate of pesticides in the environment and in bioremediation. *Engineering in Life Sciences* 2005; 5: 497-526.

D

Dar AD, Kaushik G. Biodegradation of Malathion in Amended Soil by Indigenous Novel Bacterial Consortia and Analysis of Degradation Pathway. *Soil Systems* 2023; 7, 81.

Das S, Lyla PS, Khan SA. Distribution and generic composition of culturable marine actinomycetes from the sediments of Indian continental slope of Bay of Bengal. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology* 2008; 26: 166-177.

De Cormis L. Qualité de l'environnement, pesticides et pratiques agricoles: Enjeux et contradictions des procédures de contrôle. *Etud.Rech,Syst.Agraires Déu* 1994; 28: 65-72.

De Schrijver A, De Mot R. Degradation of pesticides by actinomycetes. *Critical Reviews in Microbiology* 1999;25(2):85-119.

De Souza PC, De Andrade TG, Fontanetti CS. Evaluation of herbicides action on plant bioindicators by genetic biomarkers: a review. *Environ Monit Assess* 2016; 188(12): 694.

Delphin JE, Chapot JY. Leaching of atrazine, metolachlor and diuron in the field in relation to their injection depth into a silt loam soil. *Chemosphere* 2006; 64(11):1862-1869.

Di Corcia A, Marchetti M. Multiresidue method for pesticides in drinking water using a graphitized carbon black cartridge extraction and liquid chromatographic analysis. *Analytical Chemistry* 1991; 63(6):580-585.

Diez MC. Biological aspects involved in the degradation of organic pollutants. *Journal of Soil Science and Plant Nutrition* 2010; 10(3): 244 – 267.

Diop C. Étude de la contamination, de la spéciation et de la biodisponibilité des éléments traces métalliques dans les eaux et sédiments côtiers et estuariens au Sénégal : Évaluation de la toxicité potentielle. Thèse de Doctorat. Lille, Université de Lille-Sciences et Technologies; 2014.

Djaballah C. Biodiversité des actinomycètes halophiles et halotolérants isolés de la sebkha de Ain M'lila. Mémoire de Magister en Microbiologie. Constantine, Université Mentouri; 2015.

Doan NH, Duong HT, Trinh HT, Tanaka Y, Kadokami K. Comprehensive study of insecticides in atmospheric particulate matter in Hanoi, Vietnam: Occurrences and human risk assessment. *Chemosphere* 2021; 262: 128028.

Dong B. A comprehensive review on toxicological mechanisms and transformation products of tebuconazole: Insights on pesticide management. *Science of The Total Environment* 2024; 908: 168264.

Doolotkeldieva T, Konurbaeva M, Bobusheva S. Microbial communities in pesticide-contaminated soils in Kyrgyzstan and bioremediation possibilities. *Environmental Science and Pollution Research* 2018; 25: 31848–31862.

Dores EFGC, Navickiene S, Cunha MLF, Carbo L, Ribeiroc ML, De-Lamonica-Freire EM. Multiresidue determination of herbicides in environmental waters from Primavera do Leste Region (Middle West of Brazil) by SPE-GC-NPD. *Journal of the Brazilian Chemical Society* 2006; 17(5): 866–873.

DSA (Direction des Services Agricoles), Le service des statistiques agricoles et des enquêtes économiques. Tizi-Ouzou, Algérie; 2019.

Dubey A, Kumar A, Khan ML. Role of biostimulants for enhancing abiotic stress tolerance in Fabaceae plants. In: The plant family fabaceae: Biology and physiological responses to environmental stresses. *The Plant Family Fabaceae* 2020; 223-236.

Dubey A, Malla MA, Khan F, Chowdhary K, Yadav S, Kumaret A, et al. Soil microbiome: a key player for conservation of soil health under changing climate. *Biodiversity and Conservation* 2019; 28: 2405–2429.

E

El Azzouzi EH. Processus Physico- chimiques d'Élimination des pesticides dans l'environnement: Cas de l'Imazéthapyr. Thèse de Doctorat. Agdal, Université Mohammed V; 2013.

Elgueta S, Moyano S, Sepúlveda P, Quiroz C, Correa A. Pesticide residues in leafy vegetables and human health risk assessment in North Central agricultural areas of Chile. *Food Additives & Contaminants: Part B* 2017; 10: 105–112.

Errakhi R. Contribution d'actinomycètes (Actinobactéries) à la lutte biologique contre *Sclerotium rolfsii* et rôle de l'acide oxalique dans l'induction des mécanismes de défense. Thèse de Doctorat. Marrakech, Université Cadi Ayyad; 2008.

Errami M. Devenir atmosphérique de bupirimate et transfert de ses métabolites (les diazines) dans l'atmosphère, sa dissipation dans les fruits de tomate et sa dégradation électrochimique. Thèse de Doctorat. Université Ibn Zohr & Université de Reims Champagne Ardenne; 2012.

Espinoza-Montero PJ, Vega-Verduga C, Alulema-Pullupaxi P, Fernández L, Paz JL. Technologies employed in the treatment of water contaminated with glyphosate: A Review. *Molecules* 2020, 25, 5550.

Eunice JA, Prosser JJ. Mycelial growth and branching of *Streptomyces coelicolor* A3 (2) on solid medium. *Journal of genetic microbiology* 1983; (129): 2029-2036.

Euzeby JP. List of bacterial names with standing in nomenclature 2015. Disponible en ligne <http://www.bacterio.cict.fr/>.

F

- Fairchild J, Sappington L. Fate and effects of the triazinone herbicide metribuzin in experimental pond mesocosms, *Arch. Reviews of Environmental Contamination and Toxicology* 2002; 43: 98–202.
- FAOSTAT. Pesticides use statistic. 2019. [Consulté le 12 juillet 2023]. Disponible en ligne: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/RP>.
- Faurie C, Erra C, Médorie P, Devane J, Remptime JL. *Ecologie, Scientifique*. Lavoisier; 2003.
- Fauvelle V. Évaluation de la contamination en pesticides des tributaires du bassin d'arcachon et développement d'un échantillonneur passif spécifique des herbicides anioniques. Thèse de Doctorat. Bordeaux, Université de Bordeaux; 2012.
- Feng D, Soric A, Boutin O. Treatment technologies and degradation pathways of glyphosate: A critical review. *Science of The Total Environment* 2020, 742, 140559.
- Fenn ME, Coffey MD. Studies on the in vitro and in vivo antifungal activity of fosetyl-A1 and phosphorous acid. *Phytopathology* 1984; 74: 606-611.
- Fernandes C, Volcão CL, Ramires PF, Moura R, Da Silva Júnior FMR. Distribution of pesticides in agricultural and urban soils of Brazil: a critical review. *Environ. Sci.: Processes Impacts* 2020; (2): 256-270.
- Fernández LA, Valverde C, Gómez MA. Isolation and characterization of atrazine-degrading *Arthrobacter* sp. strains from Argentine agricultural soils. *Ann Microbiol* 2013; 63, 207–214.
- Filippova SN, Gorbatyuk EV, Poglazova MN, Soina VS, Kuznetsov VD, El'-Registan GI. Endospore Formation by *Streptomyces avermitilis* in Submerged Culture. *Microbiology* 2005; 74 (2): 169–178.
- Fillatre Y. Produits phytosanitaires : Développement d'une méthode d'analyse multi-résidus dans les huiles essentielles par couplage de la chromatographie liquide avec la spectrométrie de masse en mode tandem. Thèse de doctorat. Angres, Université Angers; 2011.

Firdous S, Iqbal S, Anwar S. Optimization and Modeling of Glyphosate Biodegradation by a Novel *Comamonas odontotermitis* P2 Through Response Surface Methodology *Pedosphere* 2017; 30 (5): 618-627.

Fu GM, Chen Y, Li RY, Yuan XQ, Liu CM, Li B, Wan Y. Pathway and rate-limiting step of glyphosate degradation by *Aspergillus oryzae* A-F02. *Preparative Biochemistry and Biotechnology* 2017, 47: 782–788.

Fuxing Z, Mo W, Jianhong L. Microbial degradation of pesticides. *Microbiology Bulletin* 2004; 31(5): 120-123.

G

Gao D, Du L, Yang J, Wu WM, Liang H. A critical review of the application of white rot fungus to environmental pollution control. *Critical Reviews in Biotechnology* 2010; 30: 70–77.

Garrone E, Bula'nek R, Frolich K, Otero Arean C, Rodriguez Delgado M,§ Turnes Palomino G. Single and Dual Cation Sites in Zeolites: Theoretical Calculations and FTIR Spectroscopic Studies on CO Adsorption on K-FER. *Journal of Physical Chemistry B* 2006; 110: 22542-22550.

Gavrilescu M. Fate of Pesticides in the Environment and Its Bioremediation. *Engineering in Life Sciences* 2005; 5(6): 497–526.

Getha K, Vikineswary S.S. Evaluation of *Streptomyces* sp. strain g10 for suppression of Fusarium wilt and rhizosphere colonization in pot-grown banana plantlets. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology* 2005: 24-32.

Gevao B, Semple KT, Jones KC. Bound pesticide residues in soils: A review. *Environmental Pollution* 2000; 108: 3–14.

Giardia MT, Giardinaa MC, Filacchionib G. Chemical and Biological Degradation of Primary Metabolites of Atrazine by a *Nocardia* Strain. *Agricultural and Biological Chemistry* 1985; 49 (6):

Gil Y, Sinfort C. Emission of pesticides to the air during sprayer application: A bibliographic review. *Atmospheric Environment* 2005; 39 (28): 5183-5193.

Glassford ES, Byrne B, Kazarian SG. Recent applications of ATR FTIR spectroscopy and imaging to proteins. *Biochim Biophys Acta* 2013; 1834(12): 2849-58.

Glazer AN, Nikaido H. Microbial biotechnology: Fundamentals of applied Microbiology. Cambridge, New York: Cambridge University Press; 2007.

Góngora-Echeverría VR, García-Escalante R, Rojas-Herrera R, Giacomán-Vallejos G, Ponce-Caballero C. Pesticide bioremediation in liquid media using a microbial consortium and bacteria-pure strains isolated from a biomixture used in agricultural areas. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 2020; 110734.

Goodfellow M, Minnikin DE. Chemical methods in bacterial systematics. London, United Kingdom: Academic Press; 1985.

Goodfellow M, Williams S.T. Ecology of actinomycetes. *Annual Review of Microbiology* 1983; 37:189–216.

Gopal G, Dutta D, Jha S, Kalra S, Bandyopadhyay S, Das S. Biodegradation of imidacloprid and metribuzin by *Burkholderia cepacia* strain CH9. *Journal of Pesticides Science* 2011; 23: 36–40.

Gordon RE, Smith MM. Rapidly growing, acid fast bacteria. Species descriptions of *Mycobacterium*. *Journal of Bacteriology* 1953; 66: 41-48.

Goris J, Konstantinidis KT, Klappenbach JA, Coenye T, Vandamme P, Tiedje JM. DNA–DNA hybridization values and their relationship to whole-genome sequence similarities. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology* 2007; 57: 81–91.

Grasso LL, Martino DC, Alduina R. Production of Antibacterial Compounds from Actinomycetes 2016, 1016; 178-198.

Gu JG, Fan YZ, Gu JD. Biodegradability of atrazine, cyanazine and dicamba under methanogenic condition in three soils of China. *Chemosphere* 2003a; 52:1515–1521.

Gu JG, Qiao C, Gu JD. Biodegradation of the herbicides atrazine, cyanazine, and dicamba by methanogenic enrichment cultures from selective soils of China. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 2003b; 71: 924–932.

Guigon-Moreau E. Transfert des pesticides vers les eaux superficielles et l'atmosphère : caractérisation et modélisation sur le bassin versant de la Vesle. Thèse de Doctorat. Paris, Université de Pierre et Marie Curie; 2006.

Gupta PK. Herbicides and Fungicides. Reproductive and Developmental Toxicology. In: Gupta PK, editeur. USA: Academic Press; 2017. P. 657-679.

Gupta RC, Mukherjee IRM, Malik JK, Doss RB, Dettbarn WD, Milatovic D. Insecticides. Biomarkers in Toxicology. In: Gupta RC, editeur. USA : Academic Press; 2019. P . 455-475.

H

Hadi F, Mousavi A, Noghabi KA, Tabar HG, Salmanian AH. New bacterial strain of the genus *Ochrobactrum* with glyphosatedegrading activity. *Journal of Environmental Health* 2013; 48(3): 208-13.

Hassaan M, El Nemr A. Pesticides pollution: Classifications, human health impact, extraction and treatment techniques. *Egyptian Journal of Aquatic Research* 2020; 46(3): 207-220.

Hayes TB, Hansen M. From silent spring to silent night: Agrochemicals and the anthropocene. *Elementa: Science of the Anthropocene* 2017; 5: 57.

Hazarika SN, Thakur D. Actinobacteria. Beneficial Microbes in Agro-Ecology, Bacteria and Fungi. In : Amaesan N, Senthil Kumar M, Sankaranarayanan A, editeures. Academic Press; 2020. P. 443-476.

Hedges L, Brown S, MacLeod AK, Vardy A, Doyle E, Song G, et al. Metabolism of deltamethrin and cis- and trans-permethrin by human expressed cytochrome and carboxylesterase enzymes. *Xenobiotica* 2018; 49 : 521–527.

Heil K, Schmidhalter U. Characterisation of soil texture variability using the apparent soil electrical conductivity at a highly variable site. *Computers & Geosciences* 2012; 39: 98-110.

Helfrich LA, Weigmann DL, Hipkins P, Stinson ER. Pesticides and aquatic animals: A guide to reducing impacts on aquatic systems. In: Virginia Polytechnic Institute and State University. 2009 [consulté le 20 juillet 2023]. Disponible à <https://pubs.ext.vt.edu/420/420-013/420-013.html>.

Henneberger PK, Liang X, London SJ, Umbach DM, Sandler DP, Hoppin JA. Exacerbation of symptoms in agricultural pesticide applicators with asthma. *International Archives of Occupational and Environmental* 2014, 87, 423–432.

Himel CM, Loats H. Bailey GW. Pesticide sources to the soil and principles of spray physics, in: Cheng HH, editeur. Pesticides in the soil environment: Processes, impacts, and modeling, Number 2 in the Soil Science Society of America Book Series; 1990.

Hintzen EP, Lydy MJ, Belden JB. Occurrence and potential toxicity of pyrethroids and other insecticides in bed sediments of urban stream in central Texas. *Environmental Pollution* 2009; 157:110–116.

Hoare DS, Work E. The stereoisomers of $\alpha\epsilon$ -diaminopimelic acid. 2. Their distribution in the bacterial order Actinomycetales and in certain Eubacteriales. *Biochemical Journal* 1957; 65 : 441-446.

Hocinat A. Biodégradation de quelques composés organiques volatils et certains pesticides par des actinomycètes provenant d'un sol agricole et de boues activées. Thèse de Doctorat. Constantine, Université de Constantine; 2018.

Hu D, Sun C, Jin T, Fan G, Mok KM, Li K, et al. Exploring the potential of antibiotic production from rare actinobacteria by whole-genome sequencing and guided MS/MS analysis. *Frontiers in Microbiology* 2020; 11: 1540.

Huang X, Zhang H, Chen F, Song M. Colonization of *Paracoccus* sp. QCT6 and Enhancement of Metribuzin Degradation in Maize Rhizosphere Soil. *Current Microbiology* 2018; 75(2):156-162.

Huang Y, Xiao L, Li F, Xiao M, Lin D, Long X, Wu Z, et al. Microbial degradation of pesticide residues and an emphasis on the degradation of cypermethrin and 3-phenoxy benzoic acid: A Review. *Molecules* 2018; 23(23)13.

Hugo HJ, Mouton C, Malan AP Accelerated microbial degradation of nematicides in vineyard and orchard soils. *South African Journal of Enology and Viticulture* 2016; 35:157–167.

Hui MLY, Tan LTH, Letchumanan V, He YW, Fang CM, Chan KG. The Extremophilic Actinobacteria: From Microbes to Medicine. *Antibiotics (Basel)* 2021; 10(6): 682.

Hussain S, Shahzad T, Imran M, Khalid A, Arshad M. Bioremediation of isoproturon herbicide in agricultural soils, Microbe-Induced Degradation of Pesticides. In: Singh SN, editeur. Springer; 2017. P. 83–104.

I

Ikeura H, Kobayashi F, Tamaki M. Removal of residual pesticide, fenitrothion, in vegetables by using ozone microbubbles generated by different methods. *Journal of Food Engineering* 2011;103 : 345e349.

J

Jawich D. Etude de la toxicité de pesticides vis-à-vis de deux genres de levures : approche cinétique et moléculaire. Thèse de Doctorat. Toulouse, Université de Toulouse; 2006.

Jia P, Chen G, Zeng J, Liu F, Liao X, Guo C, et al. Low trifloxystrobin-tebuconazole concentrations induce cardiac and developmental toxicity in zebrafish by regulating notch mediated-oxidative stress generation. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 2022; 241: 113752.

Jianli L. Using microbial degradation of pesticide pollution. *Biology Teaching*, 2010.

Jin Y, Luan Y, Ning Y, Wang L. Effects and mechanisms of microbial remediation of heavy metals in soil: a critical review. *Applied Science* 2018; 8:1336.

Jokanović M. Biotransformation of organophosphorus compounds. *Toxicology* 2001; 166(3):139-60.

Jönsson J, Camm R, Hall T. Removal and degradation of glyphosate in water treatment: a review. *Journal of Water Supply: Research and Technology—AQUA* 2013;| 62(7).

Jönsson JR, Camm TH. Removal and degradation of glyphosate in water treatment: a review. *Journal of Water Supply: Research and Technology-Aqua* 2013; 62 (7): 395–408.

K

- Kadala PA. Action des pyréthrinoïdes sur le canal sodique activé par le potentiel des neurones du système olfactif de l'abeille domestique *Apis mellifera*. Thèse de Doctorat. Avignon, France, Université de Avignon; 2011.
- Kadam SR, Pejaver MK. Biodegradation and Kinetic Study of Hazardous Metribuzin Herbicide Using a Novel Soil Bacterial Isolate *Olivibacter oleidegradans* Strain SP01 in Aqueous Solution. *Nature Environment and Pollution Technology* 2023; 22: 1009-1015.
- Kalakoutsii LV, Agre NS. Comparative aspects of development and differentiation in actinomycetes. *Bacteriological Reviews* 1976; 40(2): 469–524.
- Karuppuchamy P, Venugopal S. Integrated Pest Management. Ecofriendly Pest Management for Food Security. In : Omkar, editeur. Academic Press; 2016. P. 651-684.
- Kaur R, Mavi GK , Raghav S, Khan I. Pesticides Classification and its Impact on Environment. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences* 2019; 8(03): 2319-7706.
- Keulen GV, Jonkers HM, Claessen D, Dijkhuizen L, Wosten HAB. Differentiation and Anaerobiosis in Standing Liquid Cultures of *Streptomyces coelicolor*. *Journal of bacteriology* 2003; 185(4): 1455–1458.
- Khan SU, Behki RM, Tapping RI, Akhtar MH. Deltamethrin residues in an organic soil under laboratory conditions and its degradation by a bacterial strain. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 1998; 36:636–638.
- Kitouni M. Isolement des bactéries actinomycétales productrices d'antibiotiques à partir d'écosystèmes extrêmes. Identification moléculaire des souches actives et caractérisation préliminaire des substances élaborées. Thèse de Doctorat. Constantine, Algérie, Université Mentouri 2007.
- Kjaer J, Olsen P, Henriksen T, Ullum M. Leaching of metribuzin metabolites and the associated contamination of a sandy Danish aquifer *Environmental Science & Technology* 2005; 39: 8374–8381.

Klimek M, Lejczak B, Kafarski P, Forlani G. Metabolism of the phosphonate herbicide glyphosate by a non-nitrate-utilizing strain of *Penicillium chrysogenum*. *Pest Management Science* 2001; 57: 815–821.

Kreutz LC, Barcellos LJG, Silva TO, Anziliero D, Martins D, Lorenson M, et al. Acute toxicity test of agricultural pesticides on silver catfish (*Rhamdia quelen*) fingerlings. *Ciência Rural* 2008; 38: 1050-1055.

Kryuchkova YV, Burygin G, Gogoleva NE, Gogolev YV, Chernyshova MP, Makarov OE, et al. Isolation and characterisation of a glyphosate-degrading rhizosphere strain, *Enterobacter cloacae* K7. *Microbiological Research* 2013; 169(1): 99-105.

Kubiak R, Muller TR, Maurer T, Eichhorn KW. Volatilization of pesticides from laboratory experiments plant and soil surfaces - field versus. *International Journal of Environmental Analytical Chemistry* 1994; 58(1-4): 349-358.

Kumar A, Dubey A. Rhizosphere microbiome: engineering bacterial competitiveness for enhancing crop production. *Journal of Advanced Research* 2020; 29(24): 337-352.

Kumar KN, Elavarasi A, Ganesan T. Studies on antimicrobial activity of marine actinomycetes isolated from Rameswaram. *International Journal of Pharmaceutics* 2013.

Kumar M, Lakshmi CV, Khanna S. Biodegradation and bioremediation of endosulfan contaminated soil. *Bioresource Technology* 2008; 99: 3116–3122.

Kumar S, Sharma AK, Rawat SS, Jain DK, Ghosh S. Use of pesticides in agriculture and livestock animals and its impact on environment of India. *Asian journal of environmental science* 2013; 8(1): 51-57.

Kurtböke DI, French JRJ, Hayes RA, Quinn R. Eco-taxonomic insights into actinomycete symbionts of termites for discovery of novel bioactive compounds. *Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology* 2015; 147:111–135.

L

Lalancette A. Méthodes de lutte à la contamination des eaux de surface en montérégie par les pesticides agricoles. Maîtrise en environnement. Sherbrooke, Université de Sherbrooke; 2012.

Lamari L. Production de nouveaux antibiotiques du groupe des pyrrothines par une nouvelle espèce d'actinomycète, *Saccharothrix algeriensis*. Thèse de Doctorat. Tizi Ouzou, Université Mouloud Mammeri; 2006.

Langenbach T, Mano D, Campos MM, Cunha AL, De Campos TM. Pesticide dispersion by spraying under tropical conditions. *Journal of Environmental Science and Health, Part B* 2017; 52: 843–849.

Larpent J.P, Sanglier J.J. In: Biotechnologie des antibiotiques. Paris: Ed. Masson; 1989.

Lauber CL, Hamady M, Knight R, Fierer N. Pyrosequencing-based assessment of soil pH as a predictor of soil bacterial community structure at the continental scale. *Applied and Environmental Microbiology Journal* 2009; 75(15): 5111–20.

Law JWF, Letchumanan V, Tan LTH, Ser HL, Goh BH, Lee LH. Editorial: The rising of “Modern Actinobacteria” era. *Progress In Microbes & Molecular Biology* 2020, 3(1).

Law JWF, Ser HL, Khan TM, Chuah LH, Pusparajah P, Chan KG, et al. The potential of *Streptomyces* as biocontrol agents against the rice blast fungus, *Magnaporthe oryzae* (*Pyricularia oryzae*). *Frontiers in Microbiology* 2017; 8,3.

Law JWF, Tan KX, Wong SH, Mutalib NS, Lee LH. Taxonomic and characterization methods of *Streptomyces*: A review. *Progress In Microbes & Molecular Biology* 2018; 1(1): a0000009.

Lechevalier HA, Lechevalier MP. Biology of actinomycetes. *Annual Review of Microbiology* 1967; 21: 71–100.

Lechevalier HA, Lechevalier MP. Chemical Composition as a Criterion in the Classification of Aerobic Actinomycetes. *International Journal of Systematic Bacteriology* 1970 ; 20(4): 435– 443.

Lechevalier MP, De Bievre C, Lechevalier HA. Chemotaxonomy of aerobic actinomycetes : Phospholipid composition. *Biochemical Systematics and Ecology* 1977; 5: 249-260.

Lee JY, Hwang BK. Diversity of antifungal actinomycetes in various vegetative soils of Korea. *Canadian Journal of Microbiology* 2002; 48(5).

Lee YK, Lee JH, Lee HK. Microbial symbiosis in marine sponges. *The Journal of Microbiology* 2001; 39(4):254-264.

Li Q, Chen X, Jiang Y, Jiang C. Morphological identification of actinobacteria. *Actinobacteria—Basics and Biotechnological Applications* 2016b; 59-86.

Liliana J. Etude des risques liés à l'utilisation des pesticides organochlorés et impact sur l'environnement et la santé humaine. Thèse de Doctorat. Lyon, Université Claude Bernard-1; 2007.

Lin AYC, Reinhard M. Photodegradation of common environmental pharmaceuticals and estrogens in river water. *Environmental Toxicology and Chemistry* 2005; 24:1303–1309.

Liu Y, Li S, Ni Z, Qu M, Zhong D, Ye C, et al. Pesticides in persimmons, jujubes and soil from China: Residue levels, risk assessment and relationship between fruits and soils. *Science of The Total Environment* 2016;542(PtA): 620-628.

Liu Y, Mo R, Tang F, Fu Y, Guo Y. Influence of different formulations on chlorpyrifos behavior and risk assessment in bamboo forest of China. *Environmental Science and Pollution Research* 2015; 22: 20245–20254.

López SM, Ferrer MA, Calderón AA, Muñoz R, Ros Barceló A, Pedreno MA. Aluminum-mediated effects on peroxidase secreted from grapevine cells. *Environmental and Experimental Botany* 1994; 34: 329–336.

M

Madhuban G, Debashis D, Jha SK, Shobhita K, Bandyopadhyay S, Das SK. Biodegradation of Imidacloprid and Metribuzin by *Burkholderia cepacia* strain CH9. *Pesticide Research Journal* 2012; 23 (1): 36-40.

Mahmood I, Imadi SR, Shazadi k, Gul A, Rehman H. Effects of Pesticides on Environment. Plant, Soil and Microbes. In: Hakeem KR, Akhtar MS, Abdullah SNA, editors. Springer, Cham; 2016.p. 253–269.

Majumdar K, Singh N. Effect of soil amendments on sorption and mobility of metribuzin in soils. *Chemosphere* 2007; (66): 630–637.

Malla MA, Dubey A, Kumar A, Yadav S, Kumari S. Modeling and optimization of chlorpyrifos and glyphosate biodegradation using RSM and ANN: Elucidating their degradation pathways by GC-MS based metabolomics. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 2023; 252(4): 114628.

Malla MA, Dubey A, Kumar A, Yadav, S Hashem A, Abd Allah EF. Exploring the human microbiome: potential. future role next-generation sequencing diseases diagnosis treat. *Frontiers in Immunology* 2019; 7(9): 2868.

Malla MA, Gupta S, Dubey A, Kumar A, Yadav S. Contamination of groundwater resources by pesticides. Contamination of Water Health Risk Assessment and Treatment Strategies. In: Ahamad A, Siddiqui SI, Singh P, editeurs. Academic Press; 2021. P. 99-107.

Maloschik E, Ernst A, Hegedus G, Darvas B, Szekacs A. Monitoring waterpolluting pesticides in Hungary. *Microchemical Journal* 85(1): 88-97.

Mamy L, Bonnot K, Benoit P, Bockstaller C, Latrille E, Rossard V, et al. Assessment of pesticides volatilization potential based on their molecular properties using the TyPol tool. *Journal of Hazardous Materials* 2021; 415: 125613.

Manogaran M, Shukor MS, Yasid NA, Khalil KA, Ahmad SA. Optimisation of culture composition for glyphosate degradation by *Burkholderia vietnamiensis* strain AQ5-12. *Journal of Biotechnology* 2018; 3(8):108.

Manogaran M, Shukor MY, Yasid NA, Johari WLW, Ahmad SA. Isolation and characterisation of glyphosate-degrading bacteria isolated from local soils in Malaysia. *Rendiconti Lincei* 2017; 28(2): 471-479.

Manousi N, Kabir A, Zachariadis GA. Recent advances in the extraction of triazine herbicides from water samples. *Journal of separation science* 2022; 45(1):113-133.

Mariat F, Sebald M. Les actinomycetes. In: Bactériologie médicale. Le Minor. Edition Médecine-Science. Flammarion: France; 1990.

Marican A, Durán-Lara EF. A review on pesticide removal through different processes. *Environmental Science and Pollution Research* 2017; 25(3): 2051-2064.

Mawang CI, Azman AS, Fuad ASM, Ahamad M. Actinobacteria: An eco-friendly and promising technology for the bioaugmentation of contaminants. *Biotechnology Reports* 2021; 5(32): e00679.

Mayfield CI, Williams ST, Ruddick SM, Hatfield HL. Studies on the ecology of actinomycetes in soil IV. Observations on the form and growth of streptomycetes in soil. *Soil Biology and Biochemistry* 1972; 4(1): 79-86.

Mccarthy AJ, Williams ST. Methods for Studying the Ecology of Actinomycetes. Methods in Microbiology. In: Grigorova R, Norris JR, éditeurs. ScienceDirect; 1990.P. 533-563.

Meng XX , Guo Y, Wang Y, Fan S, Wang K, et Han WA. Systematic Review of Photolysis and Hydrolysis Degradation Modes, Degradation Mechanisms, and Identification Methods of Pesticides. *Hindawi Journal of Chemistry* 2022; 2022: 13.

Mercurio P, Flores F, Mueller JF, Carter S, Negri AP. Glyphosate persistence in seawater. *Marine Pollution Bulletin* 2014; 85: 385–390.

Merhi M. Étude de l'impact de l'exposition à des mélanges de pesticides à faibles doses : caractérisation des effets sur des lignées cellulaires humaines et sur le système hématopoïétique murin. Thèse de Doctorat. Toulouse, Université de Toulouse; 2008.

Messaoudi O. Contribution à la caractérisation des souches d'actinomycètes productrices des métabolites antibactériens isolées de la sabkha de la Kenadsa (Bechar). Thèse de Magister. Tlemcen Université d'Abou Bakr Belkaid; 2013.

Miano TM, Piccolo A, Celano G, Senesi N. Infrared and fluorescence spectroscopy of glyphosate-humic acid complexes. *The Science of the Total Environment* 1992; 123(124): 83-92.

Mighélez EM, Hardisson C, Manzanal MB. *Streptomycetes*: A new model to study cell death. *Journal of Cell Biology* 2000; 3: 153–158.

Mingo V, Lötters S, Wagner N. The impact of land use intensity and associated pesticide applications on fitness and enzymatic activity in reptiles—A field study. *Science of The Total Environment* 2017; 590: 114–124.

Minnikin DE, Goodfellow M. Lipids in the classification of actinomycetes. *Zbl. Bakteriol. Hyg. Suppl. Conférence*; 1981.

Minotto E, Milagre LP, Oliveira MT, Sand STVD. Enzyme characterization of endophytic actinobacteria isolated from tomato plants. *Journal of Advanced Scientific Research* 2014; 5(2): 16-23.

Mnif W, Ibn Hadj Hassine A, Bouaziz A, Bartegi A, Thomas O, Roig B. Effect of endocrine disruptor pesticides: a review. *International Journal of Environmental Research and Public Health* 2011; 8(6):2265-303.

Mohammadipanah F, Dehghani M. Classification and Taxonomy of Actinobacteria. *Biology and Biotechnology of Actinobacteria*. In: Wink J, Mohammadipanah F, Hamedi J, éditeurs. Springer; 2017. P. 51-77.

Mohan R, Vijayakumar R. Isolation and characterization of marine antagonistic actinomycetes from west coast of India. *Medical Biology* 2007; 15: 13-19.

Mohapatra S, Persistence and dissipation kinetics of trifloxystrobin and tebuconazole in onion and soil. *Journal of Environmental Science and Health, Part B* 2014; 49: 513-520.

Mordarska H, Mordarski M, Goodfellow M. Chemotaxonomic characters and classification of some nocardioform bacteria. *The Journal of General Microbiology* 1972; 71: 77-86.

Mukhtar H, Khizer I, Nawaz A, Ur-rehman A, Ul-haq I. Biodegradation of endosulfan by *Aspergillus niger* isolated from cotton fields of Punjab, Pakistan. *Pakistan Journal of Botany* 2015; 47: 333–336.

Mulla IS, Ameen F, Talwar MP, Eqani SAMAS, Bharagava RN, Saxena G, et al. Organophosphate Pesticides: Impact on Environment, Toxicity, and Their Degradation Sikandar . *Bioremediation of Industrial Waste for Environmental Safety*. In : Saxena G, Bharagava RN, éditeurs. Springer; 2020. P. 266-290.

N

Nanjani SG, Soni HP. Diversity and EPS Production Potential of Halotolerant Bacteria from Veraval and Dwarka. *IOSR Journal of Pharmacy and Biological Sciences (IOSRJPBS)* 2012; 2(2): 20-25.

Nayak P, Solanki H. Pesticides and indian agriculture- a review. *International Journal of Research* 2021; 9(5): 250–263.

Neuweiler R. Optimisation de la tolérance des cultures aux herbicides, Station de recherche Agroscope Changins- Wädenswil ACW, Département fédéral de l'économie. Confédération Suisse, Information Cultures Maraîchères, 2009; n° 15: 3 p.

Nicolopoulou-Stamati P, Maipas S, Kotampasi C, Stamatis P, Hens L. Chemical Pesticides and Human Health: The Urgent Need for a New Concept in Agriculture. *Frontiers in Public Health* 2016;18(4): 148.

Nnamonu LA, Nkpa NN. Use of buffers in spectrophotometric determination of N-phosphonomethylglycine by the ninhydrin colour reaction. *IOSR Journal of Environmental Science, Toxicology and Food Technology* 2012;1(1):6-10.

Nourouzi MM, Chuah TG, Choong TSY, Rabiei F. Modeling biodegradation and kinetics of glyphosate by artificial neural network. *Journal of Environmental Science and Health, Part B* 2012; 47(5): 455-65.

O

Ochi K. Phylogenetic Analysis of Mycolic Acid-Containing Actinomycetes and Allied Taxa by Partial of Ribosomal Protein AT-L30 Wall-Chemotype IV Sequencing. *International journal of systematic bacteriology* 1995; 45(4): 653-660.

Ogunbemi AO, Gestel VCAM. Extrapolation of imidacloprid toxicity between soils by exposing *Folsomia candida* in soil pore water. *Ecotoxicology* 2018; 27: 1107–1115.

Ortiz-Hernández Ma L, Sánchez-Salinas E, Dantán-González E, Castrejón-Godínez ML. Pesticide Biodegradation: Mechanisms, Genetics and Strategies to Enhance the Process. *Biodegradation - Life of Science* 2013; 252.287.

Osman AG. Degradation of the fungicide azoxystrobin by soil microorganisms. *The Journal of Agricultural Science* 2006; 14(1): 124-134.

Otitow JCG, Glathe HA. Rose Bengal-Malt Extract-Agar, a Simple Medium for the Simultaneous Isolation and Enumeration of Fungi and Actinomycetes from Soil. *Applied microbiology* 1968:170-171.

Oyekunle JAO, Adegunwa AO, Ore OT. Distribution, source apportionment and health risk assessment of organochlorine pesticides in drinking groundwater. *Chemistry Africa* 2022; 5: 1115–1125.

Özkara A, Akyıl D, Konuk M. Pesticides, nvironmental pollution, and health. *Environmental Science, Medicine*. In : Larramendy ML, Soloneski S, éditeurs; 2016. P. 278.

P

Parker ET, Owen MDK, Bernards ML, Curran WS, Steckel LE, Mueller TC. A Comparison of Symmetrical and Asymmetrical Triazine Herbicides for Enhanced degradation in Three Midwestern Soils. *Weed Science Society of America* 2018; 66(05): 673-679.

Paul GC, Thomas CR. Characterisation of mycelial morphology using image analysis. *Advances in Biochemical Engineering/Biotechnology* 1998; 60: 1–59.

Perez-Lucas G, Vela N, El Aatik A, Navarro S. Environmental risk of groundwater pollution by pesticide leaching through the soil profile. *Pesticides—Use and Misuse and their Impact in the Environment*. In: Larramendy M, Soloneski S, éditeurs. IntechOpen; 2018.

Periquet A, Boisset M, Casse F, Catteau M, Lecerf JM, Leguille C, et al. Pesticides, agriculture et environnement, Stratégies de protection des cultures. Expertise scientifique collective "Pesticides, agriculture et environnement"; 2005.

Pernak J, Markiewicz B, Łęgosz B, Walkiewicz F, Gwiazdowski R, Praczyk T. Known triazole fungicides - new trick. *The Royal Society of Chemistry* 2012; 00: 1-3.

Phillips T, Boopathy R. Biotransformation of metribuzin under various electron acceptor conditions. *Environmental Quality Management* 2022; 32(1): 223–231.

Picó Y, Alvarez-Ruiz R, Alfarhan AH, El-Sheikh MA, Alshahrani HO, Barceló D. Pharmaceuticals, pesticides, personal care products and microplastics contamination assessment of Al-Hassa irrigation network (Saudi Arabia) and its shallow lakes. *Science of The Total Environment* 2020; 701: 135021.

Pimentel D. Amounts of pesticides reaching target pests: Environmental impacts and ethics. *Journal of Agricultural and Environmental Ethics* 1995; 8: 17–29.

Pinto AP, Serrano C, Pires T, Mestrinho E, Dias L, Teixeira MD, et al. Degradation of terbuthylazine, difenoconazole and pendimethalin pesticides by selected fungi cultures. *Science of The Total Environment* 2012; 435–436, 402–410.

Pipket R, Amrheint N. Isolation and Characterization of a Mutant of *Arthrobacter* sp. Strain GLP-1 Which Utilizes the Herbicide Glyphosate as Its Sole Source of Phosphorus and Nitrogen. *Applied and Environmental Microbiology* 1988; 54(11): 2868-2870.

Plakas KV, Karabelas AJ, Wintgens T, Melin T. A study of selected herbicides retention by nanofiltration membranesThe role of organic fouling. *Journal of Membrane Science* 2006; 284: 291e230.

Pochon J, Tardieux P. Techniques d'analyse en microbiologie du sol, Paris, France: edit. de la Tourelle; 1962.

Poulier G. Etude de l'échantillonnage intégratif passif pour l'évaluation réglementaire de la qualité des milieux aquatiques : application à la contamination en pesticides et en éléments trace métalliques des bassins versants du Trec et de l'Auvézère. Thèse de Doctorat. Limoges, Université de Limoges; 2014.

Poulsen M, Cafaro M, Boomsma JJ, Currie CR. Specificity of the mutualistic association between actinomycete bacteria and two sympatric species of *Acromyrmex* leaf-cutting ants. *Molecular Ecology* 2005; 14(11): 3597–3604.

Prescot LM, Harley JP, Klein DA. Microbiologie. Bruxelles, Belgique: De Boeck et Larcier; 2007.

Prescott L. M., Harley J.P., Klein .D.A. Microbiologie. Bruxelles, Belgique: De Boeck & Larcier; 2003.

Pridham TG, Gottlieb D. The utilization of carbon compounds by some actinomycetales as an aid for species determination *Journal of bacteriology* 1948, 56: 107-114.

Q

Qin S, Li WJ, Dastager SG, Hozzein WN. Actinobacteria in special and extreme habitats: Diversity, function roles, and environmental adaptations. *Frontiers in Microbiology* 2016; 7: 1415.

Queyrel W. Modélisation du devenir des pesticides dans les sols à partir d'un modèle agronomique : évaluation sur le long terme. Thèse de Doctorat. Paris, Université Pierre et Marie Curie; 2014.

R

Ram RL. Current Research In Soil Fertility. Inde, Delhi: AkiNik Publications; 2019.

Rangseekaew P, Pathom-Aree W. Cave Actinobacteria as Producers of Bioactive Metabolites. *Frontiers in Microbiology* 2019; 22(10): 387.

Rathnayake K, Northrup SH. Structure and mode of action of organophosphate pesticides: A computational study Lasantha. *Computational and Theoretical Chemistry* 2016; 1088: 9–23.

Richardson JR, Fitsanakis V, Westerink RHS, Kanthasamy AG. Neurotoxicity of pesticides. *Acta Neuropathologica* 2019; 138(3): 343-362.

Rosell G, Gloria Quero C, Coll-Toledano J, Guerrero A. Biorational insecticides in pest management. *Journal of Pesticide Science* 2008; 33(2):103-121.

Rosenberg E, De Long EF, Lory S, Stackebrandt E, Thompson F. The prokaryotes: Actinobacteria. Berlin Heidelberg: Springer; 2014.

Rossi F, Carles L, Donnadiou F, Batisson I, Artigas J. Glyphosate-degrading behavior of five bacterial strains isolated from stream biofilms. *Journal of Hazardous Materials* 2021; 420: 126651.

Ruomeng B, Meihao O, Siru Z, Shichen G, Yixian Z, Junhong C, et al. Degradation strategies of pesticide residue: From chemicals to synthetic biology. *Synthetic and Systems Biotechnology* 2023; 8(2): 302-313.

S

Sabzevari S, Hofman JA. worldwide review of currently used pesticides' monitoring in agricultural soils. *Science of The Total Environment* 2022; 812: 152344.

Sacramento DR, Coelho RRR, Wigg MD, Linhares LFdTL, Dos Santos MGM, Semêdo LTdA, et al. Antimicrobial and antiviral activities of an actinomycete (*Streptomyces* sp.) isolated from a Brazilian tropical forest soil. *World Journal of Microbiology and Biotechnology* 2004; 20: 225-229.

Saidi Adimi, I. Recherche et analyse des résidus de pesticides dans la tomate et la courgette cultivées dans la région de Boudouaou et Douaouda. Thèse doctorat. Ecole Nationale Supérieure agronomique; 2018.

Sarkar B, Dissanayake PD, Bolan NS, Dar JY, Kumar M, Haque MN, et al. Challenges and opportunities in sustainable management of microplastics and nanoplastics in the environment. *Environmental Research*, 2022; 207, 112179.

Sarkar S, Seenivasan S, Premkumar R. Biodegradation of propiconazole by *Pseudomonas putida* isolated from tea rhizosphere. *Plant Soil Environment* 2010; 55: 196–201.

Savadogo PW. Étude de la biodégradation anaérobie des pesticides utilisés en agriculture au Burkina faso: cas particuliers du decis, de l'ultracide et du sumithi. Thèse de Doctorat. Mali, Université de Ouagadougou; 2001.

Scherer E. M, Wang QQ, Hay G, Lemley AT. The Binary Treatment of Aqueous Metribuzin Using Anodic Fenton Treatment and Biodegradation. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*. 2004; 47(2):154-61.

Schrack D, Coquill X, Ortat A, Benoît M. Rémanence des pesticides dans les eaux issues de parcelles agricoles récemment converties à l'Agriculture Biologique. *Innovations Agronomiques* 2009; 4: 259-268.

Segaran G, Sundar RDV, Settu S, Shankar S, Sathiavelu. A review on endophytic actinomycetes and their applications. *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research* 2017; 9(10):152-158.

Selvakumar G, Panneerselvam PG, Ganeshamurthy N. Diversity Utility and Potential of Actinobacteria in the Agro-Ecosystem. Bacterial Diversity in Sustainable Agriculture. In: Maheshwari DK, éditeur. Springer International Publishing Switzerland; 2014. P. 23–40.

Semple KT, Morriss AWJ, Paton GI. Bioavailability of hydrophobic organic contaminants in soils: fundamental concepts and techniques for analysis. *European Journal of Soil Science* 2003; 54(4): 809–818.

Senseman SA. Herbicide handbook (No. 632.954 W394h9). USA: Weed Science Society of America; 2007.

Ser HL, Yin WF, Chan KG, Khan TM, Goh BH, Lee LH. Antioxidant and cytotoxic potentials of *Streptomyces gilvigriseus* MUSC 26T isolated from mangrove soil in Malaysia. *Progress In Microbes & Molecular Biology* 2018; 1: a0000002.

Shafer TJ, Meyer DA, Crofton KM. Developmental neurotoxicity of pyrethroid insecticides: critical review and future research needs. *Environ Health Perspect* 2005; 113(2):123–136.

Sharma A, Kumar V, Shahzad B, Tanveer M, Sidhu PGS, Handa N et al. Worldwide pesticide usage and its impacts on ecosystem. *SN Applied Sciences*. 2019; 1(11): 1446.

Sharma R, Peshin R. Impact of integrated pest management of vegetables on pesticide use in subtropical Jammu, India. *Crop Protection* 2016; 84: 105-112.

Shefali G, Kumar R , Sankhla MS, Kumar R , Sonone SS. Impact of Pesticide Toxicity in Aquatic Environment. *Biointerface Research in Applied Chemistry* 2021; 11(3): 10131 – 10140.

Shekhar AK, Godheja J, Modi DR, Peter JK. Growth Potential Assessment of Actinomycetes Isolated from Petroleum Contaminated Soil. *Bioremediation & Biodegradation* 2014; 5(7); 2-8.

Shin JY, Cheney MA. Abiotic transformation of atrazine in aqueous suspension of four synthetic manganese oxides. Colloids and Surfaces A: Physicochem. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects* 2004; 242(1-3):85-92.

Shirling EB, Gottlieb D. Methods for characterization of *Streptomyces* species. *International Journal of Systematic Bacteriology* 1966; 16(3): 313–340.

- Shivlata L, Satyanarayana T. Thermophilic and alkaliphilic Actinobacteria: biology and potential applications. *Frontiers in Microbiology* 2015; 6:1014.
- Shukla Y, Yadav A, Arora A. Carcinogenic and cocarcinogenic potential of cypermethrin on mouse skin. *Cancer Letters* 2002; 182: 33–41.
- Shults JA, Curtis BJ, Chen MM, O'Halloran EB, Ramirez L, Kovacs EJ. Impaired respiratory function and heightened pulmonary inflammation in episodic binge ethanol intoxication and burn injury. *Alcohol* 2015; 49(7): 713-720.
- Sidoli P, Baran N, Angulo-Jaramillo R. Glyphosate and AMPA adsorption in soils: Laboratory experiments and pedotransferrules. *Environmental Science and Pollution Research* 2016, 23, 5733–5742.
- Sims GK, Kanissery RG. Anaerobic Biodegradation of Pesticides. Microbial Metabolism of Xenobiotic Compounds. In: Arora PK, éditeur. Springer, Singapore; 2019. P. 33–54.
- Singh BK, Walker A. Microbial degradation of organophosphorus compounds. *FEMS Microbiology Reviews* 2006; 30(3): 428-71.
- Singh S, Kumar V, Sidhu GK, Singh J. Kinetic study of the biodegradation of glyphosate by indigenous soil bacterial isolates in presence of humic acid, Fe (III) and Cu (II) ions. *Journal of Environmental Chemical Engineering* 2019; 7(3):103098.
- Singh S, Pandey S, Chaudhary HS. Actinomycetes: tolerance against heavy metals and antibiotics. *International Journal of Bioassays* 2014; 3(10): 3376-3383.
- Sirotkina M, Lyagin I, Efremenko E. Hydrolysis of organophosphorus pesticides in soil: New opportunities with eco-compatible immobilized His6-OPH. *International Biodeterioration and Biodegradation* 2012; 68: 18-23.
- Soderlund DM. Molecular mechanisms of pyrethroid insecticide neurotoxicity: Recent advances. *Archives of Toxicology* 2012; 86(2):165-181.
- Stackebrandt E, Schumann P. Prokaryotes. New York: Springer; 2006.

Sterren M, Uhrich W, Benintende S. Residualidad de glifosato en suelos de Entre Ríos y su efecto sobre los microorganismos del suelo. *Ecología Austral* 2016; 26: 46–255.

Strub C. Modélisation et Optimisation de la production de thiolutine chez *Saccharothrix algeriensis*. Thèse de Doctorat. Toulouse, Université de Toulouse; 2008.

Sun M, Xu W, Zhang W, Guang C, Mu W. Microbial elimination of carbamate pesticides: specific strains and promising enzymes. *Applied Microbiology and Biotechnology* 2022; 106(18): 5973–5986.

Suo F, You X, Ma Y, Li Y. Rapid removal of triazine pesticides by P doped biochar and the adsorption mechanism. *Chemosphere* 2019; 235(14): 918–925.

Sviridov AV, Shushkova TV, Ermakova IT, Ivanova EV, Epiktetov DO, Leontievsky, AA. Microbial degradation of glyphosate herbicides. *Applied Biochemistry and Microbiology* 2015; 51: 188–195.

T

Tan LTH, Lee LH, Goh BH. The bioprospecting of anti-Vibrio *Streptomyces* species: Prevalence and applications. *Progress In Microbes & Molecular Biology* 2019; 2: a0000034.

Tang W, Ji H, Hou X Research progress of microbial degradation of organophosphorus pesticides. *Progress in Applied Microbiology* 2017; 1:29–35.

Tauchnitz N, Kurzius F, Rupp H, Schmidt G, Hauser B, Schrödter M, et al. Assessment of pesticide inputs into surface waters by agricultural and urban sources – A case study in the Querne/Weida catchment, central Germany. *Environmental Pollution* 2020 ; 267: 115186.

Thevenin N. Compréhension et optimisation d'un procédé de biodégradation d'effluents agricoles composés de pesticides en mélange. Thèse de Doctorat. Mulhouse, Université de Haute-Alsace; 2016.

Tomlin C. The Pesticide Manual. British Crop Protection Council; 1994.

Toni C, Ferreira D, Kreutz LC, Loro VL, Barcellos LJG. Assessment of oxidative stress and metabolic changes in common carp (*Cyprinus carpio*) acutely exposed to different concentrations of the fungicide tebuconazole. *Chemosphere* 2011; 83: 579-584.

Tuncer I, Bizsel N. Phylogeny and Physiology of Actinomycetes and Biogeochemical Parameters in Sediments of Eastern Mediterranean Sea. *International Journal of Environmental Science and Development* 2017; 8: 581-585.

U

Uesugi JHE, Caldas DDS, Coelho BBF, Prazes MCC, Omura LYE, Pismel JAR, Bezerra NV. Morphological diversity of actinobacteria isolated from oil palm compost (*Elaeis guineensis*). *Brazilian Journal of Microbiology* 2023.

Uqab B, Mudasir S, Nazir R. Review on Bioremediation of Pesticides. *Journal of Bioremediation and Biodegradation* 2016; 7:3.

V

Van Bruggen AHC, He MM, Shin K, Mai V, Jeong KC, Finckh MR, et al. Environmental and health effects of glyphosate *Science of The Total Environment* 2018; 616: 255–268.

Varalakshmi T, Sekhar M, Mohammed RKM, Charyulu, PBBN. Population studies of actinomycetes isolated from the rhizosphere of Foxtail millet. *Current Biotica* 2011; 4(3).

Varghese ME, Sivadas S, Suresh C, Devikrishna U, Vidhya K, Akhil KP, et al. Biodegradation of chlorpyrifos by an optimized *Bacillus* consortium isolated from pesticide-contaminated soils of Kerala, India. *International Journal of Pest Management* 2021: 1–9.

Ventura M, Canchaya C, Tauch A, Chandra G, Fitzgerald GF, Chater KF et al. Genomics of *Actinobacteria*: Tracing the Evolutionary History of an Ancient Phylum. *Microbiology and molecular biology reviews* 2007; 71: 495–548.

W

Mohy-ud-din W, Akhtar MJ, Bashir S, Asghar HN, Nawaz MF, Chen F. Isolated bacterial strains efficiently degrade glyphosate under different environmental conditions. *Pakistan Journal of Botany* 2024; 56(2): 765-774.

Wahla Q , Anwara S, Muellerc JA, Arslanc M, Iqbal S. Immobilization of metribuzin degrading bacterial consortium MB3R on biochar enhances bioremediation of potato vegetated soil and restores bacterial community structure Abdul. *Journal of Hazardous Materials* 2020; 390:121493.

Wahla Q, Anwar S , Fareed MI, Ikram W, Ali L , Hesham F. Alharby AA, et al. Immobilization of metribuzin-degrading bacteria on biochar: Enhanced soil remediation and bacterial community restoration Abdul Qadeer. *Frontiers in Microbiology* 2023; 13.

Wahlaa AQ, Iqbala S, Anwara S, Firdousa S, Mueller JA. Optimizing the metribuzin degrading potential of a novel bacterial consortium based on Taguchi design of experiment. *Journal of Hazardous Materials*. 2019; 366: 1-9.

Walker JD, Colwell RR. Factors affecting enumeration and isolation of actinomycetes from Chesapeake Bay and Southeastern Atlantic Ocean sediments. *Marine Biology* 1975; 30: 193-201.

Wang C, Chen F, Zhang Q, Fang Z. Chronic toxicity and cytotoxicity of synthetic pyrethroid insecticide cis-bifenthrin. *Journal of Environmental Sciences* 2009b; 21: 1710–1715.

Wang JL, Xu L. Advanced oxidation processes for wastewater treatment: Formation of hydroxyl radical and application. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology* 2012, 42, 251–325.

Weisburg WG, Barns SM, Pelletier DA, Lane DJ. 16S ribosomal DNA amplification for phylogenetic study. *Journal of Bacteriology* 1991; 173: 697-703.

Willams ST, Cross T. *Methods in microbiology*. London: Academic press; 1971.

Williams ST, Shameemullah M, Watson ET, Mayfield CI. Studies on the ecology of actinomycetes in soil—VI. The influence of moisture tension on growth and survival. *Soil Biology and Biochemistry* 1972; 4 (2): 215-225.

Wink J, Mohammadipanah F, Hamedi J. *Biology and Biotechnology of Actinobacteria*. Springer; 2017.

Wolansky MJ, Harrill JA. Neurobehavioral toxicology of pyrethroid insecticides in adult animals: a critical review. *Neurotoxicol Teratol* 2008; 30: 55–78.

Wolfand JM, LeFevre GH, Luthy RG. Metabolization and degradation kinetics of the urban use pesticide fipronil by white rot fungus *Trametes versicolor*. *Environmental Science: Processes & Impacts journal* 2016; 18(10): 256–1265.

Wolters A, Linnemann V, Herbst M, Klein M, Schäffer A, Vereecken H. Volatilization from Soil: Lysimeter Measurements versus Predictions of European Registration Models. *Journal of Environmental Quality* 2003; 32(4): 1183-1193.

X

Xie H, Zhu L, Ma T, Wang J, Wang J, Su J, et al. Immobilization of an enzyme from a *Fusarium* fungus WZ-I for chlorpyrifos degradation. *Journal of Environmental Science* 2010; 22(12): 1930–1935.

Xu ML, Gao Y, Li Y, Li X, Zhang H, Han XX, et al. Indirect glyphosate detection based on ninhydrine reaction and surface enhanced Raman scattering spectroscopy. *Spectrochimica Acta - Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy* 2018; 197: 78-82.

Y

Yadav IC, Devi NI. Pesticides Classification and Its Impact on Human and Environment. *Environmental Science and Engineering* 2017; 6: 441-458.

Yahiaoui O, Aizel L, Lounici H, Drouiche N, Goosen MFA, Pauss A, et al. Evaluating removal of metribuzin pesticide from contaminated groundwater using an electrochemical reactor combined with ultraviolet oxidation. *Desalination* 2011; 270: 84e89.

Yamaguchi T. Comparison of the Cell-Wall Composition of Morphologically Distinct Actinomycetes. *Journal of Bacteriology* 1956; 89(2).

Yassin AF, Brzezinka H, Schaal KP, Troper HG, Pulverer G. Menaquinone Composition in the Classification and Identification of Aerobic Actinomycetes. *Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene. Series A* 1988; (267): 339-356.

Yates SR. Analytical solution describing pesticide volatilization from soil affected by a change in surface condition. *Journal of environmental quality* 2009; 38(1): 259–267.

Yera AMB, Nascimento MM, Da Rocha GO, De andrade JB, Vasconcellos PC. Occurrence of Pesticides Associated to Atmospheric Aerosols: Hazard and Cancer Risk Assessments. *Journal of the Brazilian Chemical Society* 2020; 31: 1317–1326.

You J, Brennan A, Lydy MJ. Bioavailability and biotransformation of sediment-associated pyrethroid insecticides in *Lumbricus variegatus*. *Chemosphere* 2009; 75: 1477–14.

Youness M, Sancelmea M, Combourieu B, Besse-Hoggan P. Identification of new metabolic pathways in the enantioselective fungicide tebuconazole biodegradation by *Bacillus* sp. 3B6. *Journal of Hazardous Materials* 2018; 5(351): 160-168.

Yue WA, Slw A, Tian XA, Jca B. Activated carbon derived from waste tangerine seed for the high-performance adsorption of carbamate pesticides from water and plant. *Bioresour Technol* 2020; 316: 123929.

Z

Zaahkoug SAM, Helal EGE, Abd-Rabo TEI, Rashed SZA. Carbamate Toxicity and Protective effect of vit. A and vit. E on some biochemical aspects of male albino rats. *The Egyptian Journal of Hospital Medicine* 2000; 1: 60–77.

Zablotowicz RM, Weave MA, Locke MA. Microbial adaptation for accelerated atrazine mineralization/degradation in Mississippi Delta soils. *Weed Science* 2006; 54: 538–547.

Zaitlin B, Watson SB. Actinomycetes in relation to taste and odour in drinking water: myths, tenets and truths. *Water research* 2006; 40: 1741-1753.

- Zameer M, Tahir U, Khalid S, Zahra N, Sarwar A, Saidal A, et al. Isolation and characterization of indigenous bacterial assemblage for biodegradation of persistent herbicides in the soil. *Biochimica polinica* 2023. 70(2): 325-334.
- Zeng ZY, Zhou DD, Yang ST, Su MM, Yang ZH. A novel Ti-based magnetic MOFs combined with COF for tetracycline and tebuconazole removal from water. *Journal of Environmental Chemical Engineering* 2023; 11(6): 111336.
- Zhan H, Feng Y, Fan X, Chen S. Recent advances in glyphosate biodegradation. *Applied Microbiology and Biotechnology* 2018; 102(12): 5033-43.
- Zhang C, Jia L, Wang SH, Qu J, Xu LL, Shi H.H, et al. Biodegradation of beta-cypermethrin by two *Serratia* spp. with different cell surface hydrophobicity. *Bioresource Technology* 2010; 101: 3423–3429.
- Zhang H, Zhang Y, Hou Z, Wu X, Gao H, Sun F, et al. Biodegradation of triazine herbicide metribuzin by the strain *Bacillus* sp. N1. *Journal of Environmental Science and Health, Part B* 2014; 49(2): 79-86.
- Zhang W, Li J, Zhang Y, Wu X, Zhou Z, Huang Y, et al. Characterization of a novel glyphosate-degrading bacterial species, *Chryseobacterium* sp. Y16C, and evaluation of its effects on microbial communities in glyphosate-contaminated soil. *Journal of Hazardous Materials* 2022; 432: 128689.
- Zheng JW, He J, Wang Z, Ni YY, Li SP. Isolation, identification and characteristics of a difenoconazole-degrading bacterial strain B2. *China Environmental Science* 2009; 29: 42–46.
- Zhong J, Zhou X, Ye C, Yu W, Tang Y. Using FTIR Imaging to Investigate Silk Fibroin-Based Materials. *Fibrous Proteins* 2021; 207-219.
- Zhou J, Zhang J, Li F, Liu J. Triazole fungicide tebuconazole disrupts human placental trophoblast cell functions Jinghua. *Journal of Hazardous Materials* 2016; 5(308): 294-302.
- Zhu Q, Yang Y, Zhong Y, Lao Z, O'Neill P, Hong D, et al. Synthesis, insecticidal activity, resistance, photodegradation and toxicity of pyrethroids (A review). *Chemosphere* 2020; 254: 126779.

Zouaoui K, Dulaurent S, Gaulier JM, Moesch C, Lachatre G. Determination of glyphosate and AMPA in blood and urine from humans: About cases of acute intoxication. *Forensic Science International* 2013; 226: 20–25.

Zvyagintsev DG, Zenova GM, Sudnizin II, Doroshenko EA. The Ability of Soil Actinomycetes to Develop at an Extremely Low Humidity. *Doklady Biological Sciences* 2005; 405: 461–463.

Annexes

ANNEXE 1: Composition des milieux de culture

ISP2

Extrait de levure	4g
Extrait de malt D-Glucose	10g
D-glucose	4g
Agar	20g
Eau distillée	1000mL
pH= 7,3	

ISP9

(NH ₄) ₂ SO ₄	2,64 g
KH ₂ PO ₄	2,38 g
K ₂ HPO ₄ 3H ₂ O	5,65 g
MgSO ₄ 2H ₂ O	1 g
Solution saline	1 mL
Agar	20 g
Eau distillée	1000 mL
pH= 6,8-7	

ISP7

Glycérol	15 g
L-asparagine	1 g
K ₂ HPO ₄	0,5 g
NaCl	0,5
FeSO ₄ .7H ₂ O	0,01
Agar	20 g
Eau distillée	1000 mL
pH : 7,2-7,4	

Gélose nutritif

Amidon	10g
Peptone	5g
Extrait de viande	1g
Extrait de levure	2g
NaCl	5g
Agar	15g
Eau distillée	1000 mL

PH=7,5

Bennett

Glucose	10 g
Extrait de levure	1 g
NZ amine (caséine digest)	2 g
Extrait de viande de bœuf	1 g
Agar	20 g
Eau distillée	1000 mL

pH : 7,3

GLM

Extrait de levure	3 g
Extrait de malt	3 g
Glucose	10 g
Peptone	5 g
Agar	20 g
Eau distillée	1000 ml

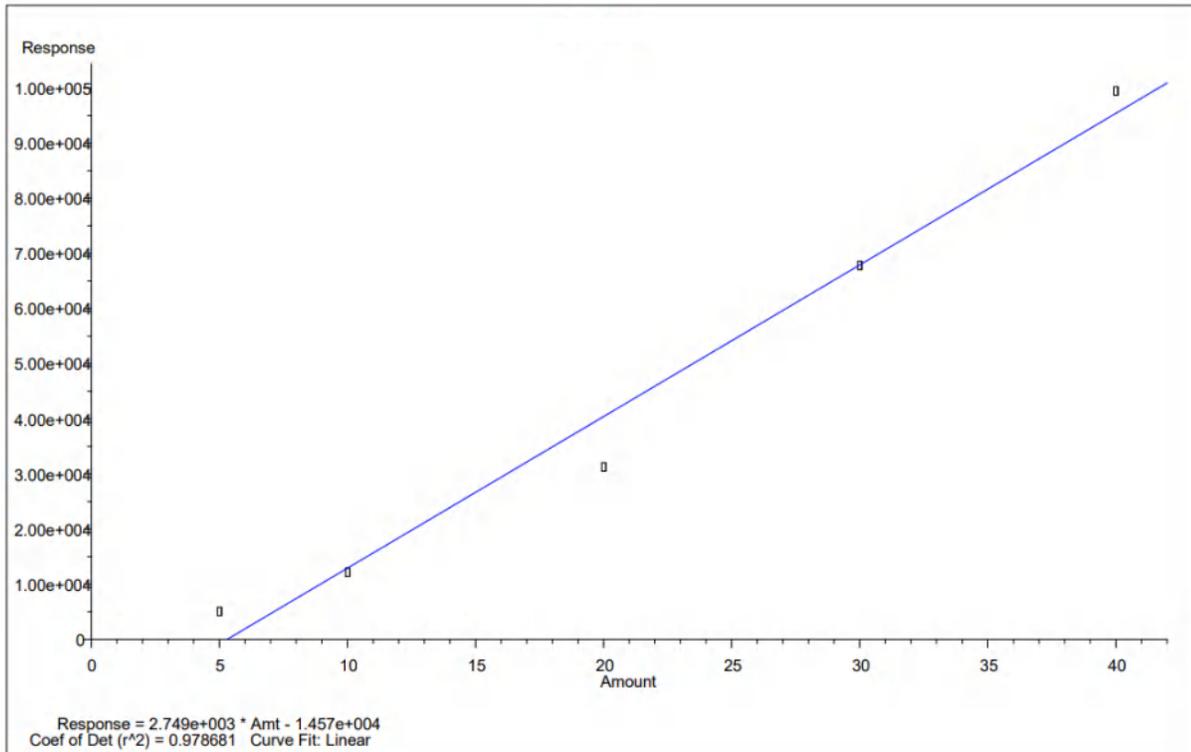
pH = 7,2

ANNEXE 2: Préparation des solutions

Solution saline

CuSO₄ 5H₂O.....0,64 g
FeSO₄ 7H₂O.....0,11 g
MnCl₂ 4H₂O.....0,79 g
ZnSO₄ 7H₂O.....0,15 g
Eau distillée.....100 mL

ANNEXE 3: Courbes d'étalonnage des pesticides



Courbe d'étalonnage de la métribuzine (GC-MS)

ANNEXE 4 : Le tableau des absorptions de la spectroscopie infrarouge par région de fréquence.

4000-3000 cm^{-1}						
3700-3584	medium	sharp	O-H	stretching	alcohol	free
3550-3200	strong	broad	O-H	stretching	alcohol	intermolecular bonded
3500- 3400	medium	-	N-H	stretching	primary amine	-
3400-3300	medium	-	N-H	stretching	aliphatic	-
3330-3250					primary amine	
3350-3310	medium	-	N-H	stretching	secondary amine	-
3300-2500	strong	broad	O-H	stretching	carboxylic acid	usually centered on 3000 cm^{-1}
3200-2700	weak	broad	O-H	stretching	alcohol	intramolecular-bonded
3000-2800	strong	broad	N-H	stretching	amine salt	-
3000-2500 cm^{-1}						
3333-3267	strong	sharp	C-H	stretching	alkyne	-
3100-3000	medium	-	C-H	stretching	alkene	-
3000-2840	medium	-	C-H	stretching	alkane	-
2830-2695	medium	-	C-H	stretching	aldehyde	doublet
2600-2550	weak	-	S-H	stretching	thiol	-
2400-2000 cm^{-1}						
2349	strong	-	O=C=O	stretching	carbon dioxide	-
2275-2250	strong	broad	N=C=O	stretching	isocyanate	-
2260-2222	weak	-	C \equiv N	stretching	nitrile	-
2260-2190	weak	-	C \equiv C	stretching	alkyne	disubstituted
2175-2140	strong	-	S-C \equiv N	stretching	thiocyanate	-
2160-2120	strong	-	N=N=N	stretching	azide	-
2150	-	-	C=C=O	stretching	ketene	-
2145-2120	strong	-	N=C=N	stretching	carbodiimide	-
2140-2100	weak	-	C \equiv C	stretching	alkyne	monosubstituted
2140-1990	strong	-	N=C=S	stretching	isothiocyanate	-
2000-1900	medium	-	C=C=C	stretching	allene	-
2000	-	-	C=C=N	stretching	ketenimine	-

2000-1650	weak	-	C-H	bending	aromatic compound	overtone
1870-1540 cm ⁻¹						
1818	strong	-	C=O	stretching	anhydride	-
1750						
1815-1785	strong	-	C=O	stretching	acid halide	-
1800-1770	strong	-	C=O	stretching	conjugated acid halide	+
1775						
1720	strong	-	C=O	stretching	conjugated anhydride	-
1770-1780	strong	-	C=O	stretching	vinyl / phenyl ester	+
1760	strong	+	C=O	stretching	carboxylic acid	monomer
1750-1735	strong	-	C=O	stretching	esters	6-membered lactone
1750-1735	strong	-	C=O	stretching	δ-lactone	γ: 1770
1745	strong	+	C=O	stretching	cyclopentanone	+
1740-1720	strong	+	C=O	stretching	aldehyde	+
1730-1715	strong	-	C=O	stretching	α,β-unsaturated ester	or formates
1725-1705	strong	-	C=O	stretching	aliphatic ketone	or cyclohexanone or cyclopentanone
1720-1706	strong	+	C=O	stretching	carboxylic acid	dimer
1710-1680	strong	-	C=O	stretching	conjugated acid	dimer
1710-1685	strong	-	C=O	stretching	conjugated aldehyde	-
1690	strong	-	C=O	stretching	primary amide	free (associated: 1650)
1690-1640	medium	+	C=N	stretching	imine / oxime	+
1685-1666	strong	-	C=O	stretching	conjugated ketone	-
1680	strong	-	C=O	stretching	secondary amide	free (associated: 1640)
1680	strong	+	C=O	stretching	tertiary amide	free (associated: 1630)
1650	strong	-	C=O	stretching	δ-lactam	γ: 1750-1700 β: 1760-1730
1670-1600 cm ⁻¹						

1678-1668	weak	-	C=C	stretching	alkene	disubstituted (trans)
1675-1665	weak	-	C=C	stretching	alkene	trisubstituted
1675-1665	weak	-	C=C	stretching	alkene	tetrasubstituted
1662-1626	medium	-	C=C	stretching	alkene	disubstituted (cis)
1658-1648	medium	-	C=C	stretching	alkene	vinylidene
1650-1600	medium	-	C=C	stretching	conjugated alkene	-
1650-1580	medium	-	N-H	bending	amine	-
1650-1566	medium	-	C=C	stretching	cyclic alkene	-
1648-1638	strong	-	C=C	stretching	alkene	monosubstituted
1620-1610	strong	-	C=C	stretching	α,β -unsaturated ketone	-

1600-1300 cm^{-1}

1550-1500	strong	-	N-O	stretching	nitro compound	-
1372-1290	medium	-	C-H	bending	alkane	methylene group
1465	medium	-	C-H	bending	alkane	methyl group
1450	medium	-	C-H	bending	alkane	methyl group
1375	medium	-	C-H	bending	alkane	methyl group
1390-1380	medium	-	C-H	bending	aldehyde	-
1385-1380	medium	-	C-H	bending	alkane	gem dimethyl
1370-1365	medium	-	C-H	bending	alkane	gem dimethyl

1400-1000 cm^{-1}

1440-1395	medium	-	O-H	bending	carboxylic acid	-
1420-1330	medium	-	O-H	bending	alcohol	-
1415-1380	strong	-	S=O	stretching	sulfate	+
1200-1185	strong	-	S=O	stretching	sulfate	+
1410-1380	strong	-	S=O	stretching	sulfonyl chloride	-
1204-1177	strong	-	S=O	stretching	sulfonyl chloride	-
1400-1000	strong	-	C-F	stretching	fluoro compound	-
1390-1310	medium	-	O-H	bending	phenol	+
1372-1335	strong	-	S=O	stretching	sulfonate	-
1195-1168	strong	-	S=O	stretching	sulfonate	-
1370-1335	strong	-	S=O	stretching	sulfonamide	+
1170-1155	strong	-	S=O	stretching	sulfonamide	+

1350-1342 1165-1150	strong	+	S=O	stretching	sulfonic acid	anhydrous hydrate: 1230-1120
1350-1300 1160-1120	strong	-	S=O	stretching	sulfone	-
1342-1266	strong	-	C-N	stretching	aromatic amine	-
1310-1250	strong	-	C-O	stretching	aromatic ester	-
1275-1200 1075-1020	strong	-	C-O	stretching	alkyl aryl ether	-
1250-1020	medium	-	C-N	stretching	amine	-
1225-1200 1075-1020	strong	-	C-O	stretching	vinyl ether	-
1210-1163	strong	-	C-O	stretching	ester	-
1205-1124	strong	-	C-O	stretching	tertiary alcohol	-
1150-1085	strong	+	C-O	stretching	aliphatic ether	+
1124-1087	strong	-	C-O	stretching	secondary alcohol	-
1085-1050	strong	-	C-O	stretching	primary alcohol	-
1070-1030	strong	-	S=O	stretching	sulfoxide	-
1050-1040	strong	broad	CO-O-CO	stretching	anhydride	-

1000-650 cm⁻¹

995-985 915-905	strong	-	C=C	bending	alkene	monosubstituted
980-960	strong	+	C=C	bending	alkene	disubstituted (trans)
895-885	strong	-	C=C	bending	alkene	vinylidene
850-550	strong	-	C-Cl	stretching	halo compound	-
840-790	medium	-	C=C	bending	alkene	trisubstituted
730-665	strong	+	C=C	bending	alkene	disubstituted (cis)
690-515	strong	-	C-Br	stretching	halo compound	-
600-500	strong	-	C-I	stretching	halo compound	-

900-700 cm⁻¹

880 ± 20 810 ± 20	strong	-	C-H	bending	1,2,4-trisubstituted	-
880 ± 20 780 ± 20 (700 ± 20)	strong	-	C-H	bending	1,3-disubstituted	-

810 ± 20	strong	-	C-H	bending	1,4-disubstituted or 1,2,3,4-tetrasubstituted	-
780 ± 20 (700 ± 20)	strong	-	C-H	bending	1,2,3-trisubstituted	-
755 ± 20	strong	-	C-H	bending	1,2-disubstituted	-
750 ± 20 700 ± 20	strong	-	C-H	bending	monosubstituted benzene derivative	-

ANNEXE 5 : Tableau des absorptions courantes du RI.

Approximate Frequency (cm ⁻¹)	Description	Bond Vibration	Notes
3500 - 3200	broad, round	O-H	much broader, lower frequency (3200-2500) if next to C=O
3400-3300	weak, triangular	N-H	stronger if next to C=O
3300	medium-strong	=C-H (sp C-H)	
3100-3000	weak-medium	=C-H (sp ² C-H)	can get bigger if lots of bonds present
3000-2900	weak-medium	-C-H (sp ³ C-H)	can get bigger if lots of bonds present
2800 and 2700	medium	C-H in O=C-H	two peaks; "alligator jaws"
2250	medium	C≡N	
2250-2100	weak-medium	C≡C	stronger if near electronegative atoms
1800-1600	strong	C=O	lower frequency (1650-1550) if attached to O or N middle frequency if attached to C, H higher frequency (1800) if attached to Cl
1650-1450	weak-medium	C=C	lower frequency (1600-1450) if conjugated (i.e. C=C-C=C) often several if benzene present
1450	weak-medium	H-C-H bend	
1300 - 1000	medium-strong	C-O	higher frequency (1200-1300) if conjugated (i.e. O=C-O or C=C-O)
1250-1000	medium	C-N	
1000-650	strong	C=C-H bend	often several if benzene present

ANNEXE 6 : Les pesticides les plus utilisés dans la wilaya d'El-Oued

Nom commercial de pesticide	Matière active	Formulation	Dose d'utilisation
Metricam	métribuzine	WP	500-700g/Ha
Aliette Flash	Fosétyl-aluminium	WG	0,375 Kg/Hl
Decis 25EC	Deltaméthrine	EC	0,4-0,5 L/Ha

ANNEXE 7 : Les pesticides les plus utilisés dans la wilaya de Ouargla.

Nom commercial de pesticide	Matière active	Formulation	Dose d'utilisation
Fortin SL	Glyphosate	SL	6-9 L/Ha
Horizon 250EW	Tébuconazole	EW	1 L/Ha
Decis 25EC	Deltaméthrine	EC	0,5 L/ha

Publications et communications

Publications scientifiques

Hadjer Rebai, Essam Nageh Sholkamy, Reem Mohammed Alharbi, Neveen Abdel-Raouf, Oumeima Boufercha, Paula Castro, and Allaoueddine Boudemagh. *Streptomyces* sp. Strain SRH22: A Potential Bioremediation Agent for Glyphosate-Contaminated Agricultural Soils. *Environment and Natural Resources Journal* 2023; 21(6): 501-512. DOI: 10.32526/ennrj/21/20230181.

<https://ph02.tci-thaijo.org/index.php/ennrj/article/view/250215>

Communications internationales

- **REBAI Hadjer**, LEFEIDA Cherifa, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2021). Isolation from agricultural soils of El-Oued and Ouargla (Algeria) of autochthonous actinobacteria able to degrade the Decis25 EC. Séminaire international sur la biodiversité, l'environnement et la santé. Le 21 et 22 septembre 2021 à Université de Tlemcen. Communication affichée.

- **REBAI Hadjer**, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2021). Biodégradation du Decis 25EC par des actinobactéries indigènes des sols agricoles d'El-Oued (Algérie). Séminaire international sur les perturbateurs endocriniens environnementaux et la reproduction (peer 2021). Le 7 et 8 juillet 2021 à Université de Blida 1. Communication affichée.

- **REBAI Hadjer**, LEFEIDA Cherifa, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2022). Study of the capacity of actinobacteria isolated from an agricultural soil in the city of Ouargla to degrade two pesticides Decis 25EC and Horizon. Webinaire International sur les biotechnologies au service de l'agriculture durable (WIBSAD2022). Le 25 et 26 juin 2022. À Université de Blida1. Communication affichée.

-**REBAI Hadjer**, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2023). Enhanced biodegradation of Aliette Flash fungicide by a consortium of *Streptomyces*. The 4th ATEM International Conference on Microbial Ecosystems. 7-10 December. Tunisia. Communication affichée.

Communications nationales

- **REBAI Hadjer**, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2019). Effet de certains pesticides sur le nombre d'actinobactéries d'un sol agricole prélevé de la ville d'El Oued. L'Apport des biotechnologies sur la Protection de l'Environnement. 15 et 16 décembre 2019 à l'Université Mohamed Boudiaf de Msila. Communication affichée.

- **REBAI Hadjer**, LEFEIDA Cherifa, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2021). Biodegradation *in vivo* du fongicide horizon par les actinobactéries autochtones isolés à partir d'un sol agricole de la ville de Ouargla. La recherche agronomique au cours de la sécurité alimentaire et au service de l'environnement. Le 1-2 Décembre, 2021 à l'Université de El Bachir El Ibrahimi-Bordj Bou Arreridj. Communication affichée.

- **REBAI Hadjer**, LEFEIDA Cherifa, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2022). Biodegradation de l'insecticide Decis 25EC par des actinobactéries isolés à partir des sols agricoles dans les villes d'El Oued et Ouargla. L'agriculture durable et la biodiversité. Le 11-12 Mai, 2022 à l'Université de 20 Août, 1955 Skikda. Communication affichée.

- **REBAI Hadjer**, LEFEIDA Cherifa, BOUDEMAGH Allaoueddine. (2022). Biodégradation du fongicide Aliette Flash par des actinobactéries autochtones isolées à partir d'un sol agricole dans la ville d'El Oued. La valorisation des ressources naturelles et de l'environnement (VRNE). Le 30 mars 2022 à l'Université Ferhat Abbas Sétif. Communication affichée.

Thème :***Biodégradation de certains pesticides par des actinomycètes isolés des sols agricoles des régions sud de l'Algérie*****Résumé**

Cette étude se concentre sur un diagnostic des pesticides les plus couramment utilisés dans l'agronomie de certaines cultures dans les régions d'El-Oued et de Ouargla. Une enquête nous a permis d'élaborer une liste des pesticides les plus utilisés dans ces deux régions. La collecte des informations a été faite auprès des agriculteurs et des organisations agricoles. Dans la wilaya d'El-Oued, les pesticides les plus fréquemment utilisés sont l'herbicide métribuzine, le fongicide fosétyl-aluminium et l'insecticide deltaméthrine, tandis que dans la wilaya de Ouargla, ils comprennent l'herbicide glyphosate, le fongicide tébuconazole et l'insecticide deltaméthrine. Une analyse physico-chimique a été également effectuée, sur les échantillons de sol de ces deux régions. Elle révèle que les deux types de sol présentent des caractéristiques typiques des sols arides, caractérisées par une alcalinité, une humidité faible et une faible teneur en matière organique. L'isolement à partir de ces sols a permis de sélectionner 12 Actinobactéries à partir d'El-Oued et 15 de Ouargla. L'identification de ces isolats a été réalisée en combinant des techniques morphologiques, biochimiques et moléculaires. Le séquençage de l'ADN ribosomal 16S a permis de classer les souches sous le genre Streptomyces. Le screening qualitatif des souches sur milieu gélosé minimum MSM, enrichi individuellement avec des pesticides comme seule source de carbone, a permis de sélectionner 5 souches du sol d'El-Oued et 5 souches du sol de Ouargla capables d'utiliser quatre pesticides à une concentration de 50 mg/L. Le screening quantitatif en milieu MSM liquide a ensuite été réalisé, conduisant à la sélection de 4 souches du sol d'El-Oued et 5 souches du sol de Ouargla, capables de croître en présence de 50 mg/L de ces pesticides, pris individuellement. Parmi ces pesticides, deux herbicides, le glyphosate et la métribuzine, ont été sélectionnées grâce à la croissance maximale des souches en présence de ces pesticides. Une quantification des herbicides dégradés dans différentes conditions (pH, température, et volume d'inoculum) par des méthodes spectrophotométriques a révélé que la dégradation maximale du glyphosate et de la métribuzine se produisait à une température de 30°C, un pH de 7,2 et un volume d'inoculum de 4%. Des consortiums RH1 et RH2, composés de souches sélectionnées pour la dégradation du glyphosate et de la métribuzine respectivement, ont montré une dégradation maximale des herbicides comparativement aux cultures pures. Un suivi de la biodégradation de la métribuzine par une analyse chromatographique GC-MS dans les conditions optimales a révélé une dégradation qui atteint un pourcentage de 80,38%, 76,88%, 83,12%, 79,52% par les souches actifs CH, B2, C1 et C3 respectivement. Le consortium RH2 a pu dégrader 84,7% de concentration initiale de la métribuzine de (50 mg/L). Une réduction remarquable du carbone organique totale a été observé par les souches d'El-Oued et de Ouargla, avec une performance chez les consortiums RH1 et RH2. Une analyse de la structure chimique des herbicides glyphosate et métribuzine avant et après dégradation, par le spectrophotomètre ATR-FTIR montre un changement dans les liaisons chimiques de la molécule du pesticide, et par conséquent dans leur structure, ce qui confirme une biodégradation de ces pesticides.

Mots clés : Actinobactéries, Biodégradation, Pesticides, sol agricole, El Oued, Ouargla.

Membres de jury:

Président:	Pr. BENHIZIA Yacine	Université Constantine 1FM
Directeur de thèse:	Pr. BOUDEMAGH Allaoueddine	Université Constantine 1FM
Examineur :	Pr. KITOUNI Mahmoud	Université Constantine 1FM
Examineur :	Pr. SILINI Alaoua	UFA Sétif 1
Examineur :	Pr. HAMIDECHI MOHAMED Abdelhafid	Université Abbas Laghrour Khenchela.
Examineur :	Pr. ROUAG Nouredine	UFA Sétif 1.

Année universitaire : 2023/2024