



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique Et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère De L'enseignement Supérieur Et De La Recherche Scientifique



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

جامعة قسنطينة 1 الإخوة منتوري
كلية علوم الطبيعة والحياة

Département : Microbiologie

قسم : الميكروبيولوجيا

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

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : *Micriobiologie Appliquée*

N° d'ordre :

N° de série :

Intitulé

**Evaluation de l'activité antifongique contre la fusariose et de l'effet biostimulant
sur le blé et la lentille de trois espèces de *Trichoderma***

Présenté par : MOKHNACHI Sarra

Le : 25/06/2025

NAIM Nour Elhouda

MANSOURI Soulaifa

Jury d'évaluation :

Président : Dr. ABDELAZIZ Ouidad (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri).

Encadrant : Dr. HARRAT Wahiba (MRB -INRAA Constantine).

Examineur(s) : Dr. ALMI Hiba (MCB - U Constantine 1 Frères Mentouri).

**Année universitaire
2024 - 2025**

Remerciement

Tout d'abord nous remercions **Dieu** qui nous a donné la force le courage et la santé de débiter et de terminer ce travail sur la bonne voie.

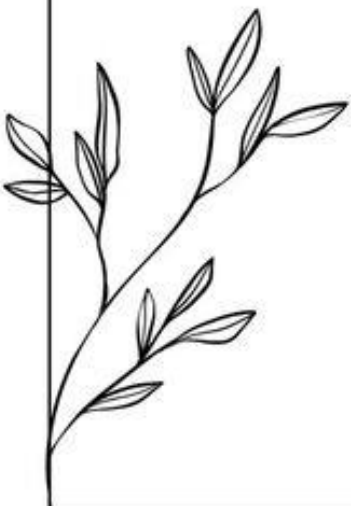
Nous adressons nos vifs remerciements aux membres du jury, **Dr. ABDELAZIZ Ouidad** et **Dr. ALMI Hiba**, pour l'intérêt qu'elles ont porté à notre travail, leurs remarques constructives et leur contribution à l'évaluation de ce mémoire.

Nos remerciements les plus sincères vont à **Dr. HARRAT Wahiba**, notre encadrante, pour sa disponibilité, ses conseils précieux, son encadrement attentif et sa bienveillance tout au long de ce travail. Son expertise et son soutien ont été d'une grande importance pour nous.

Nous remercions également **Mme Sawsen** pour l'aide précieuse qu'elle nous a apportée au laboratoire. Sa patience, sa pédagogie et ses explications claires nous ont permis d'acquérir de nombreuses compétences pratiques dans notre domaine d'étude.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui nous ont soutenues et accompagnées tout au long de la réalisation de ce mémoire.

À toutes ces personnes, nous exprimons notre profonde reconnaissance.



Dédicace

*Avant toute chose, je rends grâce à **Dieu**, le Tout-Puissant, pour m'avoir accordé la force, la patience et la persévérance tout au long de ce parcours.*

Je dédie ce travail à mes chers parents, source inépuisable d'amour, de soutien et de sacrifices. À ma mère, pour ses prières, son affection et son encouragement inconditionnel. À mon père, pour sa sagesse et sa présence constante.

*À mon frère et mes sœurs bien-aimés : **Youcef, Samah, Mariem et Maria**, merci pour votre soutien moral et votre amour sincère, qui ont toujours été un refuge dans les moments difficiles.*

*Je remercie également du fond du cœur toute ma famille : **mon oncle et son épouse mes tantes**, mes cousines et mes cousins. Une pensée particulière à **Roumaissa**, ma cousine, qui a été d'un grand réconfort durant les premières années de mon parcours universitaire. Sa bienveillance et sa présence m'ont profondément marquée.*

*Je n'oublie pas **mes amies chères**, chacune d'entre elles, individuellement, pour leur présence, leurs encouragements et leurs mots qui m'ont portée dans les moments de doute. Merci pour votre amitié précieuse.*

*Mes remerciements vont également à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire. Une gratitude particulière à **Dr. HARRAT Wahiba**, notre encadrante, pour sa disponibilité, ses conseils précieux et sa rigueur scientifique. Merci à **Mme Sawsan** pour son aide précieuse au laboratoire et pour nous avoir transmis avec passion ses connaissances pratiques dans le domaine.*

*Enfin, je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à mes collègues de projet de fin d'études, **Soulafa et Sarra**, pour leur esprit d'équipe, leur implication et leur amitié tout au long de cette belle aventure.*

NOUR ELHOUDA

Dédicace

Je tiens à dédier ce travail, aboutissement de plusieurs mois d'efforts, à celles et ceux qui occupent une place essentielle dans ma vie.

*À mes chers parents, **Slimane** et **Batoul** travail en témoignage de mon immense gratitude pour votre amour inconditionnel, leur patience et leurs sacrifices sans mesure. Votre soutien constant et vos prières silencieuses ont été ma plus grande force.*

*Mes adorables sœurs, **Mouchira Anfel**, **Hanaa Affef** et **Youssra**, je vous remercie pour votre tendresse, votre soutien silencieux et vos encouragements constants qui m'ont accompagnée tout au long de ce parcours.*

*Je suis également reconnaissante envers **Nesrine**, ma précieuse amie, pour sa présence constante, son écoute attentive et ses mots réconfortants dans les moments de doute. Merci d'avoir tout simplement été là.*

*À mes chères copines **Riham** et **Dina**, pour nos moments partagés, leur amitié précieuse et leur constante bonne humeur.*

*Un remerciement tout particulier à mes deux binômes, **Nour Elhouda** et **Sarra**, pour votre esprit d'équipe, votre rigueur et les efforts partagés qui ont grandement enrichi cette aventure universitaire.*

*Enfin, à mon encadreuse, **Mme, Harrat Wahiba**, pour son accompagnement précieux, sa rigueur scientifique et ses conseils éclairés tout au long de ce travail.*

Avec toute ma reconnaissance et ma profonde gratitude.

SOULAF A

Dédicace

À mon **Seigneur**, le **Très-Généreux**, source de miséricorde, de force et de lumière. Louange à Toi pour Tes innombrables bienfaits et Ton soutien constant. Fais que ce travail soit accompli sincèrement pour Ton noble visage, et qu'il soit bénéfique à tous.

À mon père bien-aimé, **Abd El Fateh**, exemple de droiture et de sagesse. Merci pour ton soutien indéfectible. Que Dieu te comble de santé et de sérénité.

À ma chère mère, **Houria**, ton amour inconditionnel et tes sacrifices silencieux sont la fondation de tout ce que je suis. Que Dieu t'accorde une vie douce et paisible.

À ma sœur adorée, **Inès**, mon double, ma complice, et mon soutien indéfectible. Merci pour ta présence sincère à mes côtés dans chaque étape de ma vie.

À **Rania**, ma copine, mon amour et ma seconde sœur, ta patience, ton affection et ta lumière ont guidé mes pas dans l'ombre. Merci pour ta tendresse et ton soutien fidèle.

À ma tante chère, **Salîma**, merci pour ton cœur ouvert, ton écoute et ton soutien sincère.

À **toute ma famille**, pour votre affection, vos prières et votre soutien constant : je vous suis profondément reconnaissant.

À **Dr. Harrat Wahiba**, mon encadrante, je vous adresse ma profonde reconnaissance pour votre accompagnement bienveillant, votre patience et vos conseils éclairés. Votre confiance a été une source d'élan et d'inspiration.

À **Soulefa et Nour**, mes binômes de cœur, les **SNS** : merci pour votre complicité, votre bienveillance et votre solidarité. Ce parcours aurait été bien plus terne sans votre belle énergie et votre présence fidèle.

Enfin, à toutes les personnes qui m'ont soutenu, de près ou de loin : que Dieu vous récompense pour chaque prière, chaque mot, chaque geste.

SARRA

Résumé

Dans le contexte actuel de la recherche en agriculture durable, cette étude explore le potentiel antifongique et biostimulant de trois espèces de *Trichoderma* vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* ainsi que leur effet sur la croissance du blé et de la lentille. Des tests *in vitro* sont menés en confrontation directe et indirecte. La confrontation directe a révélé une inhibition significative de la croissance mycélienne du pathogène dans les deux méthodes, atteignant 71% avec *Trichoderma gamsii*, 62% avec *Trichoderma harzianum* et 61% avec *Trichoderma atroviride*. De plus, les extraits métaboliques des trois espèces ont fortement inhibé le pathogène, avec des taux d'inhibition de plus de 80%. *In vivo*, un effet biostimulant notable est observé sur les plantules de blé et de lentille. Les plants traités ont montré une amélioration significative de la croissance aérienne et racinaire par rapport aux témoins. Chez le blé, *T. gamsii* a induit une augmentation de la hauteur moyenne des plants. Chez la lentille, *T. atroviride* a favorisé l'élongation des tiges, tandis que *T. gamsii* a conduit à une augmentation du poids frais racinaire. Ces résultats soulignent le double intérêt des *Trichoderma spp.* en tant qu'agents de biocontrôle et biostimulants dans une optique d'agriculture durable.

Mots-clés : *Trichoderma spp.*, *Fusarium oxysporum*, biocontrôle, biostimulation, *in vitro* et *in vivo*.

Abstract

In the current context of sustainable agriculture research, this study investigates the antifungal and biostimulant potential of three *Trichoderma* species against *Fusarium oxysporum*, as well as their effects on the growth of wheat and lentil. *In vitro* tests were conducted using direct and indirect confrontation. Direct confrontation revealed significant inhibition of the pathogen's mycelial growth in both methods, reaching 71% with *Trichoderma gamsii*, 62% with *Trichoderma harzianum*, and 61% with *Trichoderma atroviride*. Furthermore, metabolic extracts from the three species strongly inhibited the pathogen, with inhibition rates ranging from over 80%. *In vivo*, a notable biostimulant effect was observed on wheat and lentil seedlings. Treated plants showed significantly improved aerial and root growth compared to controls. In wheat, *T. gamsii* induced an increase in average plant height. In lentil, *T. atroviride* promoted stem elongation, while *T. gamsii* led to an increase in fresh root weight (41.6 mg versus 19 mg for the control). These results highlight the dual value of *Trichoderma spp.* as biocontrol agents and biostimulants for sustainable agriculture.

Keywords: *Trichoderma spp.*, *Fusarium oxysporum*, biocontrol, biostimulation, *in vitro* and *in vivo*.

ملخص

في سياق الأبحاث الحالية حول الزراعة المستدامة، تستكشف هذه الدراسة القدرة المضادة للفطريات والمنشطة للنمو لثلاثة أنواع من *Trichoderma* ضد *Fusarium oxysporum*، بالإضافة إلى تأثيرها على نمو القمح والعدس. يتم إجراء الاختبارات في المواجهة المباشرة وغير المباشرة. وقد أظهرت المواجهة المباشرة تثبيطاً كبيراً لنمو الفطريات المسببة للأمراض في كلتا الطريقتين، حيث وصلت إلى 71% مع *Trichoderma gamsii* و62% مع *Trichoderma harzianum* و61% مع *Trichoderma atroviride*. علاوة على ذلك، فإن المستخلصات الأيضية من الأنواع الثلاثة تعمل على تثبيط العامل الممرض بشكل قوي، مع معدلات تثبيط عالية تزيد عن 80%. في الجسم الحي، تم ملاحظة تأثير تحفيز حيوي ملحوظ على شتلات القمح والعدس. وأظهرت النباتات المعالجة تحسناً كبيراً في نمو الأطراف العلوية والجذور مقارنة بشتلات غير المعالجة. في القمح، تسبب *T. gamsii* في زيادة متوسط ارتفاع النبات. وفي العدس، عزز *T. atroviride* استطالة الساق، بينما أدى *T. gamsii* إلى زيادة وزن الجذر الطازج (41.6 ملغ مقابل 19 ملغ للشتلات غير المعالجة). تسلط هذه النتائج الضوء على الاهتمام المزوج لـ *Trichoderma spp.* كعوامل مكافحة حيوية ومحفزات حيوية بهدف تحقيق الزراعة المستدامة.

الكلمات المفتاحية:

Fusarium oxysporum، *Trichoderma spp.*، مكافحة الحيوية، التحفيز الحيوي، في المختبر وفي الجسم الحي.

LISTE DES ABREVIATIONS

ADN : Acide Désoxyribonucléique.

ARNr : Acide ribonucléique ribosomique.

CMD : Agar de maïs de dextrose.

PDA : Agar pomme de terre-dextrose.

Fe²⁺ : Ion ferreux (fer à l'état d'oxydation +2).

Fe³⁺ : Ion ferrique (fer à l'état d'oxydation +3).

NO: Monoxyde d'azote (Nitric Oxide).

6 PP: 6-pentyl α -pyrone.

DPPH: 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle.

HA: Humic Acid.

AIA: Acide indole-3-acétique.

GA: Gibberellic Acid.

ABA: Acide abscissique.

SAR: Systemic Acquired Resistance.

EBIC: Enhanced Biological Induced Control.

PGPF: Plant Growth-Promoting Fungi.

ISR: Induced Systemic Resistance.

ROS: Reactive Oxygen Species.

INRAA : Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie.

URC : Unité de Recherche Constantine.

FAO : Food and agriculture organisation (Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture).

pH : Potentiel hydrogène.

SA : Salicylic Acid.

JA : Jasmonic Acid.

SOD : Superoxyde dismutase.

CAT : Catalase.

Tef1- α : Translation Elongation Factor 1-alpha.

SAV : Substances antifongiques volatiles.

Ms : Métabolites secondaires.

ITS: Internal Transcribed Spacer.

POD: Peroxidase.

PPO : Polyphenol Oxidase.

PR : Pathogenesis-Related Proteins.

ANOVA : Analyse de la variance.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. La position taxonomique du genre <i>Trichoderma</i>	5
Tableau 2. Caractères morphologiques et observation macroscopique du matériel fongique .	38

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Les cinq sections systématiques du genre <i>Trichoderma</i> spp. selon Bisset (1991).	5
Figure 2. Aspect morphologique d'un conidiophore de <i>Trichoderma harzianum</i> (Samuels <i>et al.</i> , 1994).....	9
Figure 3. Relation mycoparasitaire. micrographie électronique à balayage des hyphes de <i>Trichoderma</i> enroulées autour des hyphes de <i>R. solani</i> (D'après Elad <i>et al.</i> , 1983)..	13
Figure 4. Mécanismes de mycoparasitisme exercés par les souches de <i>Trichoderma</i> (D'après Druzhinina <i>et al.</i> , 2011).....	13
Figure 5. <i>Trichoderma</i> produit un sidérophore dans la rhizosphère des plantes qui chélate le fer insoluble (Fe ³⁺) et contribue à sa transformation en fer soluble (Fe ²⁺) (Oyesola <i>et al.</i> , 2024).	15
Figure 6. Profil des métabolites antimicrobiens produits par <i>Trichoderma</i> et leur impact sur les pathogènes (Li <i>et al.</i> , 2025).....	16
Figure 7. Gestion des maladies des plantes par <i>Trichoderma</i> spp. (Siemering <i>et al.</i> , 2016). ..	19
Figure 8. Schéma descriptif des principaux mécanismes utilisés par les champignons promoteurs de la croissance des plantes pour améliorer la production agricole (Reghmit, 2023).	22
Figure 9. Mécanismes d'induction de la résistance systémique par <i>Trichoderma</i> spp. dans les cellules végétales (Li <i>et al.</i> , 2025).....	24
Figure 10. Les étapes de la préparation et de l'observation microscopique des structures morphologiques de <i>Trichoderma</i> spp.....	29
Figure 11. Technique de confrontation directe <i>in vitro</i> de <i>Trichoderma</i> spp. vis-à-vis <i>F. oxysporum</i>	30
Figure 12. Technique de confrontation indirecte.	31
Figure 13. Les étapes de la culture liquide de <i>Trichoderma</i>	32
Figure 14. Réalisation de l'extraction des métabolites secondaires produits par <i>Trichoderma</i> spp. en culture liquide	33
Figure 15. Les étapes de l'évaluation de l'activité antifongique des métabolites secondaires de <i>Trichoderma</i> sur <i>F. oxysporum</i>	34
Figure 16. Les étapes du test de l'essai de l'effet direct des <i>Trichoderma</i> spp. sur la germination des semences de blé et de lentille.....	35
Figure 17. Les étapes de la préparation de la suspension sporale de <i>Trichoderma</i> et son incorporation dans des sacs contenant du sol préalablement stérilisé.....	36

Figure 18. Les étapes de culture des semences dans le sol (<i>in vivo</i>).....	37
Figure 19. Caractéristiques macroscopiques et microscopiques des espèces fongiques.....	39
Figure 20. Taux d'inhibition des trois espèces de <i>Trichoderma</i> en confrontation directe avec <i>F. oxysporum</i>	Erreur ! Signet non défini.
Figure 21. Confrontation direct entre <i>Trichoderma spp.</i> En présence de l'agent pathogène (F).	41
Figure 22. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de pathogène <i>F. oxysporum</i> en confrontations indirectes avec <i>Trichoderma spp.</i> « <i>T. harzianum</i> , <i>T. atroviride</i> et <i>T. gamsii</i> ».	42
Figure 23. Confrontations indirectes entre <i>Trichoderma spp.</i> contre l'agent pathogène. (F) <i>F. oxysporum</i> ; (T1) <i>T. harzianum</i> , (T2) <i>T. atroviride</i> et (T3) <i>T. gamsii</i>	42
Figure 24. Interaction mycoparasitaire entre <i>Trichoderma spp.</i> et <i>Fusarium oxysporum</i>	43
Figure 25. Effet inhibiteur des métabolites diffusibles des espèces de <i>Trichoderma</i> sur la croissance mycélienne de l'agent phytopathogène. (F) <i>F. oxysporum</i> ; (T1) <i>T. harzianum</i> ; (T2) <i>T. atroviride</i> ; (T3) <i>T. gamsii</i>	44
Figure 26. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de <i>F. oxysporum</i> par les extraits métaboliques de <i>Trichoderma spp.</i> après 7 jours d'incubation.....	45
Figure 27. Effet de <i>T. harzianum</i> , <i>T. atroviride</i> et <i>T. gamsii</i> sur la germination des grains de blé et de lentille.	46
Figure 28. Effet de différentes espèces de <i>Trichoderma</i> sur la longueur de coléoptile du blé.	47
Figure 29. Effet des espèces de <i>Trichoderma spp.</i> sur la germination des graines de blé (B). (T1) <i>T. harzianum</i> ; (T2) <i>T. atroviride</i> ; (T3) <i>T. gamsii</i>	47
Figure 30. Effet de différentes espèces de <i>Trichoderma</i> sur la longueur du coléoptile de la lentille.....	48
Figure 31. Effet des espèces de <i>Trichoderma sp.</i> sur la germination des graines de lentille (L), (T1) <i>T. harzianum</i> ; (T2) <i>T. atroviride</i> ; (T3) <i>Tgamsii</i>	48
Figure 32. Hauteur moyenne des plants de blé en fonction des espèces de <i>Trichoderma</i>	49
Figure 33. Effet des espèces de <i>Trichoderma</i> sur le développement du blé 15 jours après le semi. (B) blé ; (T) <i>Trichoderma</i>	50
Figure 34. Effet des <i>Trichoderma</i> sur le développement du système racinaire chez le blé.	50
Figure 35. Racines des plants de blé inoculé par les <i>Trichoderma spp.</i> a enregistré une grande longueur par rapport au témoin blé (B).	50
Figure 36. Hauteur moyenne des plants de lentilles en réponse aux différentes espèces de <i>Trichoderma</i>	52

Figure 37. Effet des espèces de <i>Trichoderma</i> sur la hauteur des plants et la coloration foliaire de la lentille, (L) lentille ; (T) <i>Trichoderma</i>	52
Figure 38. Influence de diverses espèces de <i>Trichoderma</i> sur la longueur des racines de lentille.	53
Figure 39. Comparaison du poids frais racinaire de la lentille selon les traitements par <i>Trichoderma spp.</i> « <i>T. harzianum</i> , <i>T. atroviride</i> et <i>T. gamsii</i> »	53
Figure 40. Racines des plants de lentille inoculée par <i>Trichoderma spp.</i> a enregistré une grande masse par rapport au témoin lentille (L).	54

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	1
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
Chapitre 1. Le genre <i>Trichoderma</i>	
1. Introduction générale	3
2. Histoire et taxonomie de <i>Trichoderma</i>	3
3. Aspects écologiques du genre <i>Trichoderma</i>	5
4. Facteurs influençant la distribution et l'activité de <i>Trichoderma</i>	6
4.1. Facteurs environnementaux	6
4.2. Interactions biologiques avec d'autres microorganismes	6
4.3. Durée de survie	7
5. Caractéristiques morphologiques des <i>Trichoderma</i>	7
5.1. Généralités	7
5.2. Aspects macroscopique et microscopique	8
6. Approche moléculaire pour la phylogénie de <i>Trichoderma</i>	9
7. Dynamique du cycle de vie de <i>Trichoderma</i>	10
7.1. Sporulation.....	10
7.2. Germination	10
Chapitre 2. Exploitation du potentiel de <i>Trichoderma</i> : Activité antifongique et biostimulant	
1. Activité antifongique de <i>Trichoderma</i>	12
1.1. Généralités	12
1.2. Mode d'action de <i>Trichoderma spp.</i> pour le biocontrôle des pathogènes	12
1.2.1. Mycoparasitisme.....	12
1.2.2. Compétition nutritionnelle et spatiale.....	14
1.2.3. Antibiose de <i>Trichoderma</i>	15
1.2.4. Les mécanismes d'action des métabolites antifongiques de <i>Trichoderma</i>	16

1.3.	Les applications de <i>Trichoderma</i>	17
1.4.	Efficacité des <i>Trichoderma</i> dans la protection des cultures	18
2.	Activité biostimulant de <i>Trichoderma</i>	19
2.1.	Généralités	19
2.2.	Mécanismes d'interactions entre les <i>Trichoderma</i> et la plante.....	20
2.2.1.	Stimulation hormonal (production des phytohormones)	20
2.2.2.	Solubilisation des nutriments.....	20
2.2.3.	Induction de la résistance de l'hôte	22
2.3.	Effet de <i>Trichoderma</i> sur la germination et le développement racinaire des plantes..	24
2.3.1.	Colonisation racinaire et stimulation de la croissance.....	24
2.3.2.	Amélioration de l'absorption des nutriments	25
2.3.3.	Impact sur la fixation de l'azote et la signalisation moléculaire	25
2.4.	Impacts de <i>Trichoderma</i> sur la tolérance au stress abiotique	25
ETUDE EXPERIMENTALE		
1.	Matériel et méthodes	27
1.1.	Matériel biologique.....	27
1.1.1.	Les souches antagonistes « <i>Trichoderma</i> ».....	27
1.1.2.	L'agent phytopathogène	27
1.1.3.	Matériel végétal.....	27
1.2.	Ravivement des espèces utilisées	27
1.3.	Confirmation de l'identification du matériel fongique.....	28
1.4.	Evaluation de l'activité antagoniste et le mode d'action <i>in vitro</i> de <i>Trichoderma spp.</i>	29
1.4.1.	Méthode de confrontation directe.....	29
1.4.2.	Méthode de confrontation indirecte	30
1.4.3.	Evaluation du pourcentage d'inhibition	31

1.4.4.	Test d'activité antifongique par des métabolites secondaires	31
1.5.	Evaluation de l'effet biostimulant de <i>Trichoderma</i> spp. sur les cultures de légumineuses et céréales.....	34
1.5.1.	Test <i>in vitro</i> - test de germination	34
1.5.2.	Test effet biostimulant <i>in vivo</i> des <i>Trichoderma</i> spp.	35
2. Résultats	38
2.1.	Caractérisation macroscopique et microscopique du matériel fongique testé.....	38
2.2.	Activité antifongique des <i>Trichoderma</i> spp. <i>in vitro</i> vis-à-vis l'agent pathogène <i>F. oxysporum</i>	40
2.2.1.	Résultat des confrontations directes	40
2.2.2.	Résultats des confrontations indirectes	41
2.2.3.	Mode d'action de <i>Trichoderma</i> contre le phytopathogène <i>F. oxysporum</i>	42
2.2.4.	Résultats de la confrontation par les métabolites secondaires (filtrat de culture).....	44
2.3.	Activité biostimulant des <i>Trichoderma</i> spp. Sur les céréales et les légumineuses....	45
2.3.1.	Test « <i>in vitro</i> »	45
2.3.2.	Test « <i>in vivo</i> » (culture en pots)	48
3.Discussion	55
	CONCLUSION.....	60
	REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
	ANNEXES	

INTRODUCTION

Les céréales et les légumineuses occupent une place centrale dans le système alimentaire et l'économie nationale Algérienne. Les céréales, en particulier, leurs productions a dépassé 3,5 millions de tonnes en 2023, cultivée sur une superficie de près de 3,0 millions d'hectares, avec un rendement moyen estimé entre 20 et 75q/ha (FAO, 2023). Cette prédominance reflète leur rôle stratégique dans la sécurité alimentaire, fournissant plus de 60 % de l'apport calorique et 75 à 80 % de l'apport protéique de la ration alimentaire des Algériens (Djermoun, 2009). Parallèlement, les légumineuses jouent un rôle important dans l'alimentation et les systèmes de culture algériens. Elles complètent, sur le plan nutritionnel celles des céréales (blé, maïs et riz) et améliorent la valeur alimentaire de la ration, enrichissent le sol en azote grâce à leur capacité de fixation biologique, améliorent la structure du sol et servent de précédents cultureaux bénéfiques pour les céréales (AGRICHEM, 2021 ; Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture, 2024).

Ces cultures stratégiques sont gravement menacées par les ravageurs dont les champignons phytopathogènes tel que les espèces de *Fusarium*. Ce pathogène pénètre la plante par les racines, colonise les vaisseaux du xylème et perturbe le transport de l'eau et des nutriments, entraînant ainsi des symptômes tels que le flétrissement, la chlorose, le rabougrissement puis la mort prématurée des plants (Michielse *et al.*, 2009). Chez le blé, *F. oxysporum* peut induire des pertes de rendement considérables, exacerbées par des conditions de stress hydrique ou des pratiques culturales intensives (Kumar *et al.*, 2021). Dans le cas de la lentille, le champignon provoque non seulement des dégâts physiologiques directs, mais interfère aussi avec la symbiose rhizobienne, affectant la fixation biologique de l'azote, ce qui aggrave encore les pertes de productivité (Bayaa et Erskine, 1998). La durabilité de ce pathogène est liée à sa capacité à produire des chlamydospores, qui peuvent survivre dans le sol pendant plusieurs années, rendant les stratégies de lutte chimique et culturale souvent inefficaces à long terme (Gordon et Martyn, 1997). La diversité génétique élevée des formes spéciales des *Fusarium* rend la lutte variétale complexe et souligne la nécessité de stratégies de gestion intégrée, incluant la rotation culturale, l'utilisation de variétés tolérantes et avoir recours aux agents de biocontrôle comme l'utilisation des microorganismes à potentiel antagoniste.

En parallèle, l'utilisation intensive des molécules chimiques de l'agriculture moderne, notamment par l'usage massif d'engrais et de pesticides, entraîne une série d'effets néfastes sur l'environnement et la fertilité des sols. Ces pratiques perturbent la biodiversité microbienne essentielle au maintien des fonctions écologiques telles que la décomposition de la matière organique et la régulation des cycles biogéochimiques. Elles favorisent également la

contamination des eaux souterraines et l'émergence de résistances chez les pathogènes et ravageurs, compromettant ainsi la durabilité des systèmes agricoles (Kumar *et al.*, 2020).

Face à ces défis, la recherche agronomique se tourne vers des approches durables, telles que l'utilisation des microorganismes bénéfiques du sol, notamment certaines bactéries et champignons antagonistes. Ces organismes appliqués au niveau du système racinaire, jouent un rôle crucial dans la promotion de la croissance végétale et la protection des plantes contre divers stress biotiques et abiotiques (Rawat *et al.*, 2022).

Depuis plusieurs décennies, les espèces du genre *Trichoderma* sont largement reconnues pour leur double fonction bénéfique en agriculture. D'une part, elles agissent comme agent de lutte biologique en exerçant un effet antagoniste sur une variété d'agents phytopathogènes, grâce à des mécanismes tels que le mycoparasitisme, la compétition pour les nutriments et la production de composés antimicrobiens. D'autre part, *Trichoderma* joue un rôle biostimulant en stimulant la croissance végétative et racinaire, en améliorant l'absorption des nutriments, et en activant les mécanismes de défense des plantes (Harman *et al.*, 2004 ; Woo *et al.*, 2014).

Le but de cette étude est l'évaluation de l'effet antifongique de quelques espèces de *Trichoderma* sur l'agent causale de la fusariose « *Fusarium oxysporum* » et l'effet biostimulant sur le développement de la plante, cas du blé (céréale) et de la lentille (légumineuse alimentaire).

Pour cela, plusieurs essais sont menés « *in vitro* » et « *in situ* » afin d'évaluer les effets intéressants recherchés des *Trichoderma spp.* Dans un premier temps, l'évaluation de l'effet antifongique est réalisée par des tests *in vitro* : méthode directe et indirecte en confrontation avec *F. oxysporum* et aussi en utilisant les filtrats de l'antagoniste. L'effet biostimulant est réalisé *in situ* sur deux cultures stratégiques en procédant à l'inoculation du substrat de culture.

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1

Le genre *Trichoderma*

1. Introduction générale

Le genre *Trichoderma* regroupe des champignons cosmopolites largement répandus dans une variété d'environnements naturels et d'agroécosystèmes. Reconnues pour leur intérêt biotechnologique, les espèces de *Trichoderma* agissent en tant que symbiotes végétaux avirulents et opportunistes. En tant qu'organismes associés aux plantes, elles remplissent un double rôle essentiel : elles assurent la protection des cultures en tant qu'agents de lutte biologique tout en étant respectueuses de l'environnement et économiquement avantageuses. En plus de limiter l'incidence des maladies phytopathogènes, les *Trichoderma* participent à l'amélioration de la croissance végétale, renforcent la résistance des plantes aux stress biotiques et abiotiques, optimisent l'absorption des nutriments, et contribuent à la dégradation des résidus de pesticides dans les sols (Maurya *et al.*, 2024).

Avec plus de 400 espèces identifiées à ce jour, le genre *Trichoderma* est également exploité depuis plusieurs décennies dans des applications industrielles, notamment en tant que bioréacteurs pour la production d'enzymes, comme biofertilisants et comme agents de lutte biologique contre de nombreux agents pathogènes des plantes (Ding, 2023). La classification taxonomique de ces espèces repose principalement sur des analyses phylogénétiques basées sur les séquences d'ADN, ciblant notamment des marqueurs génétiques mitochondriaux et nucléaires. Ces approches moléculaires ont permis de mettre en évidence la grande diversité génétique au sein du genre ainsi que d'élucider les relations évolutives complexes entre les différentes espèces (Wang *et al.*, 2024 ; Pfordt *et al.*, 2024 ; Zhao *et al.*, 2024).

2. Histoire et taxonomie de *Trichoderma*

Le terme « *Trichoderma* » a été introduit dans la mycologie en 1794 par Persoon, qui décrivant l'apparence caractéristique du genre *Trichoderma* comme une « poudre farineuse enfermée dans une couverture » (Bisby, 1939).

Bien que le genre *Trichoderma* soit connu depuis le début du 19^{ème} siècle et son association avec les téléomorphes dans *Hypocrea* Fr. a été reconnu par les frères Tulasne en 1865, sa taxonomie est restée obscure jusqu'à ces dernières décennies (Kubicek et Harman, 2002).

L'histoire de la taxonomie du *Trichoderma* est marquée par une série de découvertes et de révisions. En 1794, Persoon décrit le premier *Trichoderma* sp. et établit 4 espèces. En 1821, Fries classe ce genre parmi les Gastéromycètes. Tulasne, en 1860, reconnaît l'absence de formes téléomorphes (sexuées) chez ce genre. En 1871, Harz insiste sur l'importance des caractères morphologiques, en particulier les phialides, pour l'identification des espèces. Waksman, en

1916, décrit 6 nouvelles souches basées sur des critères macroscopiques, tandis qu'Abbot, en 1926, identifie quatre espèces avec d'autres critères. En 1939, Bisby simplifie radicalement la classification en regroupant toutes les espèces à spores vertes sous le nom unique de *Trichoderma viride*, une approche qui prévaudra pendant 24 ans. En 1963, Gutter et Monbasher démontrent la variabilité des espèces en fonction des conditions environnementales.

En 1969, Rifai propose une classification utilisable avec le concept "d'espèces agrégées", basé sur les caractères microscopiques. Une espèce agrégée est une entité composée de groupement d'espèces très similaires, difficiles à séparer. Les espèces de *Trichoderma* sont regroupées en neuf "agrégats d'espèces", "d'espèces agrégées", distincts. Ces agrégats comprennent les espèces suivantes : *Trichoderma aureoviride*, *Trichoderma hamatum*, *Trichoderma harzianum*, *Trichoderma koningii*, *Trichoderma longibrachiatum*, *Trichoderma piluliferum*, *Trichoderma polysporum*, *Trichoderma pseudokoningii* et *Trichoderma viride*. Tout en tolérant une certaine variabilité au sein de chaque espèce agrégée (Rifai., 1969).

En 1991, Bissett regroupe les espèces agrégées dans 5 sections *Trichoderma*, *Pachybasium*, *Hypocreanum*, *Longibrachiatum* et *Saturnisporum* (Fig. 1), se basant sur des analyses moléculaires et la morphologie des conidiophores et des phialides (Bissett, 1991 ; Samuels *et al.*, 2006).

Les avancées technologiques, notamment le séquençage de l'ADN et la phylogénie moléculaire, permettent aux scientifiques d'explorer en profondeur la diversité génétique des *Trichoderma*, et d'identifier des variations subtiles dans les séquences d'ADN entre les différentes espèces, même si elles peuvent présenter des similitudes morphologiques. Ainsi de mieux comprendre la diversité génétique et la phylogénie des *Trichoderma*.

Par exemple, en 2020, les espèces *T. lentinulae*, *T. vermifimicola*, *T. xixiacum* et *T. zelobreve* ont été isolées à partir de substrats variés en Chine (Gu *et al.*, 2020). De même, *T. austroindianum*, *T. hortense* et *T. syagri* ont été décrites en 2021 à partir de tissus végétaux en décomposition et de sols en Argentine (Barrera *et al.*, 2021). En 2022, *T. vadicola* a été décrite à partir de sols humides près d'une source d'eau dans différentes régions de Chine (Zhang *et al.*, 2022), tandis que *T. nigricans*, *T. densissimum* et *T. paradensissimum* ont été collectées dans des sols en Chine en 2023 (Zhao *et al.*, 2023). L'espèce *T. carraovejensis* a été décrite en 2024, isolée de vignobles de la région de Ribera de Duero en Espagne (Zanfaño *et al.*, 2024). Quant à *T. cerradensis*, elle a été décrite en 2025 à partir d'un échantillon de sols brésiliens au Brésil (Peixoto *et al.*, 2025).

D'après Bissett et *al.* (2004), la position taxonomique actuelle des *Trichoderma* *sp.* est décrite dans le tableau suivant :

Tableau 1. La position taxonomique du genre *Trichoderma*.

Embranchement	<i>Amastigomycota</i> et/ou <i>Eumycètes</i>
Sous embranchement	<i>Ascomycotina</i>
Classe	<i>Sordariomycètes</i>
Ordre	<i>Hypocréales</i>
Famille	<i>Hypocraceae</i>
Genre	<i>Trichoderma</i>

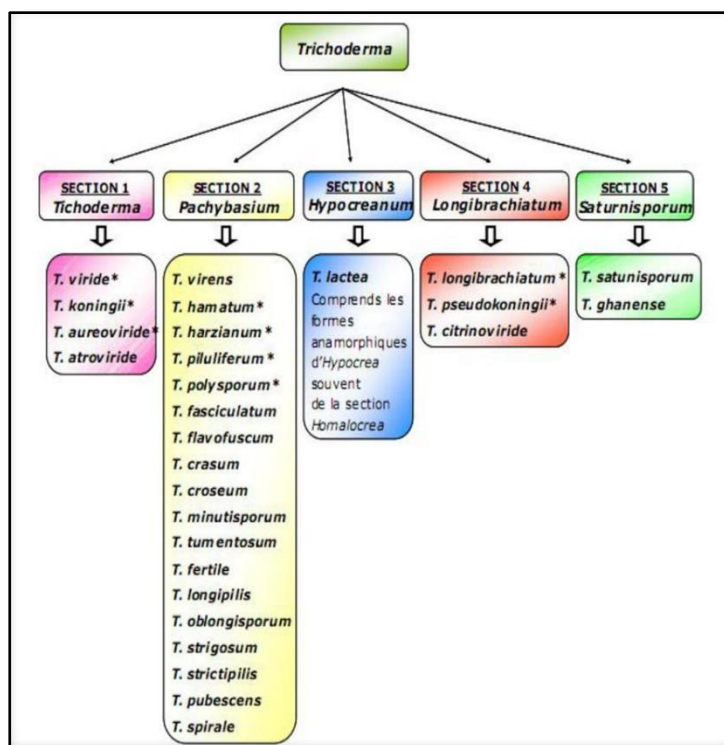


Figure 1. Les cinq sections systématiques du genre *Trichoderma* *spp.* selon Bisset (1991).

3. Aspects écologiques du genre *Trichoderma*

Les espèces du genre *Trichoderma* sont des champignons ubiquitaires reconnues pour leur capacité à prospérer dans une variété de climats et pour sa fonction importante dans les environnements agricoles (Samuels, 1996). En raison de ses nombreux modes d'action différents, tels que la décomposition de la matière organique, la lutte biologique, la promotion de la croissance des plantes et la bioremédiation des sols contaminés, on le trouve largement dans les habitats terrestres et marins (Verma, 2007 ; Rush *et al.*, 2021 ; Adnan *et al.*, 2024).

En effet, les espèces de *Trichoderma* se trouvent dans divers habitats, notamment dans le bois pourri et dans diverses cultures comme le blé, l'avoine, la lentille et les tomates. Leur présence dans les environnements terrestres représente environ 6% du total des espèces fongiques, ce qui est comparable à 6,4 % à 10,4 % dans les environnements marins (Landreau, 2001 ; Valeria *et al.*, 2024).

En résumé, les *Trichoderma spp.* sont des symbiotes végétaux qui peuvent induire une résistance systémique chez les plantes, améliorant ainsi leur croissance et les protégeant contre les agents pathogènes. Ils jouent un rôle préventif et curatif dans le sol, favorisant la santé et la productivité des plantes sans être parasites des plantes vivantes (Harman *et al.*, 2004).

4. Facteurs influençant la distribution et l'activité de *Trichoderma*

Les espèces de *Trichoderma* sont des champignons filamenteux, largement présentes dans tous les types de sol. Leur survie est influencée par :

4.1. Facteurs environnementaux

- **Température :** Les *Trichoderma* présentent une large tolérance à la température, allant de 0°C à 50°C, avec une croissance optimale se produisant généralement à des températures modérées autour de 25°C (Al-Ani, 2018 ; Pérez *et al.*, 2022).
- **pH du Sol :** Les *Trichoderma* préfèrent généralement les environnements à pH acide à neutre, avec une croissance et une sporulation optimales observées autour d'un pH de 5,5 à 6 (Abeyratne et Deshappriya, 2018 ; Pérez *et al.*, 2022).
- **Humidité :** Même si elle n'est pas spécifiquement indiquée dans les résultats, l'humidité joue habituellement un rôle important pour la pérennité des champignons (Al-Ani, 2018).

4.2. Interactions biologiques avec d'autres microorganismes

Les *Trichoderma* rivalisent efficacement avec les bactéries et d'autres champignons du sol pour les nutriments, ce qui est essentiel à sa persistance dans des environnements limités en nutriments. Ces recherches mettent en évidence l'importance d'étudier les interactions entre les microorganismes du sol afin de mieux comprendre la survie de *Trichoderma* et son rôle en tant qu'agent de biocontrôle. La compétition avec d'autres microorganismes présents dans le sol peut fortement influencer son efficacité dans les pratiques agricoles et la gestion durable des sols (Harman *et al.*, 2004).

4.3. Durée de survie

Certaines espèces de *Trichoderma*, comme *T. harzianum* souche T22, peuvent survivre jusqu'à 8 mois dans certaines conditions (Agence française de sécurité sanitaire des aliments, 2007).

En résumé, la survie des *Trichoderma* au sol dépend de leur écologie, qui à son tour est influencée par de nombreux facteurs environnementaux. La compréhension de l'écologie de *Trichoderma* dans le sol est donc importante pour sa fonction en tant qu'agent de lutte biologique, ainsi que pour son utilisation dans la production agricole et la gestion des sols a également une influence directe sur sa survie (Błaszczuk *et al.*, 2014).

5. Caractéristiques morphologiques des *Trichoderma*

5.1. Généralités

Rifai (1969) et Bissett (1991) ont abordé les traits morphologiques qu'ils ont employés pour identifier et distinguer les différentes espèces de *Trichoderma*. Les deux auteurs ont mis en évidence les problèmes intrinsèques à la caractérisation morphologique des espèces de *Trichoderma*.

Samuels (1996) a aussi apporté des observations et des remarques approfondies sur l'importance des caractères morphologiques pour la détermination des espèces de *Trichoderma*. Les caractères généralement utiles pour caractériser et identifier d'autres genres d'Hyphomycètes sont souvent moins efficaces pour distinguer les espèces de *Trichoderma*. Ceci est attribué à la faible variabilité morphologique, dont la structure simplifiée restreint les divergences visibles, conjointement à l'ambiguïté des termes utilisés pour décrire les variations de coloration ou de motifs, ce qui complique la détermination des différences entre les espèces (Rifai, 1969).

Bien que les espèces de *Trichoderma* présentent des variations morphologiques limitées, des observations morphologiques détaillées peuvent suffire pour identifier les espèces et les souches, à condition que les taxons aient été correctement différenciés et décrits dans la littérature existante. Jusqu'à la fin des années 2000, les identifications basées sur les caractères morphologiques restaient la méthode principale pour identifier et vérifier les espèces de *Trichoderma*, en l'absence d'outils moléculaires comme séquençage de l'ADN. (Hibbett *et al.*, 2011). Toutefois, malgré l'essor des techniques moléculaires, l'analyse morphologique, combinée aux études physiologiques, demeure aujourd'hui un complément précieux pour l'étude taxonomique des champignons, apportant des éléments essentiels à la compréhension de leur diversité (Druzhinina *et al.*, 2005 ; Druzhinina *et al.*, 2006).

5.2. Aspects macroscopique et microscopique

Les colonies fongiques de *Trichoderma* spp. présentent une morphologie variable, allant d'une texture légèrement floconneuse ou bien compactée en touffes. Des aspects intermédiaires sont également observés. La pigmentation des phialides confère aux colonies leur coloration caractéristique. Initialement, la germination de la conidie induit la formation d'un mycélium blanc et stérile, qui s'organise en cercles. Deux jours plus tard, une couleur verte est visible sur les parties aériennes du mycélium, correspondant à la conidiogenèse (Kubicek *et al.*, 2003).

Les cultures de *Trichoderma* présentent généralement une croissance rapide entre 25 et 30°C. Les colonies apparaissent aux débuts transparentes sur des supports tels que l'agar de maïs dextrose (CMD) ou blanches sur les milieux riches tels que le milieu pomme de terre -dextrose-agar (PDA). Cependant, le pigment jaune peut être sécrété dans l'agar-agar et en particulier sur PDA. L'odeur de noix de coco caractéristique est produite par certaines espèces (Samuels, 2015 ; Togbé *et al.*, 2024).

Les conidies de *Trichoderma* spp. se présentent généralement sous forme déshydratée. Cependant, chez certaines espèces, elles peuvent être maintenues en gouttes de liquide clair vert ou jaune (*T. virens* et *T. flavofuscum*). La morphologie conidiale est typiquement ellipsoïdale, avec des dimensions comprises entre 3 et 5 µm de longueur et 2 à 4 µm de largeur, pour la majorité des espèces (Samuels, 2015).

Au microscope optique, on peut observer un mycélium composé d'hyphes jaunes, septés, ramifiés à parois lisses. Les conidiophores ont une forme conique ou pyramidale, très ramifiés, ils supportant des phialides en forme de flasques ou de quilles (Fig. 2). Ces dernières portent les conidies (Samuels *et al.*, 1999 ; Bissett, 1991).

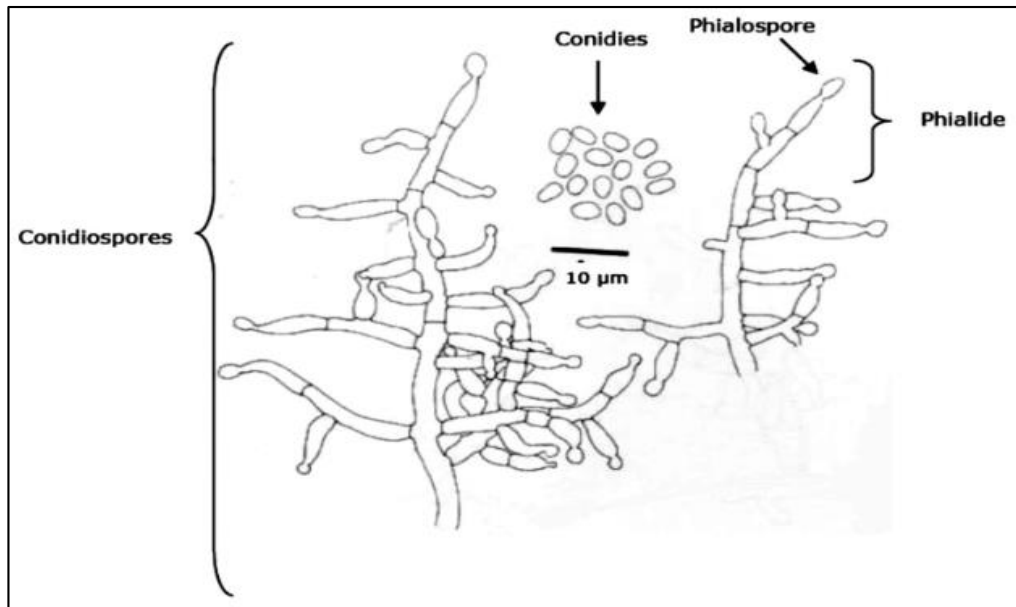


Figure 2. Aspect morphologique d'un conidiophore de *Trichoderma harzianum* (Samuels *et al.*, 1994).

6. Approche moléculaire pour la phylogénie de *Trichoderma*

Les méthodes traditionnelles basées sur la morphologie se sont avérées insuffisantes pour définir clairement les espèces au sein de *Trichoderma*. Meyer et Plaskowitz (1989) ont souligné cette difficulté, mettant en évidence l'absence de caractères morphologiques ou génétiques fiables pour l'identification des espèces (Kubicek et Harman, 2002).

Les études moléculaires, notamment celles de Samuels *et al.* (1994), Muthumeenakshi *et al.* (1994), Leuchtmann *et al.* (1996), Kuhls *et al.* (1996, 1997) et Turner *et al.* (1996), ont révolutionné la taxonomie de *Trichoderma*. Ces travaux ont démontré que la variation génétique pouvait être caractérisée à différents niveaux taxonomiques, et que la combinaison de diverses techniques moléculaires permettait de définir les limites des taxons (Kubicek et Harman, 2002).

L'identification précise des espèces de *Trichoderma* repose largement sur l'analyse de séquences génétiques spécifiques, tels que l'ARN ribosomal (ARNr) 18S et 28S (Kuhls *et al.*, 1999 ; Kantarcioğlu *et al.*, 2009), les gènes codant pour des protéines spécifiques, comme gène *tef1-α* et les séquences ITS région non codante de l'ADN (O'Donnell *et al.*, 1998).

L'utilisation combinée de ces différentes séquences génétiques permet d'obtenir une identification plus précise et fiable des espèces de *Trichoderma*. Les données de séquences sont essentielles pour les études phylogénétiques, qui visent à reconstruire l'histoire évolutive du genre *Trichoderma* et leur utilisation dans différents domaines, tels que la protection des plantes, la biotechnologie et la recherche en bioremédiation (Chaverri *et al.*, 2013).

7. Dynamique du cycle de vie de *Trichoderma*

7.1. Sporulation

La sporulation de *Trichoderma* est un processus crucial à sa propagation et à son efficacité en tant qu'agent de lutte biologique. Les conditions environnementales telles que la température, l'aération et l'humidité, ainsi que les substrats de culture spécifiques, influencent de manière significative la quantité et la qualité des spores produites (Kredics *et al.*, 2003).

En réalité, la majorité des préparations de *Trichoderma* disponibles dans le commerce utilisent principalement des préparations de conidiospores, dont la viabilité peut diminuer dans des conditions de stockage moins qu'idéales. Les chlamydospores de *Trichoderma* sont des grosses spores, rondes et résistantes à parois épaisses formées par transformation cellulaire ou différenciation mycélienne, améliorant la survie dans des conditions défavorables. Leur production revêt une importance particulière pour l'étude de l'écologie de *Trichoderma* dans le sol ainsi que pour l'évaluation de son potentiel et tant qu'agent de lutte biologique efficace et durable (Peng *et al.*, 2021).

7.2. Germination

L'un des processus les plus importants de la germination des spores de *Trichoderma* est leur capacité à se fixer dans le sol et à coloniser les racines des plantes, cette germination est influencée par un certain nombre de facteurs environnementaux, notamment la température, l'humidité et la présence de pesticides (Kredics *et al.*, 2003).

En effet, de nombreuses études démontrent que la germination des phialospores des espèces de *Trichoderma* nécessite une source externe de nutriments et de CO₂ et elles réagissent également à la concentration en protons, elles se développent mieux dans des environnements acides que neutres (Danielson et Davey, 1973).

Les espèces de *Trichoderma*, en particulier *Trichoderma harzianum*, subissent certains changements morphologiques et stades de développement au cours de la germination et de la croissance ultérieure. Les conidies se développent d'abord en un mycélium blanchâtre et stérile 24 heures après la germination. Au bout de deux jours, ce mycélium se transforme et devient vert en raison de la conidiogenèse, suivie de la formation de cercles concentriques et d'un épais feutrage sur le substrat (Schuster et Schmoll, 2010).

Ce cycle de reproduction asexuée, intégrant la sporulation, la germination et la recondiation, permet à *Trichoderma* de se multiplier efficacement et d'interagir dynamiquement avec son environnement, assurant ainsi sa survie, sa dispersion et sa fonction biologique dans les systèmes agricoles (Harman *et al.*, 2004).

Chapitre 2

Exploitation du potentiel de
***Trichoderma* :**
Activité antifongique et
biostimulant

1. Activité antifongique de *Trichoderma*

1.1. Généralités

Les espèces du genre *Trichoderma* représentent un groupe de micro-organismes bénéfiques du sol, connus pour leur capacité à améliorer la qualité du sol, à faciliter la croissance des plantes et à servir d'agents de lutte biologique parmi les plus efficaces contre plusieurs champignons phytopathogènes. La gestion des champignons phytopathogènes à l'aide du genre *Trichoderma* par le biais de divers mécanismes antifongiques associés est une stratégie durable et écologique qui réduit la présence nocive d'agents pathogènes dans le sol, les racines et les parties aériennes des plantes (Antifungal Activity of Metabolites from *Trichoderma spp.* against *Fusarium Oxysporum*, 2023). Utilisant l'antagonisme et la compétition directe, notamment au sein de la rhizosphère, *Trichoderma* orchestre les interactions microbiennes, façonnant ainsi le microbiome du sol (Asghar *et al.*, 2024).

1.2. Mode d'action de *Trichoderma spp.* pour le biocontrôle des pathogènes

Les *Trichoderma* possèdent une activité antagoniste avec divers mécanismes d'action potentiellement utiles. Cependant, ces mécanismes sont complexes et varient selon les agents pathogènes présents et les caractéristiques physico-chimiques de l'environnement (température, humidité, etc.). De plus, il peut utiliser un ou plusieurs modes d'action simultanément. Pour lutter contre un agent pathogène, on peut utiliser :

1.2.1. Mycoparasitisme

Le mycoparasitisme est considéré comme un facteur majeur d'antagonisme champignon-champignon. C'est un mode de vie où un champignon vivant (hôte ou proie) est parasité par un autre champignon (mycoparasite ou prédateur) et lui sert de source de nutriments. Les interactions mycoparasitaires sont courantes chez les champignons et comme pour les agents phytopathogènes, comprennent des relations biotrophes et nécrotrophes. Les biotrophes se nourrissent des hyphes de leurs hôtes fongiques vivants, et présentent généralement une gamme d'hôtes étroite (Karlsson *et al.* 2017), Les nécrotrophes, principalement les espèces de *Trichoderma*, ont une gamme d'hôtes plus large et un mode d'action moins spécifique (Viterbo *et al.*, 2010).

Les hyphes de *Trichoderma* après la reconnaissance s'attachent à l'hôte par la formation de structures en forme de crochet et de corps ressemblant à des appressoriums, et s'enroulent autour des hyphes du pathogène (Elad *et al.*, 1983 ; Harman *et al.*, 1981). Cet attachement et cet enroulement typiques semblent être la dernière étape avant le début de l'activité des enzymes lytiques (Harman *et al.*, 2005). Un exemple de ce phénomène est illustré dans la figure 3, qui montre clairement l'enroulement des hyphes du mycoparasite *Trichoderma* autour des hyphes de *Rhizoctonia solani*.

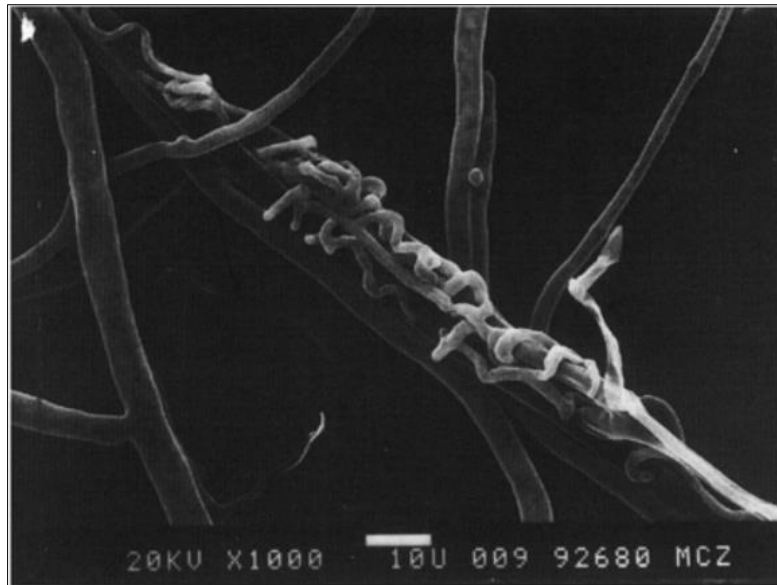


Figure 3. Relation mycoparasitaire. micrographie électronique à balayage des hyphes de *Trichoderma* enroulées autour des hyphes de *R. solani* (D'après Elad *et al.*, 1983).

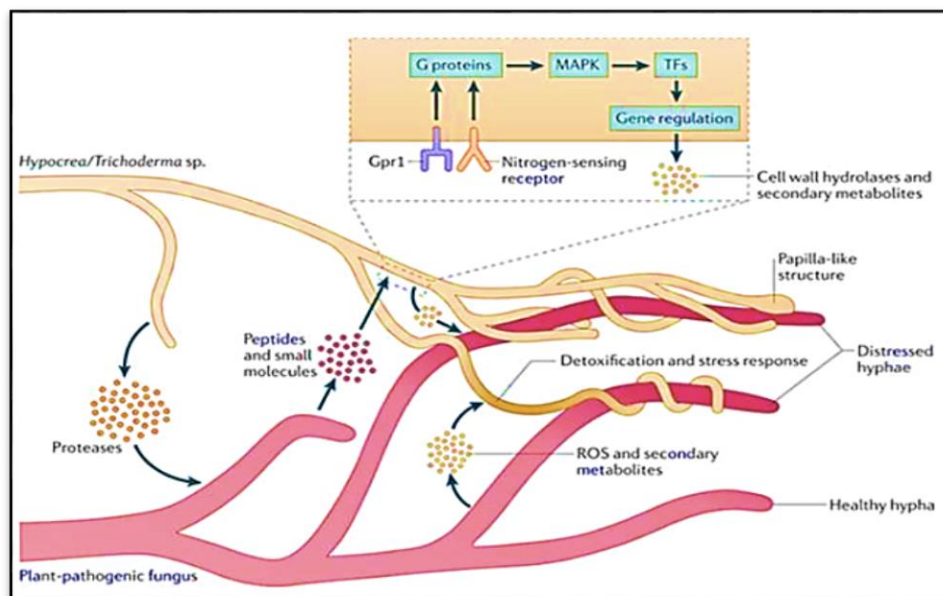


Figure 4. Mécanismes de mycoparasitisme exercés par les souches de *Trichoderma* (D'après Druzhinina *et al.*, 2011).

1.2.2. Compétition nutritionnelle et spatiale

Un élément essentiel de la fonction des espèces de *Trichoderma* en tant qu'agents de lutte biologique en agriculture est leur capacité à supplanter les agents pathogènes pour les nutriments et l'espace. Ces champignons contrôlent avec succès les maladies transmises par le sol de diverses manières après avoir colonisé divers environnements, tels que les tissus végétaux et les rhizosphères (Guzmán-Guzmán *et al.*, 2023).

Cependant, les souches de *Trichoderma* sont connues pour leur double fonction de compétiteurs d'agents pathogènes et de bio dégradeurs, notamment en situation de carence en nutriments (Singh *et al.*, 2016). Leur efficacité dépend de leur capacité à coloniser la rhizosphère, essentielle pour contrôler les phytopathogènes et à s'étendre à plus de 2 cm de la graine (Ahmed et Baker, 1987).

Dans cette situation, les sidérophores sont essentiels à la survie et à la compétitivité de *Trichoderma* dans les environnements carencés en fer (Zhao *et al.*, 2020). Ces chélateurs du fer à haute affinité permettent à *Trichoderma* d'absorber le fer disponible tout en inhibant la croissance des phytopathogènes en les privant de ce nutriment essentiel (Fig. 5) (Harman *et al.*, 2004). Ce mécanisme compétitif limite non seulement la colonisation des surfaces racinaires par les pathogènes, mais réduit également les risques de maladies chez les plantes (Harman *et al.*, 2004). Des études menées Sood *et al.* (2020) soulignent que l'application de *T. asperellum* (T-6) sur les racines de concombre augmentait la teneur en Fe^{2+} et en sidérophores du sol, de même que l'espèce *T. atroviride* producteurs de deux types de sidérophores (hydroxamate et catéchol) aide la plante à réduire Fe^{3+} en Fe^{2+} , ce qui stimule par conséquent sa solubilisation et son absorption.

Par ailleurs, la souche de *Trichoderma* joue un rôle important dans la rhizosphère en colonisant les surfaces racinaires et les couches externes du cortex racinaire. Ce processus crée un environnement propice à des interactions entre la plante et le champignon. *Trichoderma* libère des molécules bioactives, telles que des enzymes et des peptides, qui peuvent influencer la croissance de la plante, la protection contre les agents pathogènes et la modulation de la rhizosphère (Motlagh et Samimi, 2013).

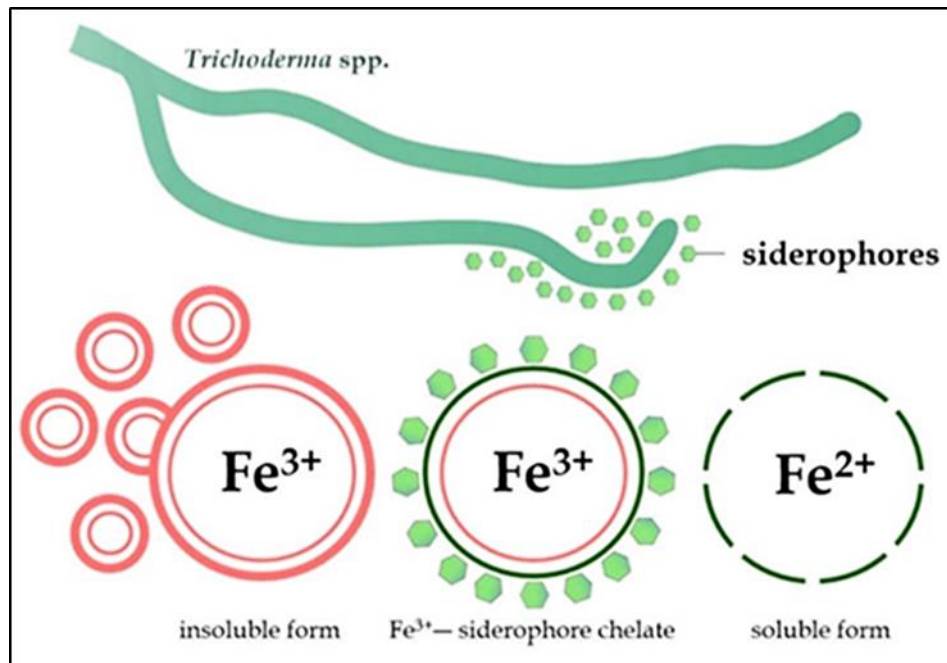


Figure 5. *Trichoderma* produit un sidérophore dans la rhizosphère des plantes qui chélate le fer insoluble (Fe³⁺) et contribue à sa transformation en fer soluble (Fe²⁺) (Oyesola *et al.*, 2024).

1.2.3. Antibiose de *Trichoderma*

Le genre *Trichoderma* est réputé pour sa capacité à produire une grande variété de métabolites secondaires, qui comprennent des enzymes, des agents antimicrobiens, des composés volatils, ainsi que d'autres substances toxiques (Fig. 6), contribuant ainsi à son rôle d'agent de lutte biologique contre divers agents pathogènes des plantes. Ces métabolites inhibent non seulement la croissance de champignons nuisibles, mais favorisent également la santé des plantes par divers mécanismes (Martínez-Padrón *et al.*, 2018).

Les espèces de *Trichoderma*, qui sont des champignons filamenteux largement utilisés en biocontrôle, sont connues pour leur production de nombreux métabolites aux propriétés antimicrobiennes, notamment : la tricholine, l'acide harzianique, la viridine, les peptaobols, la 6-pentyl α -pyrone (6PP), les glisoprénines, la gliovirine et l'acide heptélidique (Schuster et Schmoll, 2010 ; Vinale et Sivasithamparam, 2020).

Des études montrent que l'application d'une solution d'acide harzianique (HA) à une concentration de 1 mM, un métabolite dérivé de *Trichoderma harzianum*, sur des plants de raisin a entraîné une réduction de 60 % de l'incidence de l'oïdium causé par *Erysiphe necator*. Cela suggère que l'acide harzianique pourrait avoir un potentiel important en tant que traitement biologique pour lutter contre cette maladie fongique, qui est un problème majeur pour les cultures de raisin (Pascale *et al.*, 2017).

En résumé, les propriétés antifongiques de ces métabolites sont principalement dues à leur capacité à inhiber la croissance des champignons pathogènes, à interférer avec leur développement cellulaire et à réduire leur capacité à infecter les plantes. Ces métabolites sont donc au cœur des stratégies de biocontrôle utilisant *Trichoderma*, un agent biologique qui aide à protéger les cultures agricoles des infections fongiques sans recourir aux produits chimiques.

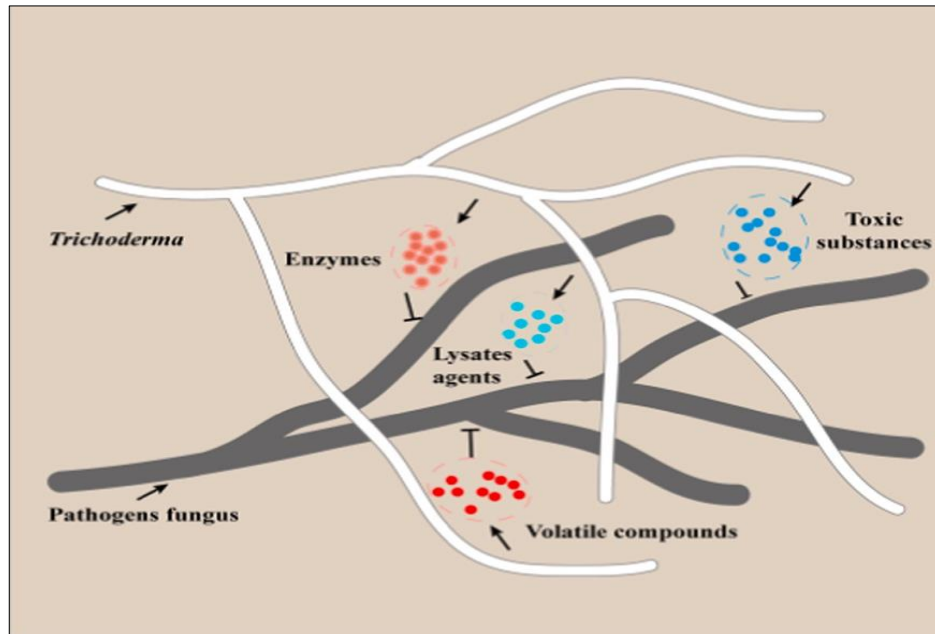


Figure 6. Profil des métabolites antimicrobiens produits par *Trichoderma* et leur impact sur les pathogènes (Li *et al.*, 2025).

1.2.4. Les mécanismes d'action des métabolites antifongiques de *Trichoderma*

Les métabolites secondaires (MS) ne sont pas essentiels à la croissance normale, mais sont synthétisés en réponse à des conditions environnementales spécifiques. Les MS peuvent être des composés organiques volatils ou non volatils (Gonzalez *et al.*, 2023). Les MS volatils se diffusent sur une certaine distance à travers les systèmes du sol, affectant la physiologie des organismes concurrents (Napitupulu *et al.*, 2019 ; Li *et al.*, 2018). Les MS non volatils exercent leur activité par des interactions directes entre les espèces de *Trichoderma* et leurs antagonistes (Stracquadanio *et al.*, 2020).

Une grande variété de MS volatils peut être produite par les espèces de *Trichoderma*, tels que l'éthylène, le cyanure d'hydrogène, les aldéhydes et les cétones, qui jouent un rôle important dans le contrôle de divers agents pathogènes des plantes (Faheem *et al.*, 2010 ; Siddique *et al.*, 2012 ; Chen *et al.*, 2015). Certaines espèces de *Trichoderma* (*T. viride* et *T. asperellum*) produisent des métabolites volatils ayant des effets significatifs sur la croissance et le

développement mycéliens de *S. sclerotiorum* et *F. solani* (Qualhato *et al.*, 2013). Les composés volatils des isolats de *Trichoderma spp.* inhibent significativement la croissance mycélienne et la germination des spores de *F. oxysporum* (Tapwal *et al.*, 2011). Les recherches de Calistru *et al.* (1997) révèlent que les métabolites volatils produits par l'espèce *T. harzianum* peuvent supprimer significativement la croissance d'*Aspergillus flavus* et *Fusarium moniliforme*, plutôt que par mycoparasitisme (Petrişor *et al.*, 2017).

Les composés non volatils tels que les peptaibols, les terpènes, les dicétopipérazines, les stéroïdes, les amides, les lactones, les polycétides, les dérivés de l'acide tétronique, les peptides, les dérivés de pyranone, les pyridines et les cyclopenténones... présentent de nombreuses activités biologiques tels que : antitumoraux, antifongiques, antibactériens, antiviraux, antibiotiques, stimulants/inhibiteurs de la croissance des plantes, antagonistes, de résistance des plantes, de piégeage des radicaux DPPH et inhibiteurs enzymatiques (Li *et al.*, 2019). Par exemple, le composé antifongique et nématicide trichodermine a été trouvé dans *T. brevicompactum*, *T. harzianum*. Le métabolite bioactif 6-pentyl- α -pyrone est distribué à la fois dans *T. atroviride* et *T. harzianum*. Le cyclonérodol a été trouvé dans *T. citrinoviride*, *T. harzianum*, *T. koningii*, *T. reesei* et *Trichoderma sp.* (Li *et al.*, 2019).

1.3. Les applications de *Trichoderma*

La surutilisation d'engrais et de pesticides chimiques de synthèse pose d'importants défis environnementaux, contribuant à la perte de la biodiversité et suscitant des inquiétudes quant à la santé des sols, à l'intégrité des plantes et à la sécurité alimentaire (Alengebawy *et al.*, 2021 ; Maney *et al.*, 2024).

De plus, le changement climatique, caractérisé par de longues périodes de sécheresses, des tempêtes et un déclin de la biodiversité, aggrave encore ces problèmes en réduisant les rendements des cultures, en diminuant la fertilité des sols et en augmentant la prévalence des ravageurs et des épidémies (Malhi *et al.*, 2021 ; Yuan *et al.*, 2024).

Face à ces défis, la production agricole durable doit trouver un équilibre délicat en minimisant la dépendance aux engrais chimiques et aux pesticides tout en garantissant des rendements stables dans des conditions environnementales de plus en plus défavorables. Les micro-organismes bénéfiques offrent une solution prometteuse en favorisant la croissance des plantes et en atténuant les stress environnementaux par divers mécanismes (Bibi *et al.*, 2023).

Parmi cette biodiversité utile, le *Trichoderma* se distingue par sa polyvalence, capable d'agir comme agents de lutte biologique, stimulateurs de croissance des plantes et biofertilisants. (Druzhinina *et al.*, 2011 ; Andrzejak *et al.*, 2022). Ces champignons améliorent la disponibilité des nutriments en produisant des acides organiques et des sidérophores, qui favorisent un développement racinaire robuste (Adedayo *et al.*, 2023).

De plus, les *Trichoderma* favorisent directement la croissance des plantes par la production de phytohormones et atténue les stress abiotiques en activant les défenses endogènes des plantes et en modifiant leur métabolisme (Abdullah *et al.*, 2021).

Les propriétés de lutte biologique et biostimulante des *Trichoderma* ont été étudiées sur diverses cultures, dont le maïs et le tournesol, par des traitements du sol ou des semences. Cet aspect est particulièrement important car les *Trichoderma* colonisent principalement les tissus racinaires ; cependant, des souches endophytes ont également été identifiées et leur potentiel de lutte biologique sur les cultures annuelles reste à explorer. (Webber *et al.*, 2018).

1.4. Efficacité des *Trichoderma* dans la protection des cultures

Les nématodes phytoparasites (NPP) constituent une menace majeure pour la production agricole mondiale, causant des pertes estimées à environ 12 % des rendements des cultures (Poveda *et al.*, 2020). Parmi les stratégies de lutte biologique, le genre *Trichoderma* s'est révélé particulièrement prometteur en raison de sa forte activité nématocide. Cette efficacité repose sur une combinaison de mécanismes directs et indirects : parasitisme des œufs et des larves, production d'enzymes hydrolytiques (telles que les chitinases et les protéases), ainsi que de métabolites secondaires, volatils ou non, capables de dégrader la cuticule des nématodes (De Oliveira *et al.*, 2021).

En plus de ces effets destructeurs, *Trichoderma* peut établir une barrière physique et chimique protectrice sur les racines, renforçant ainsi la résistance des plantes. Des recherches récentes ont mis en évidence le rôle polyvalent des espèces de *Trichoderma* dans la protection des cultures, non seulement contre les pathogènes, mais également contre divers insectes nuisibles comme les pucerons, les thrips et les chenilles, via la production de métabolites secondaires insecticides, de composés répulsifs ou antiappétents (Coppola *et al.*, 2019 ; Poveda *et al.*, 2021).

Le mycoparasitisme, défini comme la reconnaissance, l'invasion et la destruction des champignons pathogènes par rupture de leur paroi cellulaire, constitue un autre mécanisme central d'action de *Trichoderma* (Bhat, 2017), souvent associé à une reconfiguration de

l'architecture racinaire des plantes hôtes, renforçant leur résistance aux maladies (Kumar *et al.*, 2019). En outre, certaines espèces de *Trichoderma* ont démontré leur capacité à attaquer spécifiquement les nématodes à galles et à kystes en ciblant les œufs, les juvéniles de deuxième stade, et même certains segments d'adultes (Heidari et Olia, 2016), illustrant ainsi leur potentiel remarquable en tant qu'agents de biocontrôle multifonctionnels (Fig. 7).

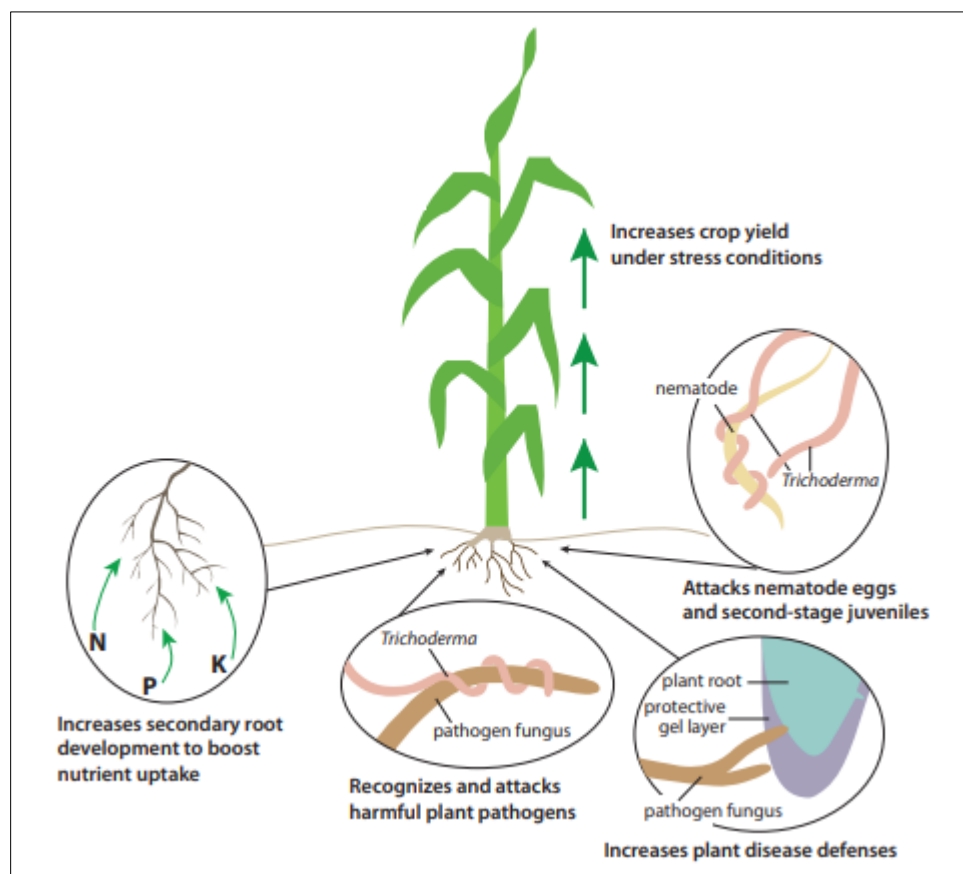


Figure 7. Gestion des maladies des plantes par *Trichoderma* spp. (Siemering *et al.*, 2016).

2. Activité biostimulant de *Trichoderma*

2.1. Généralités

Depuis que le rôle des principaux éléments nutritifs a été mis en évidence, la pratique agricole a démontré que certaines substances ou micro-organismes, sans apporter d'éléments nutritifs en quantité significative, favorisaient la croissance et le développement des végétaux. Ces substances, souvent d'origine naturelle, permettent entre autres une meilleure absorption des nutriments (Desfontaines *et al.*, 2018). Parmi les exemples les plus connus et largement utilisés : les substances humiques, les mycorhizes qui favorisent l'absorption du phosphore, les bactéries du genre *Rhizobium* qui fixent de l'azote atmosphérique pour les légumineuses

(luzerne, soja, pois, etc.) et les champignons antagonistes telles que les espèces du genre *Trichoderma*.

Dans la littérature scientifique, le mot biostimulant a été utilisé pour la première fois par Kauffman *et al.* (2007). Depuis, des réflexions ont été menées pour mieux définir ce nouveau concept polysémique, qui cible la plante, le sol et/ou les matières fertilisantes et les supports de culture pour favoriser la croissance et le développement des plantes.

Selon EBIC (2014) : « Les biostimulants contiennent des substances ou des microorganismes qui ont pour fonction de stimuler les processus naturels pour accroître l'absorption et l'efficacité des nutriments, la tolérance aux stress abiotiques et la qualité des récoltes lorsqu'ils sont appliqués aux plantes ou à la rhizosphère (racines), indépendamment du contenu en nutriments du biostimulant ».

2.2. Mécanismes d'interactions entre les *Trichoderma* et la plante

2.2.1. Stimulation hormonal (production des phytohormones)

La production microbienne de phytohormones et de phytorégulateurs est l'un des mécanismes directs contribuant à la colonisation rapide et stable du sol par les micro-organismes et à leur effet promoteur sur la croissance des plantes (Tamayo-Velez et Osorio 2017 ; Zhou *et al.*, 2018). De plus, la colonisation des tissus végétaux par des micro-organismes du sol synthétisant des phytohormones affecte l'équilibre hormonal des plantes et leur interaction avec les micro-organismes (Jaroszuk-Ścisiel *et al.*, 2014 ; Mefteh *et al.*, 2017).

Les espèces de *Trichoderma* sont considérées comme des champignons promoteurs de la croissance des plantes (PGPF). Elles colonisent les racines des plantes et favorisent leur croissance par divers mécanismes, notamment la production de phytohormones telles que les auxines (acide indole-3-acétique (AIA)), les gibbérellines (GA), les cytokinines (CK) et l'acide abscissique (ABA). Ces phytohormones régulent la croissance et le développement des plantes en influençant des processus tels que l'élongation des racines, la division cellulaire et la tolérance au stress (Reghmit, 2023 ; Tyśkiewicz *et al.*, 2022).

2.2.2. Solubilisation des nutriments

Le genre *Trichoderma* exerce un rôle phytostimulant significatif en modulant la croissance végétale via la production de vitamines et l'augmentation de la solubilité des nutriments présents dans la rhizosphère (phosphates, Fe^{3+} , Cu^{2+} , Mn^{4+} , ZnO), et la fourniture aux plantes

des éléments nécessaires (principalement l'azote, le phosphore, le potassium et les oligo-éléments) pour leur croissance et leur rendement appropriés (Jaroszuk-Scisiel *et al.*, 2019 ; Sood *et al.*, 2020 ; Contreras-Cornejo *et al.*, 2016).

Parmi tous les nutriments végétaux, le phosphore (P) est probablement présent dans le sol sous les formes ayant la biodisponibilité la plus limitée pour les plantes (Menezes-Blackburn *et al.*, 2018). L'application de souches de *Trichoderma* dans le sol a été démontrée expérimentalement comme augmentant de la solubilisation du phosphate inorganique grâce à l'activité phytasique extracellulaire (Saravanakumar *et al.*, 2013) et à l'acidification de l'environnement du sol par la production d'acides acétique, butyrique, citrique et fumarique (Scervino *et al.*, 2010). La capacité de *Trichoderma* à solubiliser les phosphates a été corrélée avec une amélioration de la croissance des haricots, du blé, du riz, du soja et de la mangrove (Öğüt *et al.*, 2005 ; Borges Chagas *et al.*, 2015 ; Paul et Rakshit, 2021 ; Saravanakumar *et al.*, 2013).

Des études ont démontré la capacité de diverses souches de *Trichoderma* à améliorer la nutrition des plantes et entraîne des effets bénéfiques variés :

- *T. asperellum* CHF 78 augmente l'absorption des nutriments essentiels (phosphore, potassium, magnésium et zinc) chez les plants de tomate (Li *et al.*, 2018).
- *T. harzianum* produit des métabolites qui peuvent réduire le Fe^{3+} et le Cu^{2+} (Altomare *et al.*, 1999).
- *T. asperellum* T42 améliore la croissance du tabac en augmentant la biomasse, la teneur en azote, la production d'oxyde nitrique et l'accumulation de calcium dans les cellules (Singh *et al.*, 2018).

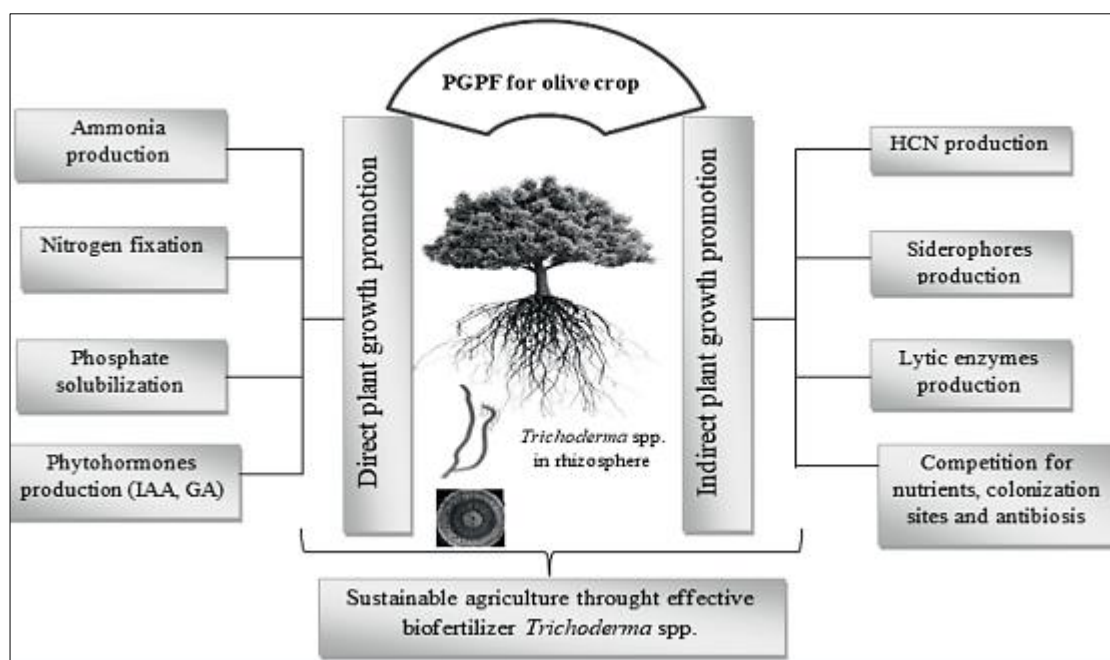


Figure 8. Schéma descriptif des principaux mécanismes utilisés par les champignons promoteurs de la croissance des plantes pour améliorer la production agricole (Reghmit, 2023).

2.2.3. Induction de la résistance de l'hôte

Trichoderma est un genre de champignon qui joue un rôle important dans la protection des plantes en agissant comme un biocontrôle contre divers pathogènes. Ce champignon est capable de stimuler les mécanismes de défense des plantes, notamment en induisant la résistance systémique acquise (SAR) et la résistance systémique induite (ISR) (Choudhary *et al.*, 2007).

a. Résistance Systémique Induite (ISR)

La résistance systémique induite (ISR) est un mécanisme de défense activé chez les plantes à la suite de l'interaction avec certains microorganismes bénéfiques tels que les espèces de *Trichoderma*. Ce type de résistance est principalement médié par les voies de signalisation de l'acide jasmonique (JA) et de l'éthylène (ET), sans accumulation préalable de pathogènes ou de nécroses foliaires. Plusieurs études ont montré que *Trichoderma spp.* est capable d'induire cette forme de résistance en stimulant la transcription de gènes de défense spécifiques et en modulant la physiologie de la plante (Shoresh *et al.*, 2005). Par exemple, Saravanakumar *et al.* (2016) ont démontré que les cellulases produites par *Trichoderma harzianum* jouent un rôle déterminant dans l'induction de la résistance systémique induite (ISR) chez le maïs contre la tache foliaire causée par *Curvularia lunata*. Ces enzymes, notamment Thph1 et Thph2 induisent une réponse immunitaire de la plante en activant la production d'espèces réactives d'oxygène (ROS), en augmentant les niveaux de calcium cytosolique et en stimulant

l'expression des gènes liés aux voies de signalisation de l'acide jasmonique et de l'éthylène, renforçant ainsi les défenses de la plante.

Dans le cadre de la lutte biologique contre les maladies fongiques de la tomate, *T. harzianum* s'est révélé particulièrement efficace contre *Fusarium oxysporum* et *Fusarium solani*, en stimulant les mécanismes de défense de la plante hôte. En effet, son application induit une augmentation significative de l'activité de deux enzymes clés de défense, la peroxydase (POD) et la polyphénol oxydase (PPO) jouant un rôle essentiel dans la résistance aux agents pathogènes. Cette induction enzymatique est associée à une réduction marquée de la gravité des symptômes, contribuant ainsi à une amélioration de la santé générale et de la croissance des plants de tomate en conditions infectées. Ces résultats confirment le potentiel de *T. harzianum* comme agent biostimulant et bioprotecteur, renforçant les réponses immunitaires naturelles de la plante (Rashid *et al.*, 2021).

b. Résistance Systémique Acquise (SAR)

La résistance systémique acquise (SAR) constitue une réponse immunitaire durable déclenchée généralement après une infection locale par un agent pathogène nécrotrophique. Elle est caractérisée par l'activation de la voie de signalisation de l'acide salicylique (SA) et par la production de protéines de défense telles que les PR (pathogenesis-related proteins). Contrairement à l'ISR, qui est souvent induite par des interactions symbiotiques, la SAR est activée suite à un stress pathogène initial, conduisant à une immunisation de l'ensemble de la plante contre une large gamme d'agents pathogènes (Fu et Dong, 2013).

En résumé, *Trichoderma spp.* bien qu'agissant principalement par l'ISR, est également capable d'induire la SAR via la sécrétion de molécules bioactives et d'effecteurs enzymatiques, notamment des chitinases, des xylanases et des sérines protéases. Ces molécules jouent un rôle crucial dans l'activation de la signalisation du SA (Zeilinger et Omann ; 2007).

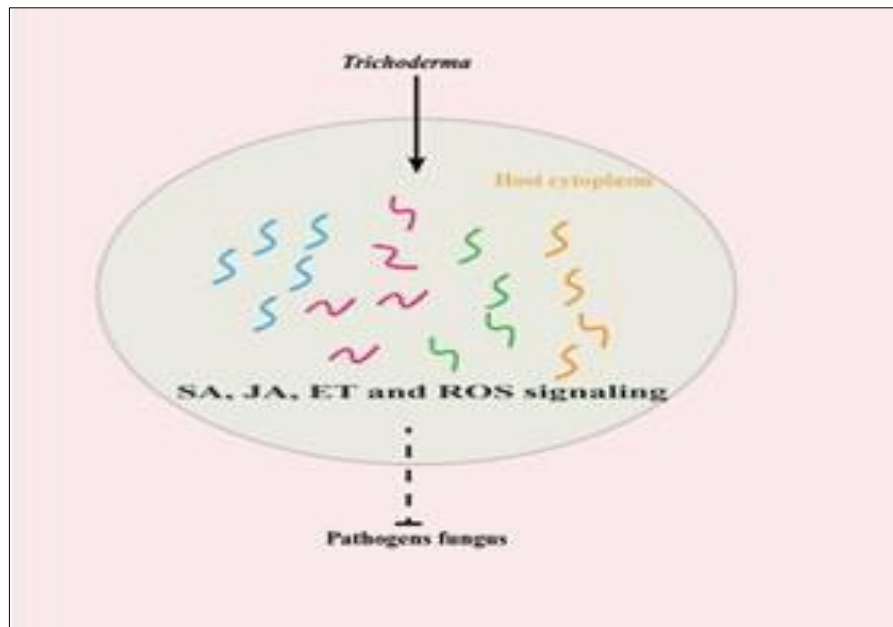


Figure 9. Mécanismes d'induction de la résistance systémique par *Trichoderma spp.* dans les cellules végétales (Li *et al.*, 2025).

2.3. Effet de *Trichoderma* sur la germination et le développement racinaire des plantes

Les souches du genre *Trichoderma*, en particulier *T. harzianum*, jouent un rôle important dans la stimulation de la germination des graines, la croissance racinaire et l'amélioration de la nutrition des plantes. Ces effets bénéfiques se traduisent notamment par une meilleure fixation de l'azote, une absorption optimisée des nutriments et un renforcement de la tolérance au stress, en particulier chez les légumineuses.

2.3.1. Colonisation racinaire et stimulation de la croissance

Trichoderma est capable de coloniser efficacement les racines des plantes, atteignant jusqu'à 100 % de colonisation dans certains cas, comme observé avec certaines souches de *T. harzianum*. Cette colonisation active principalement dans la rhizosphère s'effectue via une application directe sur les graines, le substrat ou autour de la zone racinaire. Elle entraîne une augmentation significative de la biomasse racinaire ainsi qu'une expansion de la surface d'absorption. Par ailleurs, cette interaction s'accompagne de la production de métabolites qui stimulent la croissance axiale, la ramification racinaire, et favorisent également la genèse foliaire. Certaines souches, telles que *T. harzianum* T-22 sont reconnues pour leur compétence élevée en matière de colonisation continue des racines durant le cycle végétatif. Les recherches ont démontré de façon constante que les plantes cultivées en présence de *Trichoderma* développent des systèmes racinaires plus volumineux et en meilleure santé comparativement aux témoins non traités (Mouria *et al.*, 2007).

2.3.2. Amélioration de l'absorption des nutriments

L'activité métabolique de *Trichoderma* dans le sol conduit à la production de composés acides capables de décomposer la matière organique, facilitant ainsi la libération et la disponibilité de nutriments essentiels tels que le phosphore et le potassium. Cette action est renforcée par l'activation de certaines enzymes végétales qui optimisent l'assimilation de ces éléments nutritifs. En parallèle, la sécrétion d'acides organiques permet également de moduler le pH du sol, créant des conditions plus favorables à l'absorption des nutriments.

Par ailleurs, *Trichoderma* synthétise des composés à activité hormonale qui favorisent la croissance aérienne et souterraine de la plante, renforçant ainsi sa capacité d'adaptation et sa résilience face aux stress environnementaux (Zin *et al.*, 2020).

2.3.3. Impact sur la fixation de l'azote et la signalisation moléculaire

Certaines espèces de *Trichoderma* ont montré une aptitude particulière à intervenir dans les processus de fixation de l'azote, notamment en facilitant l'absorption des nitrates et en induisant la production d'oxyde nitrique (NO) au sein des tissus végétaux. Ces deux composés agissent comme des molécules de signalisation essentielles dans le développement des plantes, leur croissance racinaire et leur réponse aux agressions pathogènes. Le NO interagit également avec d'autres messagers intracellulaires, tels que le calcium (Ca^{2+}) et diverses phytohormones, dont l'auxine, les gibbérellines, les cytokinines et l'éthylène, renforçant ainsi les réponses physiologiques des plantes. Des études récentes ont également montré que *Trichoderma* est capable de réguler positivement l'expression des transporteurs de nitrate à haute affinité, cette régulation étant vraisemblablement médiée par le NO (Bansh Narayan Singh *et al.*, 2019). Ce mécanisme confère à *Trichoderma* un intérêt croissant en agriculture, non seulement pour l'amélioration de la nutrition azotée, mais également pour la protection sanitaire des cultures.

2.4. Impacts de *Trichoderma* sur la tolérance au stress abiotique

La présence de *Trichoderma* dans la rhizosphère et au sein des tissus végétaux joue un rôle clé dans l'amélioration de la tolérance des plantes face aux contraintes biotiques et abiotiques. En effet, les stress environnementaux majeurs qui affectent négativement le rendement des cultures incluent la sécheresse, qui limite la disponibilité en eau et perturbe la croissance des racines et des tissus végétaux; la salinité, qui modifie l'équilibre ionique dans les cellules végétales et diminue l'absorption de l'eau et des nutriments essentiels; l'accumulation de métaux lourds, qui induit des toxiques cellulaires en perturbant les fonctions métaboliques; et enfin, les

températures extrêmes, qui affectent les processus enzymatiques et la fluidité membranaire, engendrant des dommages cellulaires (Hidangmayum et Dwivedi, 2018).

Ces conditions défavorables perturbent plusieurs processus physiologiques vitaux des plantes, notamment la photosynthèse, tout en favorisant l'accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). Par ailleurs, elles interfèrent avec la translocation des nutriments et déséquilibrent l'homéostasie hormonale des plantes, ce qui peut provoquer des lésions cellulaires et entraîner la nécrose des tissus (Hanaka *et al.*, 2021).

Plusieurs études ont mis en évidence le rôle bénéfique des souches de *Trichoderma* dans l'amélioration de la tolérance des plantes aux stress abiotiques. En effet, en situation de sécheresse et de salinité, *Trichoderma* aide les plantes à maintenir une meilleure gestion de l'eau et des nutriments. Cela se fait par plusieurs mécanismes, notamment la production de phytohormones comme l'auxine, qui favorise une meilleure croissance racinaire, ce qui permet aux plantes d'explorer une plus grande surface du sol pour absorber l'eau et les nutriments, par exemple, pour le blé dur, l'inoculation avec *Trichoderma harzianum* a renforcé la tolérance à une sécheresse modérée, bien que cette réponse dépende de la disponibilité des nutriments dans le sol (Silletti *et al.*, 2021).

Enfin, Les stress abiotiques entraînent une production accrue d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), pouvant endommager les cellules végétales. *Trichoderma* intervient en activant les systèmes antioxydants des plantes, en stimulant la production d'enzymes telles que la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et les peroxydases, qui neutralisent les ROS. En réduisant leur accumulation, *Trichoderma* protège ainsi les cellules des dommages oxydatifs, renforçant la tolérance des plantes aux stress environnementaux. Par ailleurs, *Trichoderma koningii* a démontré son efficacité dans l'amélioration de la tolérance thermique des plants de tomate en modulant l'activité des antioxydants et en limitant les effets des ROS, ce qui contribue à la protection des cellules contre les dommages dus au stress thermique (Tripathi *et al.*, 2021).

ETUDE EXPERIMENTALE

1. Matériel et méthodes utilisés

Notre travail est conduit au sein du laboratoire de phytopathologie de l'Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie - Unité de Recherche Constantine (INRAA –URC). L'objectif de cette étude est d'évaluer l'activité antagoniste de trois espèces du genre *Trichoderma* sur l'agent phytopathogène *Fusarium oxysporum*, ainsi que leur effet biostimulant sur une légumineuse (lentille) et une céréale (blé).

1.1. Matériel biologique

1.1.1. Les souches antagonistes « *Trichoderma* »

Trois espèces de *Trichoderma* identifiées sont utilisées dans cette essai, et sont dénommées : *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii*. Ces espèces font partie de la mycothèque de l'URC et sont isolées à partir de la rhizosphère des cultures.

1.1.2. L'agent phytopathogène

L'agent phytopathogène testé est *Fusarium oxysporum*, agent causal du flétrissement, isolé à partir de la courgette de la région de Biskra par Dr. Fadlaoui S. et fait partie de la collection de l'URC.

1.1.3. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans l'étude de l'effet biostimulant est la variété Syrie pour la lentille et la variété Anapo (Blé tendre) pour le blé.

1.2. Ravivement des espèces utilisées

Les tubes conservés contenant le pathogène *F. oxysporum* et les trois espèces de *Trichoderma* « *T. harzianum*, *T. atroviride*, *T. gamsii* » sont ravivées selon le protocole suivant : ils sont d'abord décongelés à température ambiante. Par la suite, et dans des conditions strictes d'asepsie pour garantir un environnement de travail stérile, chaque isolat est manipulé à l'aide d'une pipette Pasteur désinfectées à l'alcool, un disque de 6mm de diamètre est prélevé à partir du tube de conservation et transféré par la suite sur une boîte de Pétri contenant du PDA, milieu de culture favorise la croissance du mycélium fongique comme mentionné dans l'annexe 1 (Leslie et Summerell, 2006). Nous réalisons quatre répétitions pour chaque isolat afin d'assurer la pureté de l'espèce.

Les boîtes sont ensuite hermétiquement fermées et étiquetées afin d'éviter toute contamination et incubées à une température optimale, généralement autour de $25^{\circ}\text{C} \pm 2$ pendant une période de 7 jours afin de permettre la reprise de la croissance du champignon.

1.3. Confirmation de l'identification du matériel fongique

La caractérisation morphologique du *Fusarium* et des espèces de *Trichoderma* identifiées a été réalisée suivant une approche combinée, associant des observations macroscopiques et microscopiques courante pour la caractérisation des champignons.

L'étude des caractères macroscopiques est menée sur des cultures âgées de 7 jours, cultivées sur milieu PDA en conditions contrôlées. Les observations sont portées sur l'ensemble des propriétés phénotypiques visibles à l'œil nu, telles que la couleur, la texture du mycélium, ainsi que la pigmentation du substrat. Ces paramètres sont constitués des éléments discriminants pour différencier les espèces examinées (Dianda *et al.*, 2023).

En complément, une observation microscopique est réalisée afin d'étudier les structures micromorphologiques distinctives, incluant la morphologie des conidies, la forme et la disposition des phialides, ainsi que la pigmentation des spores (El Khoury *et al.*, 2022).

Les préparations microscopiques sont effectuées selon la méthode du ruban adhésif : un fragment de ruban transparent est délicatement appliqué à la surface des colonies afin d'y prélever les structures fongiques, avant d'être transféré sur une lame de microscope préalablement traitée avec une goutte de bleu de méthylène pour faciliter la coloration et l'observation. Les lames préparées sont ensuite été examinées à l'aide d'un microscope optique à un grossissement de $G : 0,65 \times 40$ ou $G : 1,25 \times 100$, permettant une analyse détaillée des éléments morphologiques caractéristiques et contribuant ainsi à l'identification précise des différentes espèces (Fig. 10).



Figure 10. Les étapes de la préparation et de l'observation microscopique des structures morphologiques de *Trichoderma spp.*

(A, B, C) Préparation des lames pour l'observation au microscope : fixation des échantillons, montage sur lame, marquage, puis coloration spécifique à l'aide du bleu de méthylène ; (D) Observation et analyse microscopique : utilisation du microscope avec différents objectifs afin d'examiner les échantillons préparés.

1.4. Evaluation de l'activité antagoniste et le mode d'action *in vitro* de *Trichoderma spp.*

L'activité antagoniste de *Trichoderma spp.* est évaluée *in vitro* sur milieu de culture PDA, en suivant les deux méthodes de confrontation directe et indirecte avec l'agent phytopathogène *F. oxysporum*.

1.4.1. Méthode de confrontation directe

Cette procédure consiste à disposer dans une boîte de Pétri de 90mm de diamètre contenant du milieu PDA, deux disques de mycélium de 6mm de diamètre, l'un portant l'antagoniste (*Trichoderma spp.*) et l'autre l'agent phytopathogène (*F. oxysporum*). Les deux fragments sont positionnés sur un axe diamétral à une distance de 30mm du centre de la boîte (Fig. 11).

Dans les boîtes témoins, un disque de mycélium de 6mm du pathogène est placé dans une boîte de culture contenant du PDA. Deux répétitions sont réalisées pour les trois *Trichoderma*, ainsi que pour les témoins. L'incubation a été effectuée dans une étuve réglée à 25 °C pendant 7 jours (Bouziane *et al.*, 2020).

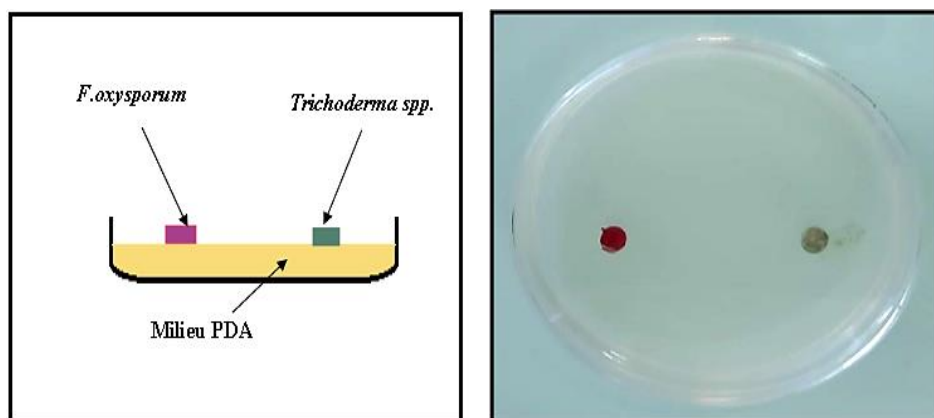


Figure 11. Technique de confrontation directe in vitro de *Trichoderma spp.* vis-à-vis *F. oxysporum*.

Les mesures radiales des mycéliums de l'agent pathogène sont mesurées en (mm) au bout du 7^{ème} jour d'incubation.

Dans le but d'étudier les modifications structurales qui affecte le pathogène et le mode d'action des souches antagonistes, nous avons effectué des observations microscopiques de la zone du contact des deux colonies (antagoniste et pathogène) au bout de la période d'incubation.

1.4.2. Méthode de confrontation indirecte

Cette étude évalue l'inhibition de la croissance mycélienne de l'agent phytopathogène par des substances antifongiques volatiles (SAV), elle consiste à déposer au centre de chaque boîte de Pétri un disque de 6mm de diamètre prélevé à partir de culture de *Trichoderma spp.* et *F. oxysporum*. Les couvercles des deux boîtes sont retirés et la partie inférieure de la boîte contenant les deux champignons sont scellées avec du parafilm pour éviter toute contamination et toute perte de SAV. Deux répétitions sont réalisées pour chaque espèce de *Trichoderma* de même pour le témoin. Les boîtes sont par la suite incubées à 25°C pendant 7 jours (Fig. 12).

Les mesures radiales des mycéliums de l'agent pathogène sont réalisées au bout du 7^{ème} jour d'incubation (Tian *et al.*, 2020).

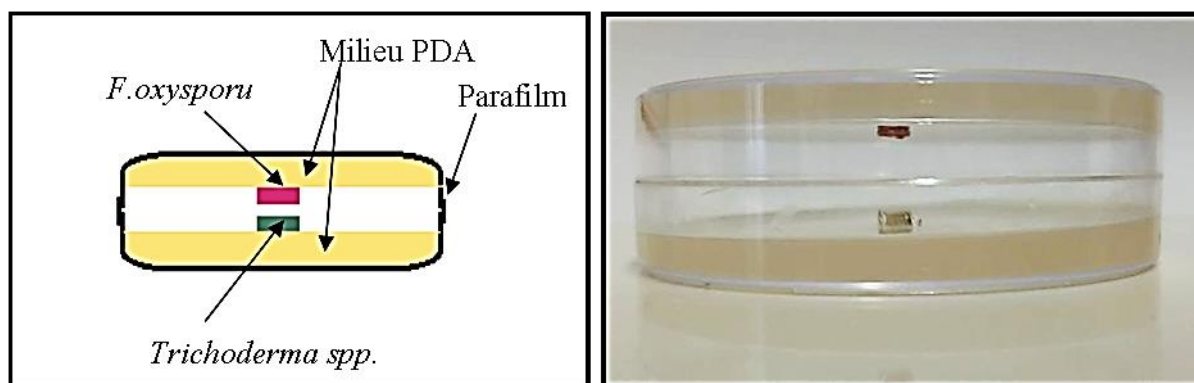


Figure 12. Technique de confrontation indirecte.

1.4.3. Evaluation du pourcentage d'inhibition

Après une incubation de 7 jours, les boîtes de Pétri présentant la confrontation entre *Trichoderma* et le pathogène *F. oxysporum* sont prêtes pour l'évaluation. À l'aide d'une règle graduée, la croissance mycélienne du pathogène est mesurée. Ces mesures permettent d'estimer l'effet inhibiteur de *Trichoderma* sur le développement du pathogène en comparaison avec un témoin. Le taux d'inhibition est calculé selon la formule de Hmouni *et al.*, (1996).

$$I (\%) = (1 - C_n / C_o) \times 100$$

Où :

- **I%** représente le taux d'inhibition de la croissance mycélienne.
- **Cn** correspond au diamètre moyen des colonies du pathogène en présence de l'antagoniste.
- **Co** correspond au diamètre moyen des colonies du pathogène témoin.

1.4.4. Test d'activité antifongique par des métabolites secondaires

a. Culture en milieu liquide de *Trichoderma spp.*

Dans le but d'extraire les métabolites secondaires produits par les souches de *Trichoderma*, ces dernières ont été cultivées en milieu liquide. Pour cela, des erlenmeyers de 1000ml sont utilisés, chacun contenant 400ml de bouillie liquide (Potato Dextrose) préalablement stérilisé et supplémenté avec un antibiotique à large spectre, le chloramphénicol, afin d'inhiber toute contamination bactérienne. L'inoculation est réalisée dans des conditions d'aseptique en transférant l'intégralité du contenu de boîtes d'une Pétri contenant les cultures de *Trichoderma* âgées de 7 jours (sous forme de morceaux de gélose colonisée) dans les erlenmeyers

correspondants, un erlenmeyer par souche. Les cultures sont ensuite incubées à 25°C pendant une période de 15 jours, sous agitation constante à 120rpm à l'aide d'un agitateur va-et-vient afin de permettre un meilleur échange gazeux et de favoriser le développement homogène de la biomasse fongique dans le milieu liquide (Fig. 13).

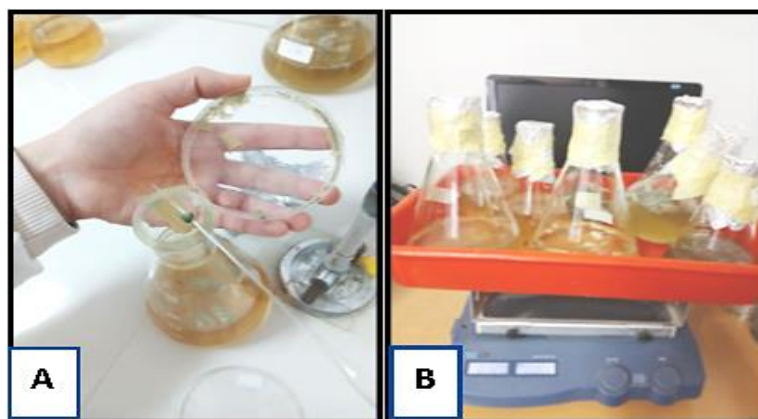


Figure 13. Les étapes de la culture liquide de *Trichoderma*.

(A) Inoculation aseptique des morceaux de gélose ; (B) Incubation des cultures sous agitation constante.

b. Extraction physique des métabolites secondaires produits par *Trichoderma* en culture liquide

Après l'obtention de culture liquide de *Trichoderma*, l'extraction des métabolites secondaires est réalisée en plusieurs étapes sans ajout d'additifs chimiques. Dans un premier temps, la culture a été versée dans un mixeur électrique afin de broyer la masse mycélienne et d'homogénéiser le mélange. La suspension obtenue a été soumise à une sonification à l'aide d'un sonificateur réglé sur une fréquence adaptée soit 130 Watt, quatre fois pendant 30s après les avoir mis dans de la glace pendant 15s. La sonde du sonificateur est immergée dans la suspension, sans toucher les parois ni le fond du récipient. Cette étape est réalisée dans le but d'extraire les métabolites secondaires se trouvant à l'intérieur des cellules du champignon (Chóez-Guaranda, 2023).

Après cela le mélange est filtré une première fois à l'aide d'un tissu en gaze stérile. Une seconde filtration plus fine est ensuite effectuée à l'aide d'un filtre-seringue de 0,2µm. Ce dernier permet d'obtenir un extrait stérile, exempt des spores, de bactéries et d'autres particules microscopiques, garantissant ainsi la pureté du filtrat contenant les métabolites d'intérêts.

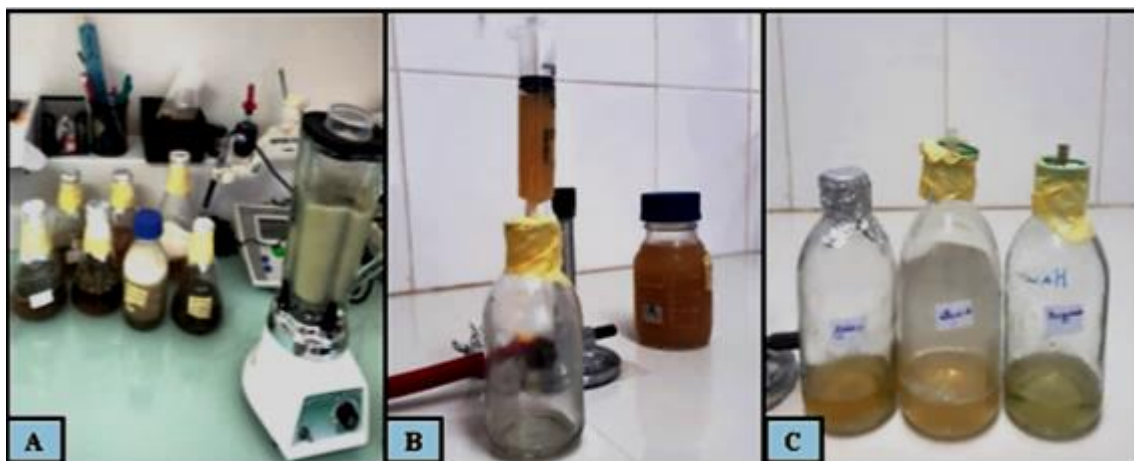


Figure 14. Réalisation de l'extraction des métabolites secondaires produits par *Trichoderma* spp. en culture liquide

(A) Broyage de la masse mycélienne ; (B) seconde filtration après sonification ; (C) filtrat contenant les métabolites d'intérêts.

c. Evaluation de l'activité antifongique des métabolites secondaires de *Trichoderma* sur *F. oxysporum*

Les filtrats contenant les métabolites secondaires produits par *Trichoderma* spp., sont testés afin d'évaluer leur activité antifongique. Ce filtrat est ajouté au milieu de culture PDA préalablement stérilisé, à raison de 40% puis refroidi à une température de 40°C (afin d'éviter la dénaturation des composés bioactifs). Un antibiotique à large spectre, le chloramphénicol, est également incorporé au milieu pour prévenir toute contamination bactérienne. Le mélange ainsi préparé est versé dans des boîtes de Pétri stériles, puis laissé à température ambiante jusqu'à solidification complète. Par la suite, des disques de 6mm de diamètre, prélevés à l'aide d'une pipette Pasteur stérile dans une culture pure âgée de 7 jours de *F. oxysporum*, sont déposés au centre de chaque boîte. Les boîtes sont hermétiquement fermées pour éviter toute contamination extérieure, puis incubées à 25°C pendant 7 jours (Chóez-Guaranda, 2023).

L'évaluation de l'effet antifongique des métabolites se fait après 7 jours d'incubation selon le diamètre du pathogène dans la boîte.

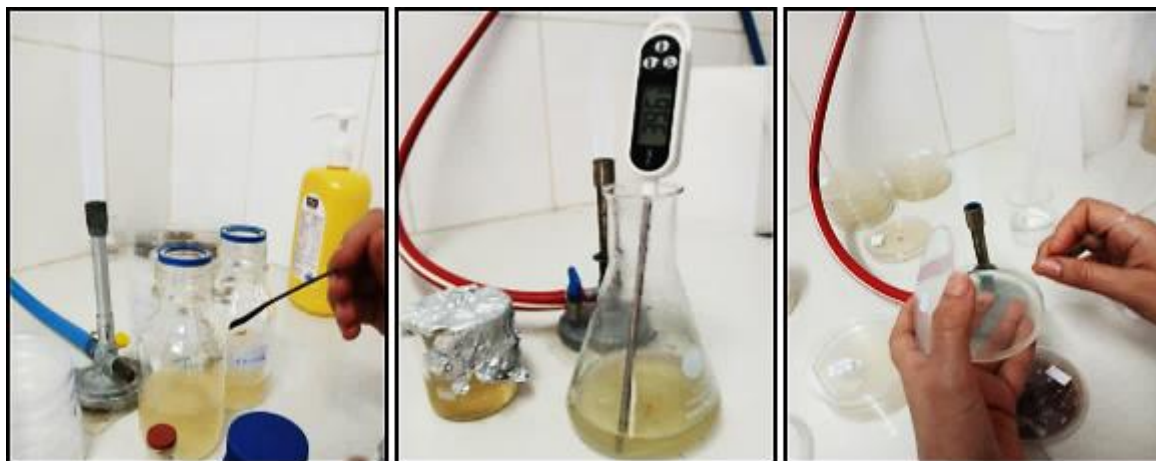


Figure 15. Les étapes de l'évaluation de l'activité antifongique des métabolites secondaires de *Trichoderma* sur *F. oxysporum*.

1.5. Evaluation de l'effet biostimulant de *Trichoderma spp.* sur les cultures de légumineuses et céréales

1.5.1. Test *in vitro* - test de germination

Les semences de blé et de lentille : Pour cultiver des semences de blé et de lentille dans des boîtes de Pétri, il faut tout d'abord commencer par la préparation des graines. Les semences sont sélectionnées et triées pour éliminer celles qui sont abîmées ou mal formées, puis désinfectées afin d'éviter toute contamination fongique ou bactérienne pendant la germination. La désinfection se fait en plongeant les graines dans une solution de l'eau de javel diluée à 2% pendant 2 minutes, suivie de deux rinçages de 2 minutes, chacun à l'eau distillée stérile pour éliminer toute trace de désinfectant, puis les graines doivent être séchées par le papier absorbant stérile.

La préparation des boîtes pour l'ensemencement est faite comme suit : un disque de mycélium de 6mm de diamètre des espèces de *Trichoderma* est disposé au centre de la boîte puis 5 graines (blé et lentilles) sont positionnées délicatement autour de mycélium et en les espaçant suffisamment pour qu'elles aient de la place pour germer et se développer. Dans les boîtes témoins, on dispose les 5 grains de céréales et de légumineuse dans une boîte de culture contenant du PDA. Les boîtes sont ensuite fermées et incubées à une température de 25°C pendant 7 jours (Fig.16).

L'estimation de l'effet biostimulant est évaluée, après 5 jours de cultures, selon la longueur des coléoptiles.

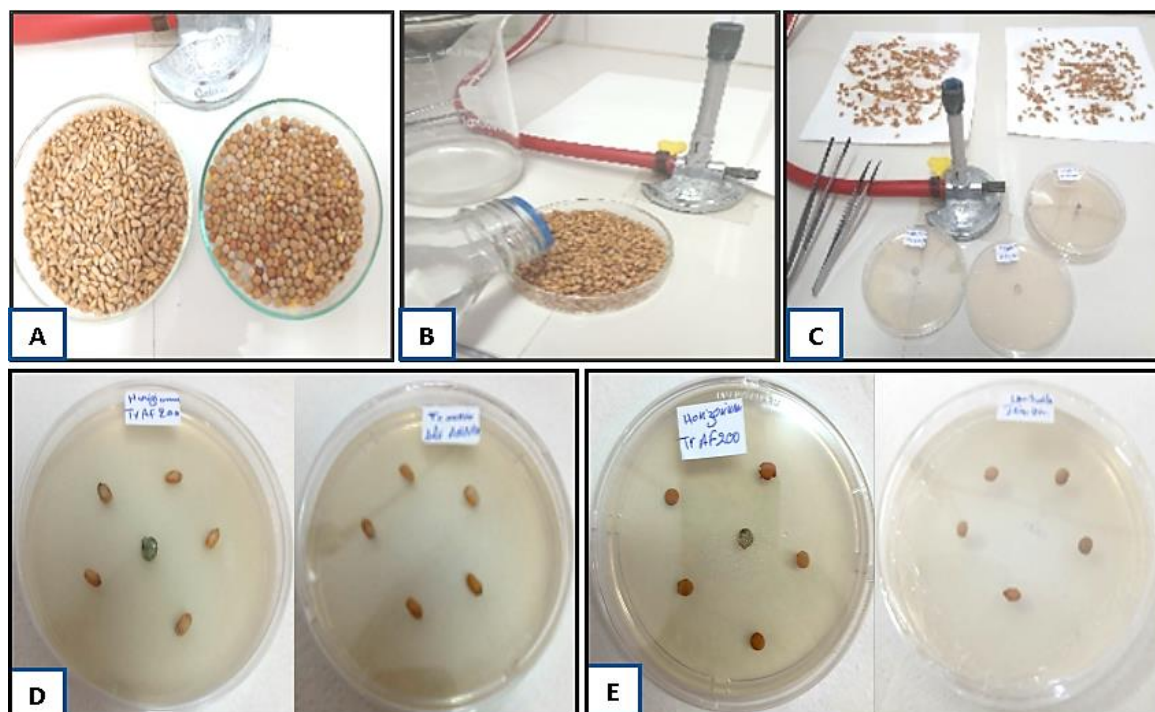


Figure 16. Les étapes du test de l'essai de l'effet direct des *Trichoderma spp.* sur la germination des semences de blé et de lentille.

(A) Sélection des semences de blé et de lentille ; (B) Désinfection des semences par immersion dans une solution d'eau de javel diluée ; (C) Séchage des semences désinfectées ; (D) Ensemencement des graines de blé autour d'un disque de mycélium et témoin sans *Trichoderma spp.* ; (E) Ensemencement des graines de lentille autour d'un disque de mycélium et témoin sans *Trichoderma spp.*

1.5.2. Test effet biostimulant *in vivo* des *Trichoderma spp.*

L'essai *in vivo* consiste à tester l'effet des *Trichoderma* présent dans le sol sur le développement aérien et racinaire du blé et de la lentille.

a. Stérilisation du substrat

Le sol utilisé dans cette essai est caractérisé par son homogénéité, il est mélangé à de la tourbe dans une proportion de 75% de sol pour 25% de tourbe. Cette combinaison a pour but d'améliorer la structure physique du substrat, d'augmenter sa capacité de rétention en eau et d'enrichi sa teneur en matière organique, ce qui favorise le développement des racines.

Par la suite, le mélange obtenu est conditionné dans des sacs hermétiques pour prévenir toute contamination par l'agent pathogène extérieurs. Ces sacs ont ensuite été placés dans un four Pasteur et stérilisés à une température de 120°C pendant 2 heures. Cette étape permet d'éliminer

les microorganismes nuisibles, les parasites ainsi que les graines indésirables. Afin d'assurer une stérilisation complète du substrat le processus est répété pendant 2 jours consécutifs.

b. Préparation de la suspension sporale de *Trichoderma spp.* et inoculation du substrat de culture

Pour la préparation des suspensions sporales des différentes espèces de *Trichoderma*, une quantité de 10ml d'eau distillée stérile est versée sur des boîtes de Pétri contenant les colonies fongiques bien développées. Le mycélium ainsi que les spores ont été mis en suspension en grattant délicatement la surface du milieu à l'aide d'une pipette Pasteur stérile, afin d'obtenir une solution homogène.

Par la suite, 100 ml de la suspension sporale est transférés dans des sacs contenant du sol préalablement stérilisé. Les sacs sont hermétiquement fermés à l'aide d'un ruban adhésif et incubé à une température de 25 °C pendant 21 jours (Fig. 17).

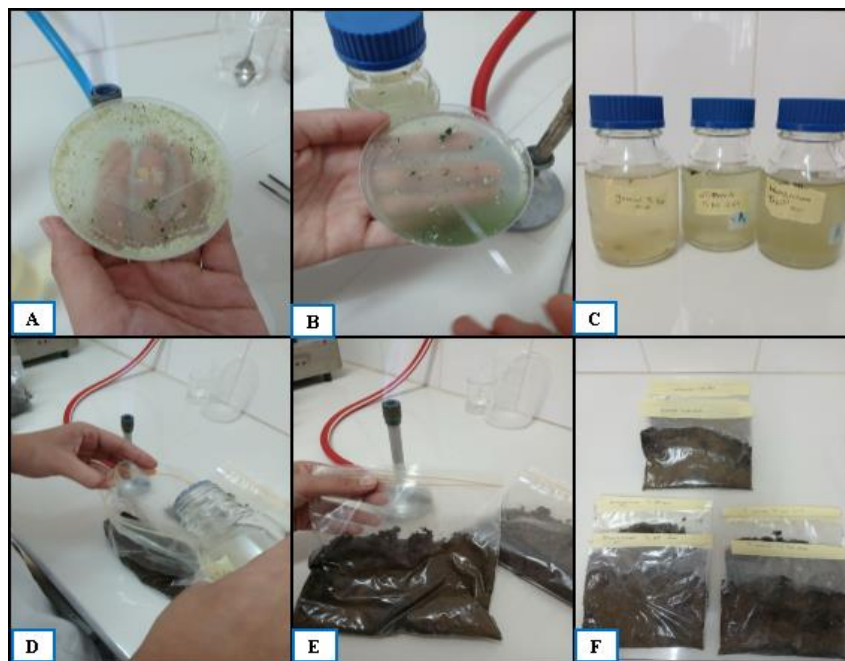


Figure 17. Les étapes de la préparation de la suspension sporale de *Trichoderma* et son incorporation dans des sacs contenant du sol préalablement stérilisé.

(A, B) L'ajout d'eau distillée stérile dans la boîte et grattage de la surface de milieu ; (C, D) Obtention et transfert d'une suspension homogène de spores et de mycélium ; (E, F) Fermeture et incubation des sacs.

c. Semis des cultures

Le contenu des sacs préparés au préalable est vidé dans des pots. Dans chacun, cinq graines de céréale ou de légumineuse désinfectées par l'eau de javel sont semées séparément à une

profondeur de 1cm après une phase de pré-imbibition dans l'eau pendant 30 à 45 minutes. Les pots sont fermés hermétiquement afin d'assurer une germination optimale des graines.

Après la germination des semences, les pots sont transférés dans un endroit ensoleillé et arrosés régulièrement avec une solution physiologique.

L'estimation de l'effet biostimulant est évaluée, après deux mois de cultures, selon la hauteur des plantes, longueur des racines et poids des racines.



Figure 18. Les étapes de culture des semences dans le sol (*in vivo*).

(A, B) Semis de Cinq graines de blé et lentille après la désinfection dans les pots, (C) Transfert des plants germés en pots dans un endroit ensoleillé, (D) Arrosage régulier des pots avec une solution physiologique.

1.6. Traitement des données

Les résultats sont traités afin de faire ressortir les effets antifongiques et biostimulants des trois espèces de *Trichoderma* étudiées (*T. harzianum* (T1), *T. atroviride* (T2) et *T. gamsii* (T3)). Pour cela, des histogrammes des moyennes et une analyse de la variance ANOVA à un facteur s avec le test de Duncan pour faire ressortir les sous-ensembles pour $\alpha = 0.05$, sont effectués.

2. Interprétation des résultats

2.1. Caractérisation macroscopique et microscopique du matériel fongique testé

Les caractères macroscopiques des différentes espèces de *Trichoderma* testées sont étudiés sur milieu gélosé PDA. L'étude macroscopique est réalisée par l'observation, à l'œil nu, après 7 jours d'incubation des caractères cultureux : couleur et texture de la culture, couleur du substrat et la présence ou l'absence de pigments caractéristiques de chaque espèce (Tab. 2). La caractérisation microscopique des souches est réalisée afin d'explorer leur morphologie et leurs structures caractéristiques invisibles à l'œil nu. L'observation a été réalisée à l'aide d'un microscope optique, au grossissement $G : 0,65 \times 40$ et $G : 1,25 \times 100$.

Tableau 2. Caractères morphologiques et observation macroscopique du matériel fongique .

Espèce	Caractères macroscopiques	Caractères microscopiques
<i>T. harzianum</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Mycélium de coloration blanche. • Spores vert clair. • Pigmentation orange du substrat. 	<ul style="list-style-type: none"> • Les conidiophores sont ramifiées. • Les phialides sont ampulliformes à lageniformes, généralement en verticilles de 3 à 4, parfois en paires. • Les conidies sont subglobuleuses à obovoïdes.
<i>T. atroviride</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Colonies de coloration verte sapin. • Le substrat de culture incolore. 	<ul style="list-style-type: none"> • Les conidiophores sont Irréguliers, fertiles • Les phialides sont ampulliformes, solitaire ou verticillées de 2 à 4, plus ou moins lageniformes. • Les conidies sont lisses et subglobuleuses.
<i>T. gamsii</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Mycélium blanc ponctué de spores de teinte verdâtre. • Pigmentation jaune du substrat de culture. 	<ul style="list-style-type: none"> • Les conidiophores sont étroits et flexueux ou verticillés. • Les phialides sont lageniformes, plus ou moins ampulliformes verticilles de 3 à 5. • Les conidies sont subcylindriques à étroitement ellipsoïdes • Chlamydospores : globuleuses à subglobuleuses ou en forme de massue.
<i>F. oxysporum</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Mycélium blanc évolué vers des teintes de rose pâle et violet. • Le substrat de culture incolore. 	<ul style="list-style-type: none"> • Les conidiophores sont des monophialides non ramifiés. • Chlamydospores sont globello-ellipsoïdales, isolées ou par paires. • Les microconidies sont ovale-ellipsoïdale, non septées. • Les macroconidies sont légèrement incurvées, pointue aux deux extrémités avec 1 à 2 septes.

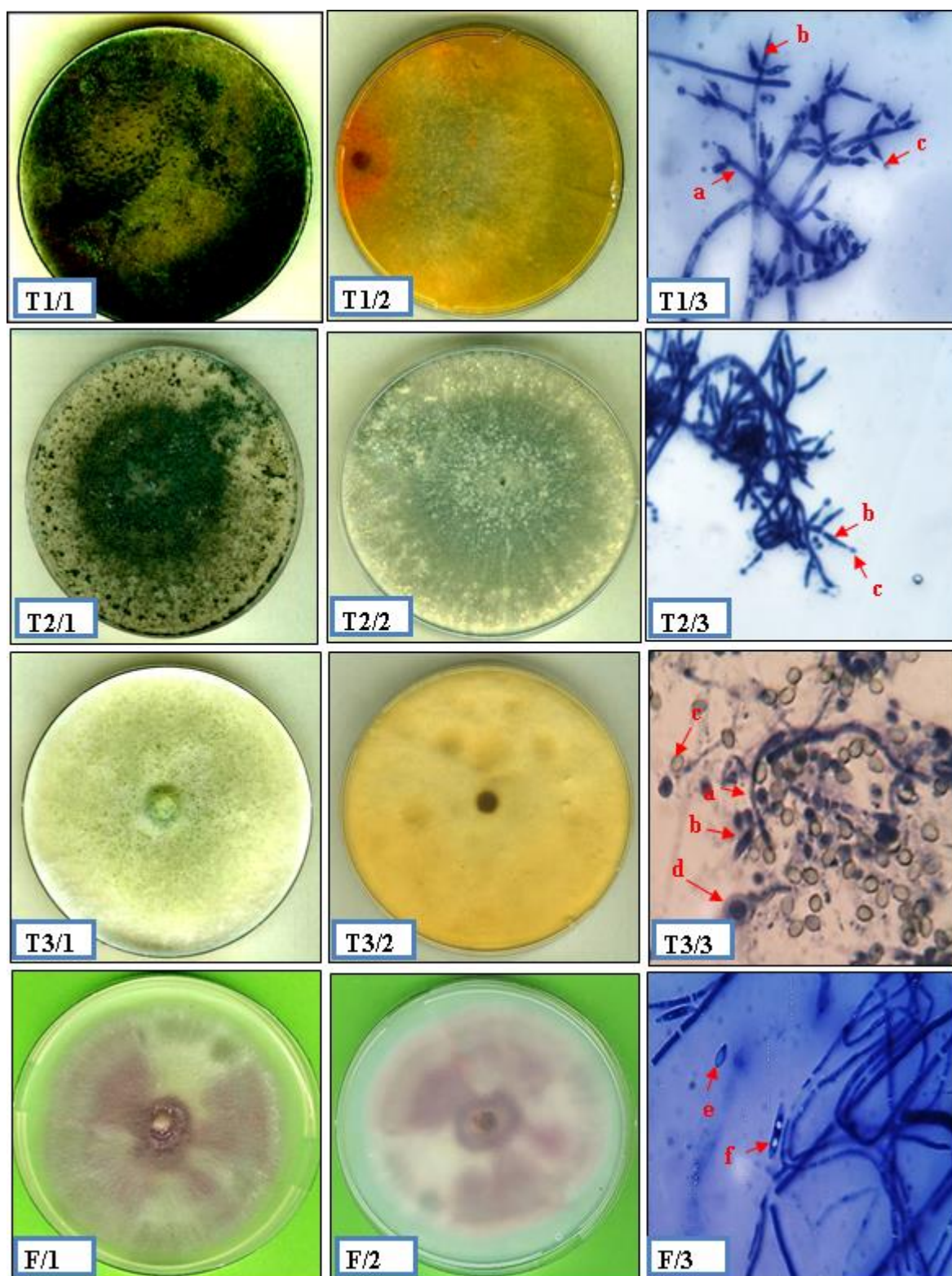


Figure 19. Caractéristiques macroscopiques et microscopiques des espèces fongiques.

(1) recto ; (2) revers de la boîte de Pétri ; (3) aspect microscopique ; (T1) *T. harzianum* ; (T2) *T. atroviride* ;
 (T3) *T. gamsii* ; (F) *F. oxysporum* ; a : conidiophore ; b : phialide ; c : conidie ; d : Chlamydospore ;
 e : microconidie ; f : macroconidie.

2.2. Activité antifongique des *Trichoderma spp. in vitro* vis-à-vis l'agent pathogène *F. oxysporum*

2.2.1. Résultat des confrontations directes

Dans le cadre de l'évaluation de l'effet antifongique des trois espèces testées « *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii* » contre le pathogène *F. oxysporum*, une confrontation directe est réalisée. Ce test est réalisé afin d'évaluer l'efficacité de chaque espèce à inhiber la croissance de l'agent pathogène testé.

Les résultats présentés dans l'histogramme ci-dessus (Fig. 20) montrent que les trois espèces testées possèdent toutes une capacité antagoniste intéressante avec des taux supérieurs à 60%. Toutefois, des différences notables sont observées entre elles. *T. gamsii* s'est distinguée en révélant un taux d'inhibition particulièrement élevé, atteignant les 71%, démontrant ainsi sa capacité élevée d'antagoniste vis-à-vis de *F. oxysporum*. En comparaison, *T. harzianum* et *T. atroviride* révèlent des taux d'inhibition légèrement inférieurs, de l'ordre de 62% et 61% respectivement (Fig. 21).

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant la croissance mycélienne du pathogène, révèle un effet très hautement significatif de l'effet des *Trichoderma spp.* Le test de Duncan révèle la présence de deux groupes homogènes : T1, T2 et T3 « groupe 1 » montrant l'homogénéité de l'effet antagoniste des *Trichoderma* et le T0 « groupe 2 » (Annexe2).

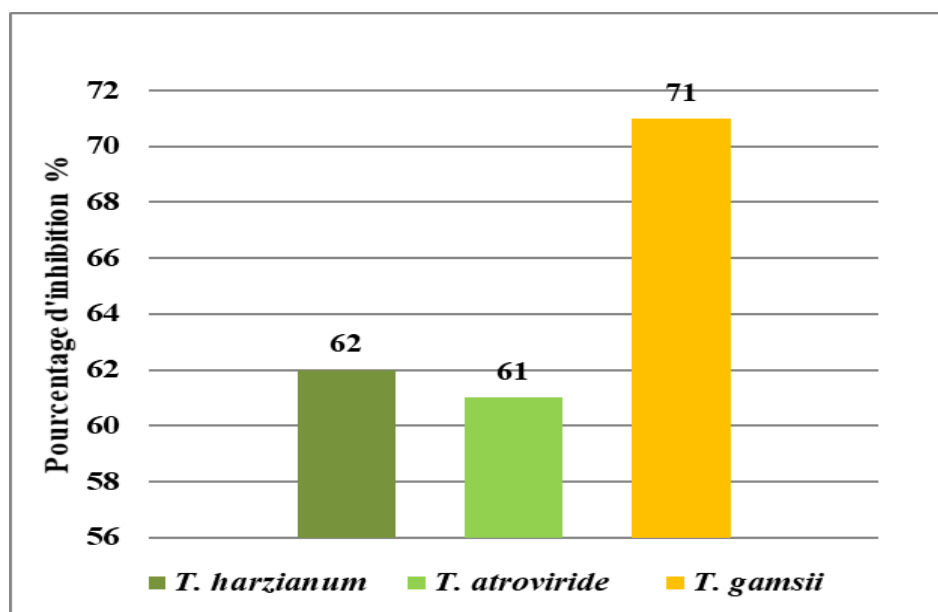


Figure 20. Taux d'inhibition des trois espèces de *Trichoderma* en confrontation directe avec *F. oxysporum*

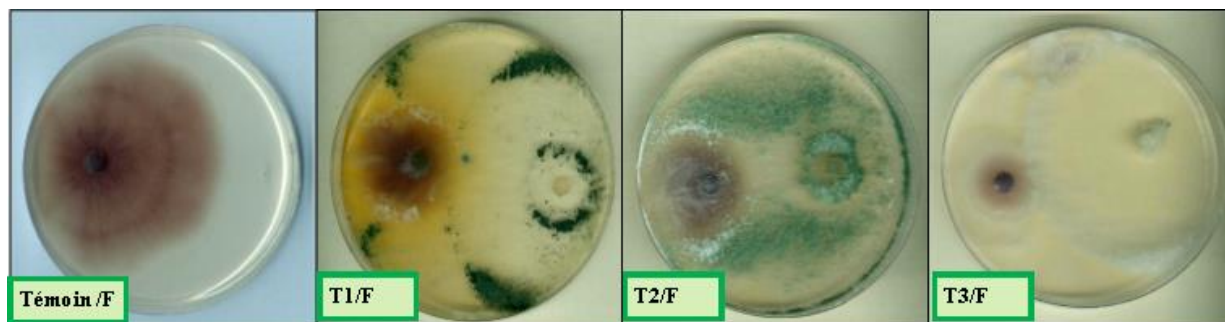


Figure 21. Confrontation direct entre *Trichoderma* spp. En présence de l'agent pathogène (F)
F. oxysporum ; (T1) *T. harzianum* ; (T2) *T. atroviride* ; (T3) *T. gamsii*.

2.2.2. Résultats des confrontations indirectes

Cette technique a permis de mettre en évidence l'effet inhibiteur à distance exercé par les espèces de *Trichoderma* « *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii* » sur la croissance mycélienne de *F. oxysporum*. Pour cela, les diamètres des colonies du pathogène sont mesurés après sept jours d'exposition aux substances volatiles émises par les différentes souches de *Trichoderma*, et comparés à ceux du témoin non traité.

Les résultats révèlent une réduction importante du diamètre des colonies en présence des *Trichoderma* testés, avec une croissance moyenne du mycélium variant entre 1,65 mm et 3,3 mm relativement faible par rapport au témoin (3,8 mm).

Les taux d'inhibition révèlent un effet inhibiteur marqué, avec des valeurs comprises entre 13% et 56% traduisant la présence de métabolites volatiles ayant un effet réducteur du développement de *F. oxysporum* (Figs. 22 ; 23).

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant la croissance mycélienne du pathogène, révèle un effet hautement significatif des de l'effet des *Trichoderma* spp. Le test de Duncan révèle la présence de deux groupes homogènes : T1 « groupe 1 » ayant le meilleur effet antagoniste, T0 et T3 « groupe 2 » et un groupe intermédiaire constitué de T2 (Annexe 3).

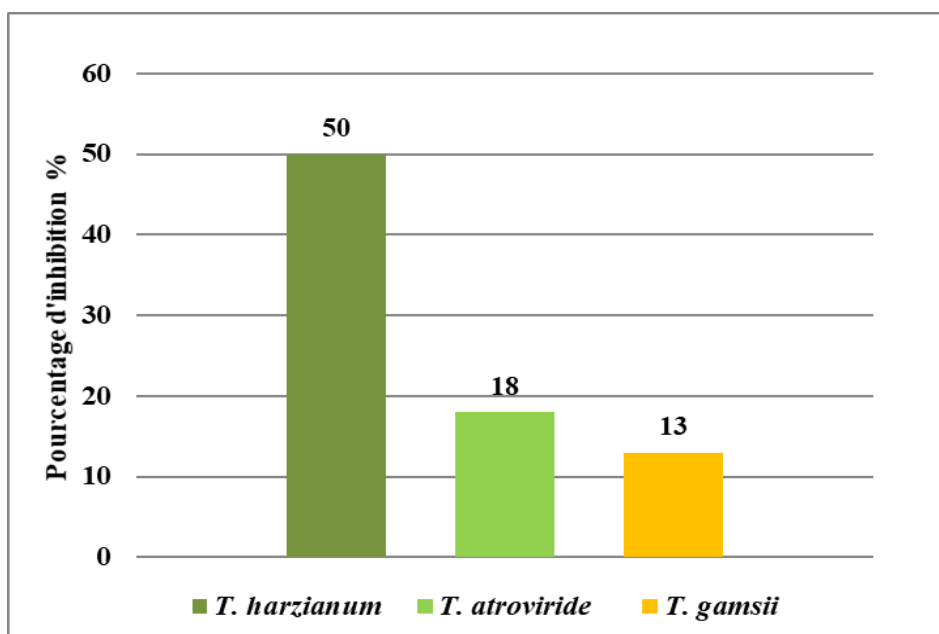


Figure 22. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de pathogène *F. oxysporum* en confrontations indirectes avec *Trichoderma* spp. « *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii* ».

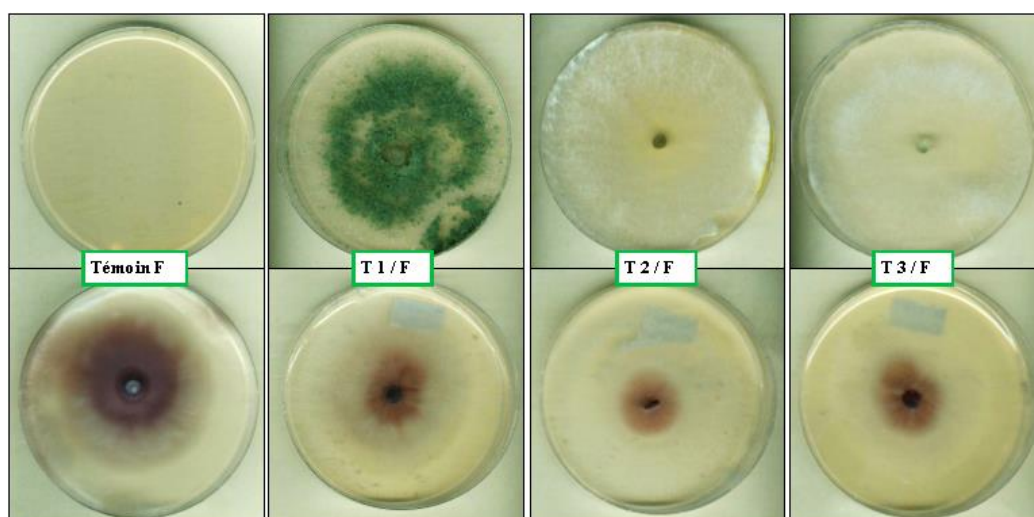


Figure 23. Confrontations indirectes entre *Trichoderma* spp. contre l'agent pathogène. (F) *F. oxysporum* ; (T1) *T. harzianum*, (T2) *T. atroviride* et (T3) *T. gamsii*.

2.2.3. Mode d'action de *Trichoderma* contre le phytopathogène *F. oxysporum*

L'observation microscopique de la zone de contact entre *Trichoderma* et *Fusarium oxysporum* a pour objectif d'analyser en détail leurs interactions directes, afin de mieux comprendre le mode d'action de *Trichoderma* en tant qu'agent de biocontrôle. Cette analyse vise à mettre en évidence les mécanismes morphologiques et physiologiques impliqués dans l'antagonisme entre les deux champignons.

L'examen microscopique révèle des contacts fréquents entre les hyphes filiformes et ramifiées de *Trichoderma* et les hyphes plus larges et septés de *Fusarium*. Dans plusieurs zones d'interaction, les hyphes de *Trichoderma* s'enroulent autour de celles de *Fusarium*, formant des structures spirales plus ou moins serrées (Figs. 24a ; 24d). Cet enroulement observé confirme le mécanisme de mycoparasitisme.

On observe également des signes de pénétration de la paroi cellulaire de *Fusarium* par les hyphes de *Trichoderma*, accompagnés d'un amincissement ou d'une déformation visible de la paroi au point de contact. La formation de structures appressorium par les hyphes de *Trichoderma* au contact des hyphes de *Fusarium* est occasionnellement observée dans la figure 24.

Ces interactions mettent en évidence le mode d'action mycoparasitaire de *Trichoderma*, qui implique le contact, l'enroulement, la pénétration et la lyse des hyphes de *Fusarium*, et confirment son potentiel en tant qu'agent efficace de biocontrôle.

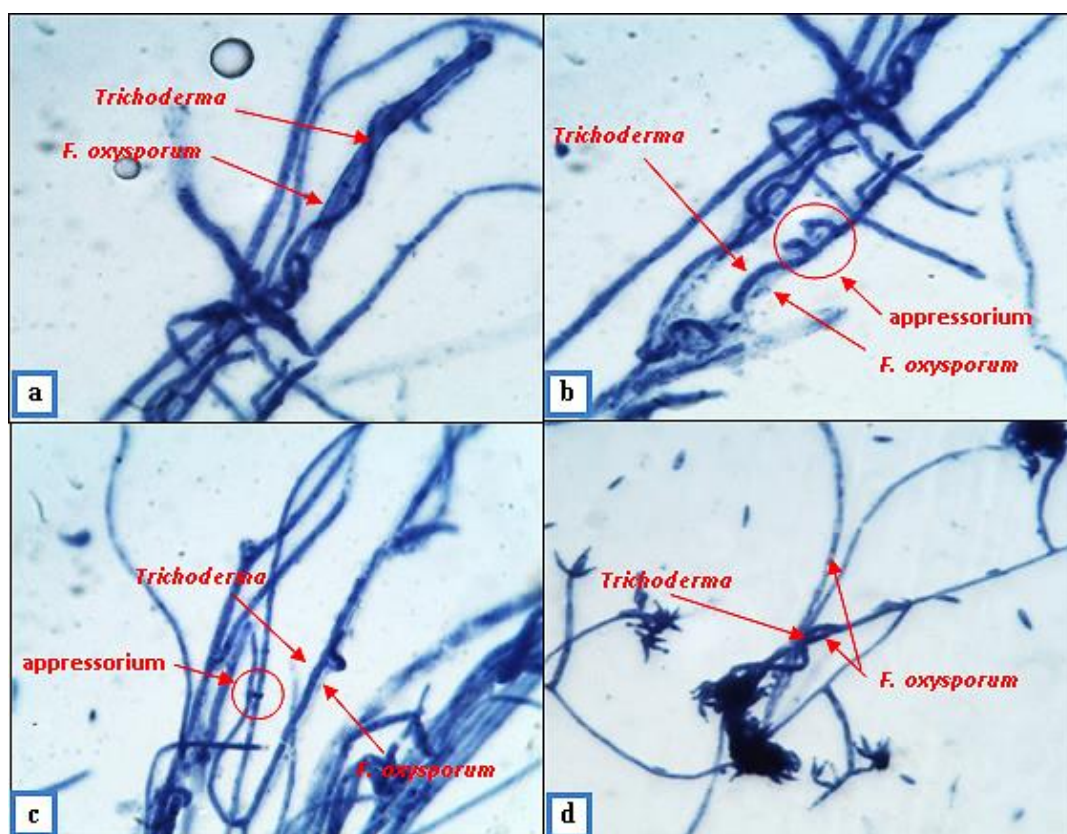


Figure 24. Interaction mycoparasitaire entre *Trichoderma spp.* et *Fusarium oxysporum*.

2.2.4. Résultats de la confrontation par les métabolites secondaires (filtrat de culture)

L'effet inhibiteur des substances non-volatiles (métabolites diffusibles) produites par les différentes espèces de *Trichoderma* est évalué *in vitro* sur milieu solide (Fig. 25).

Les résultats montrent une inhibition élevée de la croissance de l'agent phytopathogène comparée au témoin non traité. En absence de métabolites de l'antagoniste, le pathogène atteint un diamètre moyen de 7cm, traduisant une croissance mycélienne normale. En revanche, l'ajout des filtrats de culture a entraîné une réduction significative du développement mycélien avec des diamètres moyens respectifs de 1,2cm, 1,13cm et 1,17cm pour *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii* (Fig. 26).

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant la croissance mycélienne du pathogène, révèle un effet très hautement significatif des de l'effet des filtrats de *Trichoderma* spp. Le test de Duncan révèle la présence de trois groupes homogènes : T2 « groupe 1 » ayant le meilleur effet inhibiteur, T3 « groupe 2 » et T0 « Groupe 3 », en plus d'un groupe intermédiaire constitué de T1 (Annexe 4).

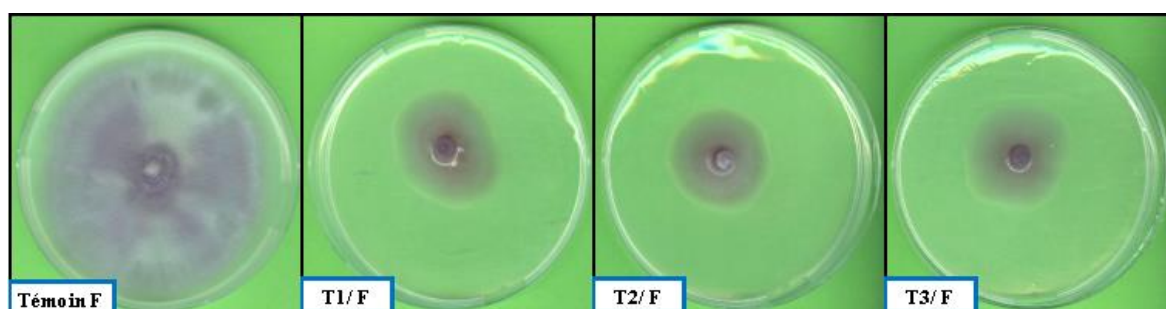


Figure 25. Effet inhibiteur des métabolites diffusibles des espèces de *Trichoderma* sur la croissance mycélienne de l'agent phytopathogène. (F) *F. oxysporum* ; (T1) *T. harzianum* ; (T2) *T. atroviride* ; (T3) *T. gamsii*.

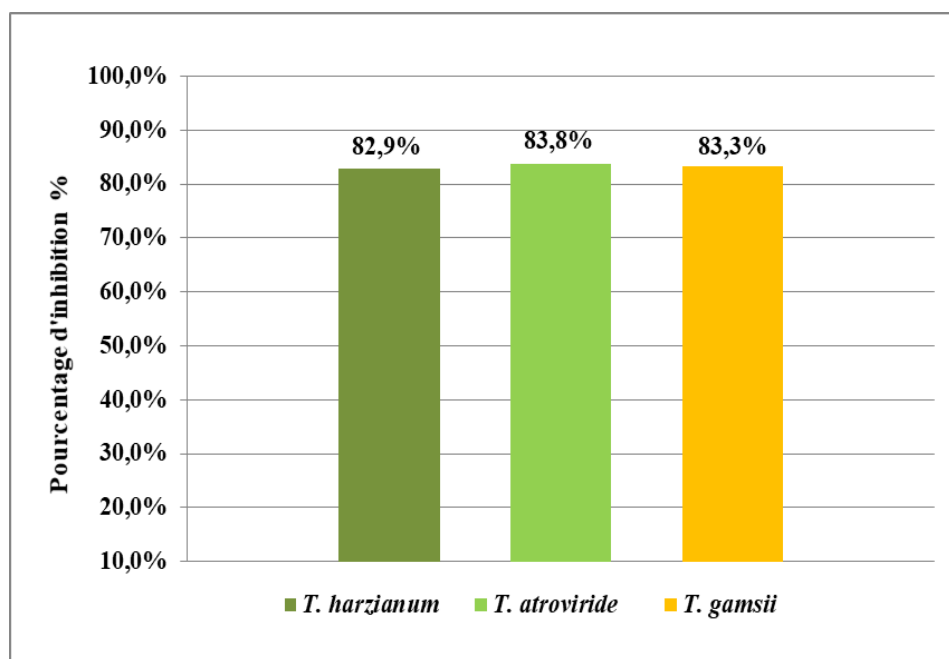


Figure 26. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de *F. oxysporum* par les extraits métaboliques de *Trichoderma spp.* après 7 jours d'incubation.

2.3. Activité biostimulant des *Trichoderma spp.* Sur les céréales et les légumineuses

2.3.1. Test « *in vitro* »

a. Effet des *Trichoderma spp.* sur la germination des graines de blé et de lentille

Les résultats de l'influence des différentes espèces de *Trichoderma* sur la germination des semences de blé et de lentille, révèlent un taux de germination constant de 100% en présence de *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii*, ainsi que du le témoin. Ceci démontre que la présence des *Trichoderma spp.* n'affecte pas la germination des grains de blé. En revanche, la germination des semences de lentille montrent une sensibilité variable selon l'espèce de *Trichoderma* testée. Si le taux de germination reste de 100% avec *T. harzianum*, il diminue à 90% avec *T. atroviride* et diminue à 70% avec *T. gamsii* (Fig. 27).

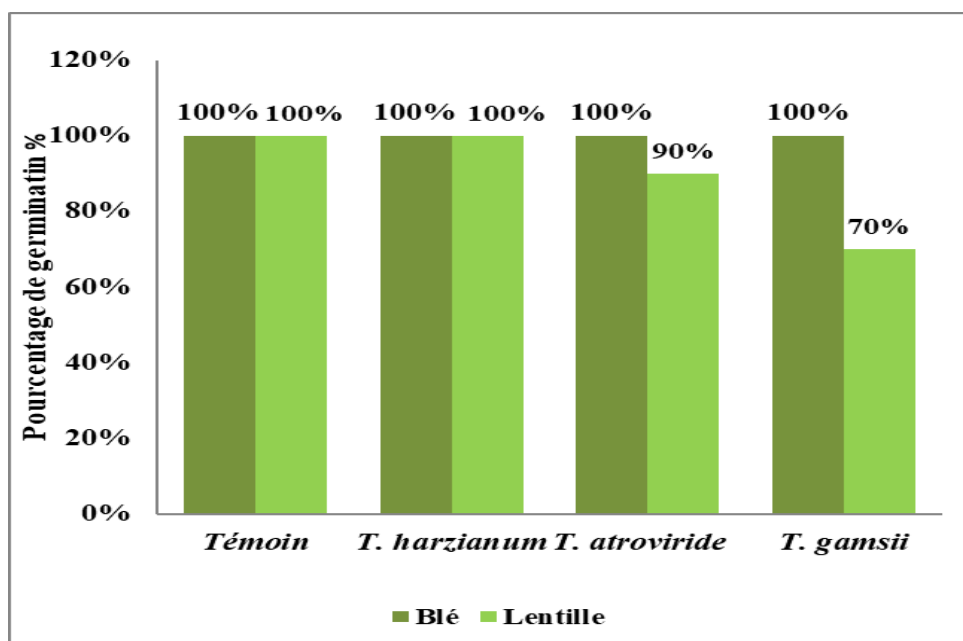


Figure 27. Effet de *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii* sur la germination des grains de blé et de lentille.

b. Effet des *Trichoderma* spp. sur la longueur du coléoptile du blé

Le coléoptile est un indicateur de la vigueur de la germination et de la croissance initiale de la plante. Les résultats montrent que *T. atroviride* stimule significativement la croissance du coléoptile, atteignant environ 7,1cm ce qui est supérieur au témoin soit 6,7cm, indiquant un effet bénéfique de cette espèce sur la croissance du blé. En revanche, *T. harzianum* a un effet inférieur à celui du témoin avec une longueur de 5,2cm. L'effet le plus négatif est observé chez *T. gamsii*, qui inhibe la longueur du coléoptile soit une longueur de 0,5cm (Figs. 28 ; 29).

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant l'effet des *Trichoderma* sur la longueur du coleoptile *in vitro*, révèle un effet très hautement significatif. Le test de Duncan révèle la présence de trois groupes homogènes : T3 « groupe 1 » ayant un effet inhibiteur de croissance, T1 « groupe 2 » et T0 et T2 « Groupe 3 » (Annexe 5).

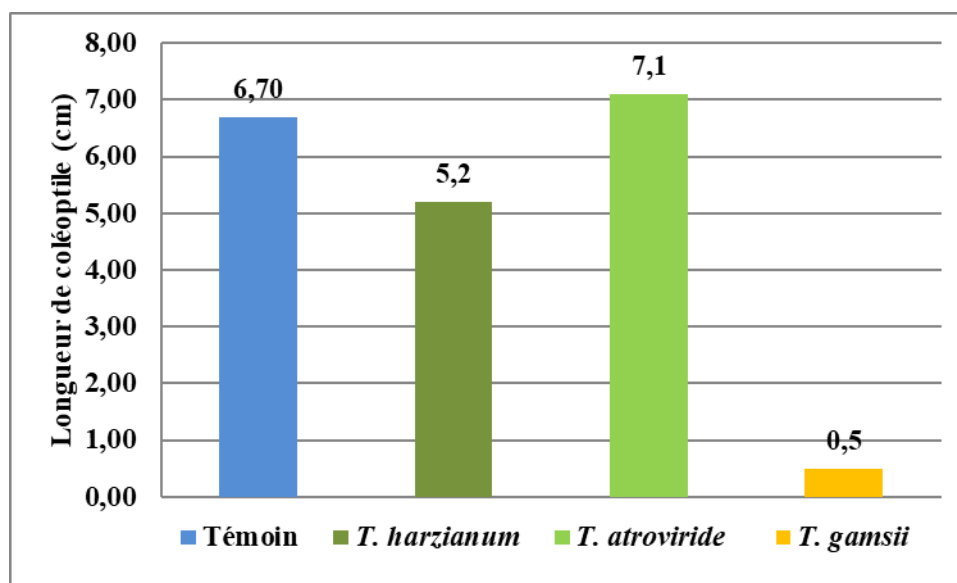


Figure 28. Effet de différentes espèces de *Trichoderma* sur la longueur de coléoptile du blé.

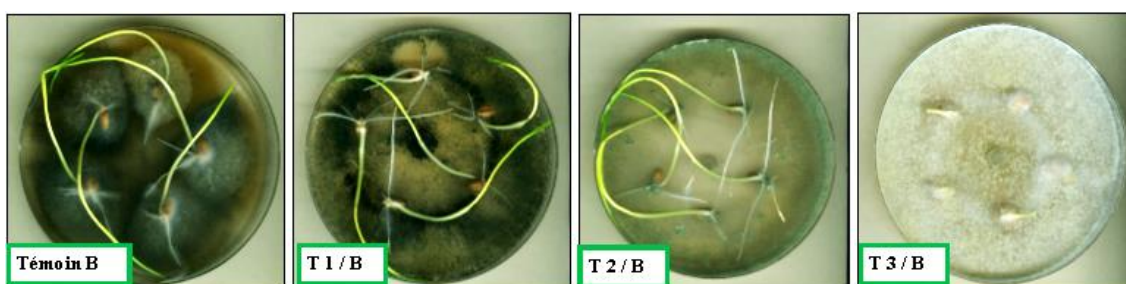


Figure 29. Effet des espèces de *Trichoderma* spp. sur la germination des graines de blé (B).
(T1) *T. harzianum* ; (T2) *T. atroviride* ; (T3) *T. gamsii*.

c. Effet des *Trichoderma* spp. sur la longueur du coléoptile de lentille

L'histogramme illustre l'effet des espèces de *Trichoderma* sur la croissance du coléoptile de la lentille, comparativement à un témoin non traité. Les résultats montrent que les traitements à base de *T. harzianum* et *T. atroviride* stimulent significativement la croissance du coléoptile, avec des longueurs atteignant respectivement environ 2,2cm et 2,1cm en comparaison avec seulement 1,6cm pour le témoin. Concernant *T. gamsii*, les résultats montrent un effet fortement inhibiteur, réduisant la longueur du coléoptile à environ 0,7cm (Figs. 30 ; 31).

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant l'effet des *Trichoderma* sur la longueur du coléoptile *in vitro*, ne révèle pas d'effet significatif pour ce paramètre (Annexe 6).

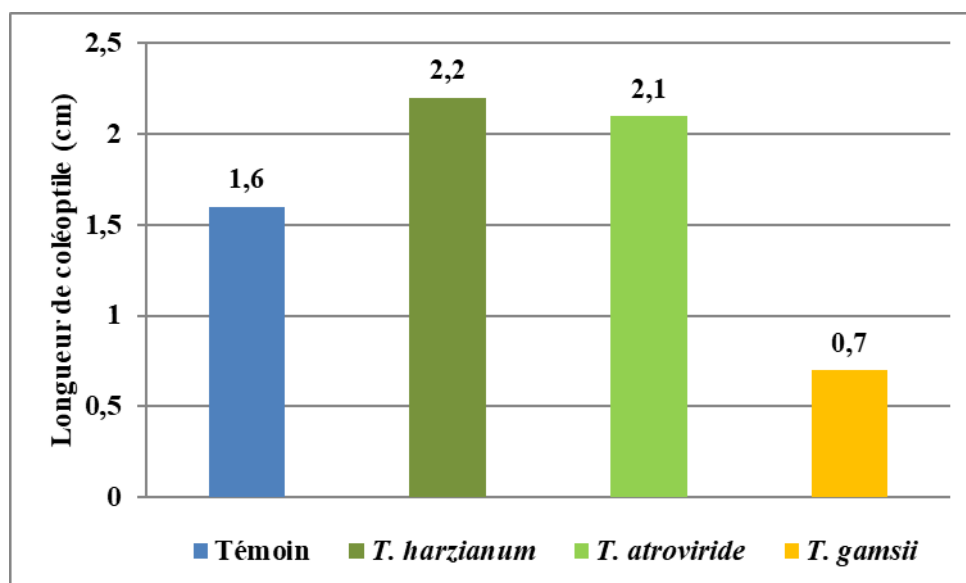


Figure 30. Effet de différentes espèces de *Trichoderma* sur la longueur du coléoptile de la lentille

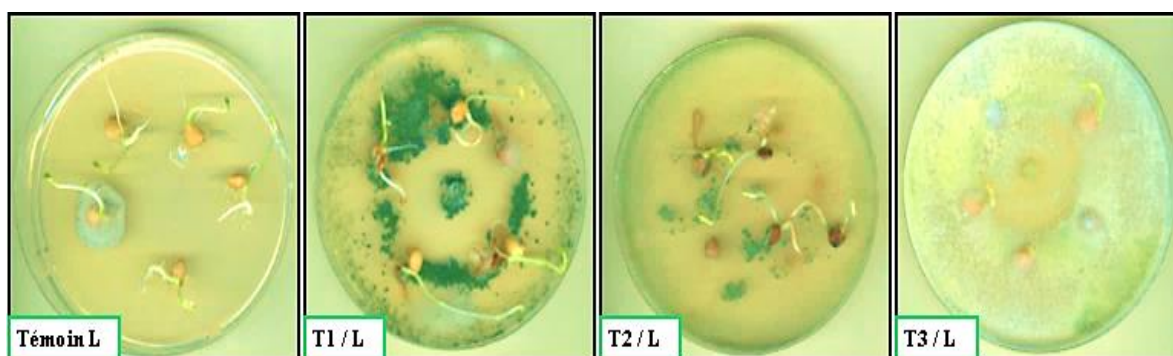


Figure 31. Effet des espèces de *Trichoderma* spp. sur la germination des graines de lentille (L), (T1) *T. harzianum* ; (T2) *T. atroviride* ; (T3) *T. gamsii*.

2.3.2. Test « *in vivo* » (culture en pots)

a. Effet des *Trichoderma* sur le développement des plants de blé

Les résultats obtenus concernant le développement des plants de blé 15 jours après semis révèlent une stimulation remarquable de la croissance des plants en fonction des espèces de *Trichoderma*. Comparativement au témoin non traité, dont la hauteur moyenne des plantules ne dépassait pas 4,16cm, les plants inoculés présentent une croissance nettement améliorée, en particulier au niveau de *T. harzianum* et *T. atroviride* qui améliorent le développement des plants soit des hauteurs moyennes respectives de 14,03cm et 14,12cm. *T. gamsii* s'est distinguée par son efficacité supérieure, induisant la meilleure croissance observée, avec une hauteur moyenne de 14,88cm (Figs. 32 ; 33).

L'effet des espèces étudiées se manifeste aussi au niveau du système racinaire (Fig. 35). Alors que la longueur moyenne des racines chez les plants du témoin est de 15,4cm, les traitements fongiques révèlent un développement racinaire important soit 21,1cm pour *T. harzianum*, 19,6cm pour *T. atroviride*, et jusqu'à 27cm pour *T. gamsii* (Fig. 34). Ces résultats confirment le potentiel des espèces de *Trichoderma* en tant qu'agents de biostimulation, capables de promouvoir simultanément la croissance aérienne et souterraine du blé.

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant la hauteur des plants de blé en fonction de l'inoculum, révèle un effet très hautement significatif des *Trichoderma*. Le test de Duncan révèle la présence de trois groupes homogènes : T0 « groupe 1 » ayant la plus faible moyenne de la hauteur de tige, T1 et T2 « groupe 2 » et T3 « groupe 3 » avec l'effet biostimulant le plus élevé (Annexe 7). Concernant la longueur des racines l'analyse de la variance révèle un effet très hautement significatif des inoculumes. Le test de Duncan révèle la présence de quatre groupes homogènes : T0 « groupe 1 » ayant la plus faible moyenne de la longueur des racines, T2 « groupe 2 », T1 « groupe 3 » et T3 « groupe 4 » avec l'effet biostimulant le plus élevé (Annexe 8).

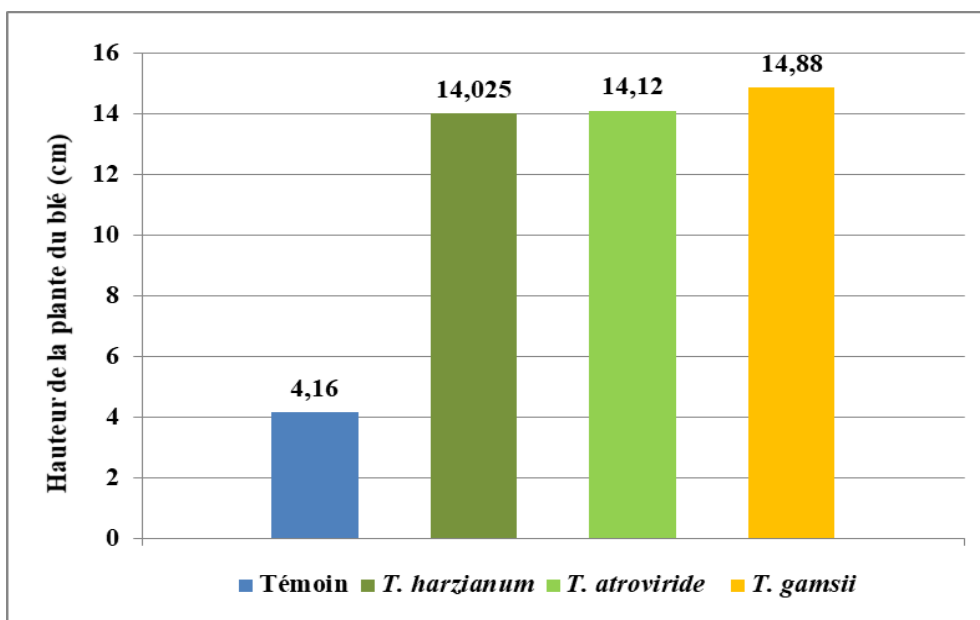


Figure 32. Hauteur moyenne des plants de blé en fonction des espèces de *Trichoderma*.

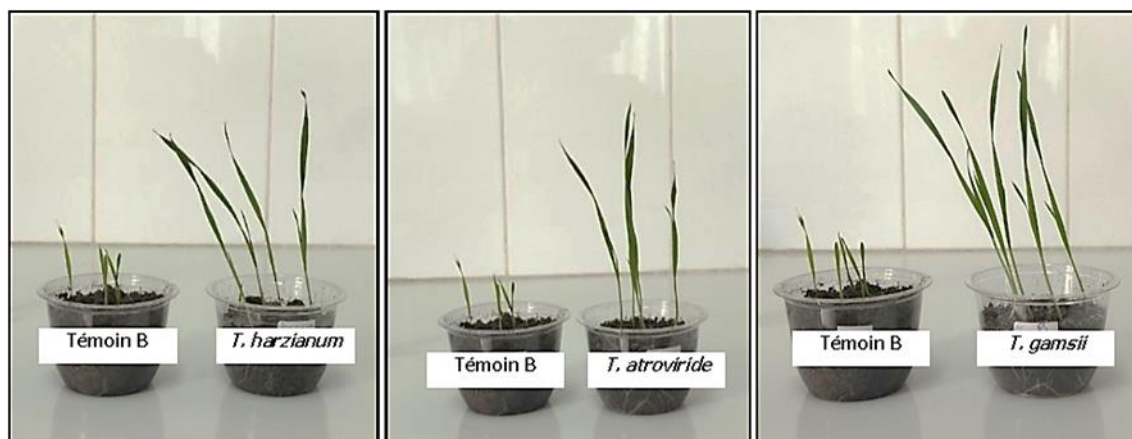


Figure 33. Effet des espèces de *Trichoderma* sur le développement du blé 15 jours après le semi. (B) blé ; (T) *Trichoderma*.

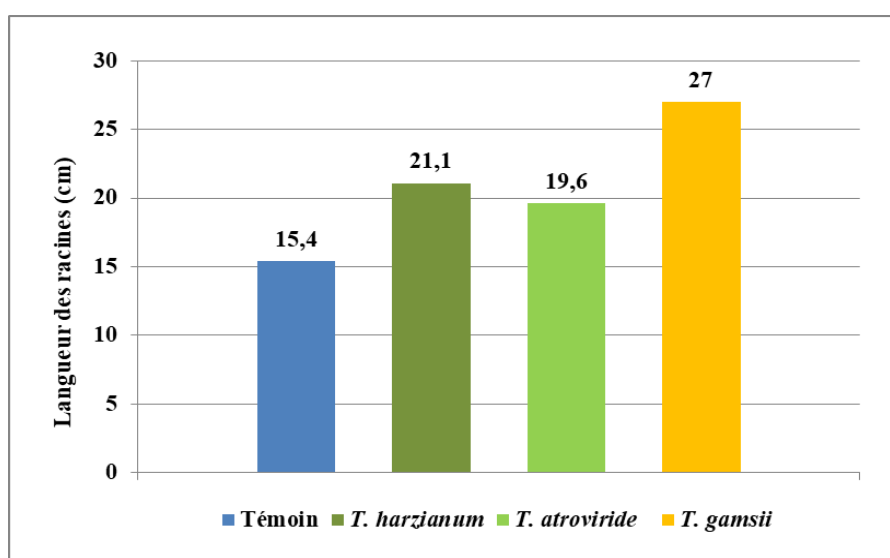


Figure 34. Effet des *Trichoderma* sur le développement du système racinaire chez le blé.

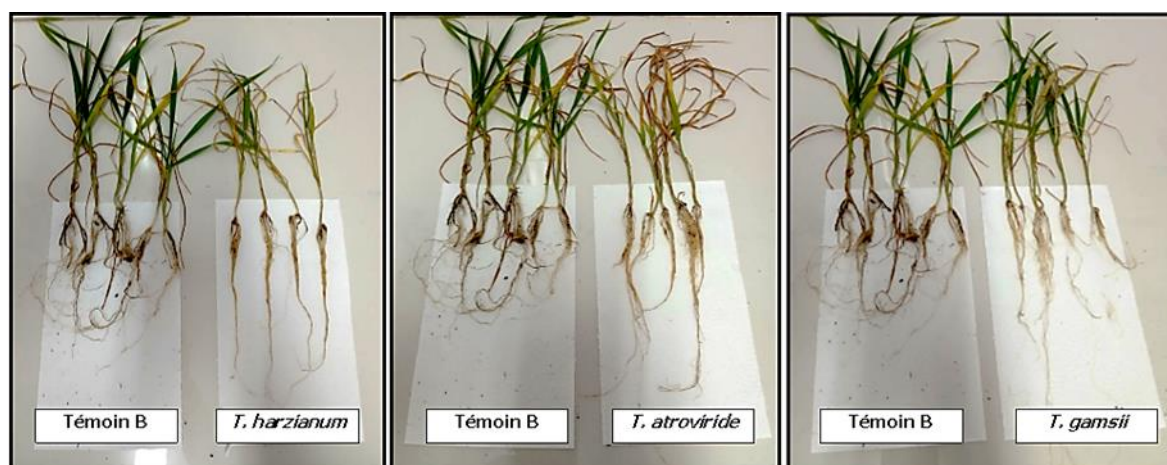


Figure 35. Racines des plants de blé inoculé par les *Trichoderma spp.* a enregistré une grande longueur par rapport au témoin blé (B).

b. Performance de la croissance des plants de lentille

La présence des espèces de *Trichoderma spp.* montre un effet notable sur la croissance végétative, en particulier sur la hauteur des tiges, la longueur des racines et le poids frais des racines.

Les résultats obtenus montrent que les hauteurs moyennes des tiges après 2 mois du semi, varient selon les traitements. Les plants traités avec *T. atroviride* présentent la hauteur la plus élevée atteignant une moyenne de 21,5cm, soit une augmentation notable par rapport au témoin (16,45cm). Les inoculations avec *T. harzianum* et *T. gamsii* entraînent également une stimulation de la croissance, avec des hauteurs respectives de 17,22cm et 15,56cm (Fig. 36). Ces données mettent en évidence la capacité de certaines souches de *Trichoderma* à favoriser l'élongation des tiges, ce qui suggère une activité biostimulante efficace.

Il est à noter aussi que chez les plants de lentilles inoculés avec *Trichoderma spp.* les feuilles conservent une teinte verte intense, ce qui reflète un bon état de santé général et une activité photosynthétique efficace. En revanche, chez les plants témoins non inoculés, on observe un jaunissement progressif des feuilles, signe possible de carences nutritionnelles ou d'un stress physiologique (Fig. 37).

Concernant la longueur des racines, les résultats montrent également une différence notable des *Trichoderma*. Le témoin enregistre la plus grande longueur moyenne (16,85cm), suivi de *T. harzianum* (14,9cm), *T. atroviride* (12,5cm) et enfin *T. gamsii* (9,58cm). Bien que certaines souches semblent avoir un effet légèrement inhibiteur sur la croissance racinaire (Fig. 38), cela est compensé par l'augmentation du nombre des racines secondaires formant une touffe autour de la racine principale et ayant par conséquent un effet sur le poids des racines. En effet, le poids frais des racines, indicateur clé de la vigueur et de l'activité physiologique des plantes, a été nettement accru. Les plants traités avec *T. harzianum* ont enregistré un poids de 39mg, ceux traités avec *T. atroviride* 40,2mg, et ceux inoculés avec *T. gamsii* ont atteint la valeur la plus élevée de 41,6mg, contre seulement 19mg pour les plants témoins (Fig. 39).

L'analyse de la variance ANOVA à 1 facteur concernant la hauteur des plants de lentille en fonction de l'inoculum, révèle un effet très hautement significatif des *Trichoderma*. Le test de Duncan révèle la présence de quatre groupes homogènes : T3 « groupe 1 » ayant la plus faible moyenne de la hauteur de tige, T2 « groupe 2 », T1 « groupe 3 » et T2 « groupe 4 » avec l'effet

biostimulant le plus élevé. Concernant la longueur des racines l'analyse de la variance ne révèle pas d'effet significatif des inocula (Annexe 10).

L'ANOVA à un facteur révèle un effet très hautement significatif du poids des racines en fonction des *Trichoderma* inoculés. Le test de Duncan révèle la présence de deux groupes homogènes : T0 « groupe 1 » ayant le plus faible poids ; T1, T2 et T3 constituent le « groupe 2 » avec des poids relativement similaires (Annexe 11).

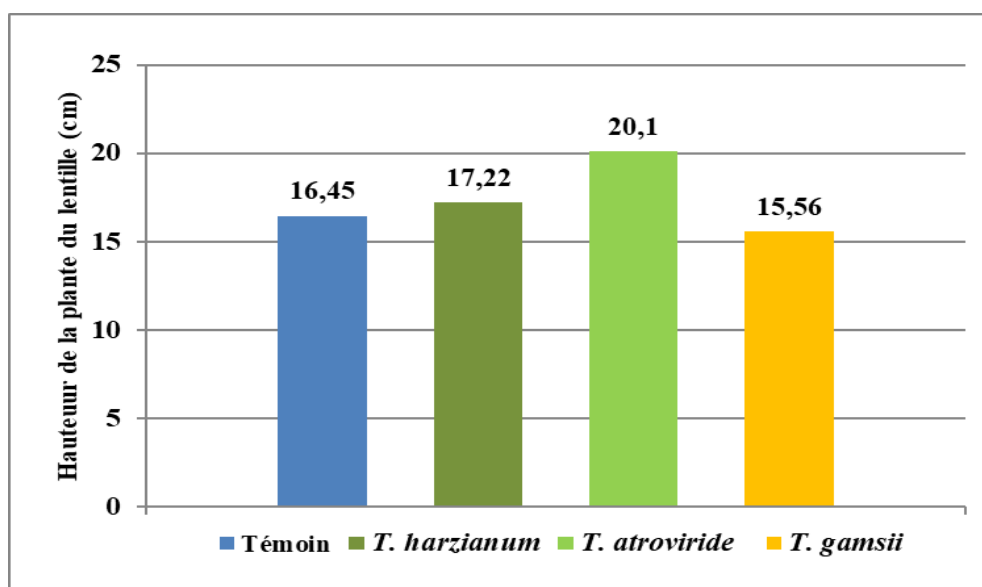


Figure 36. Hauteur moyenne des plants de lentilles en réponse aux différentes espèces de *Trichoderma*.

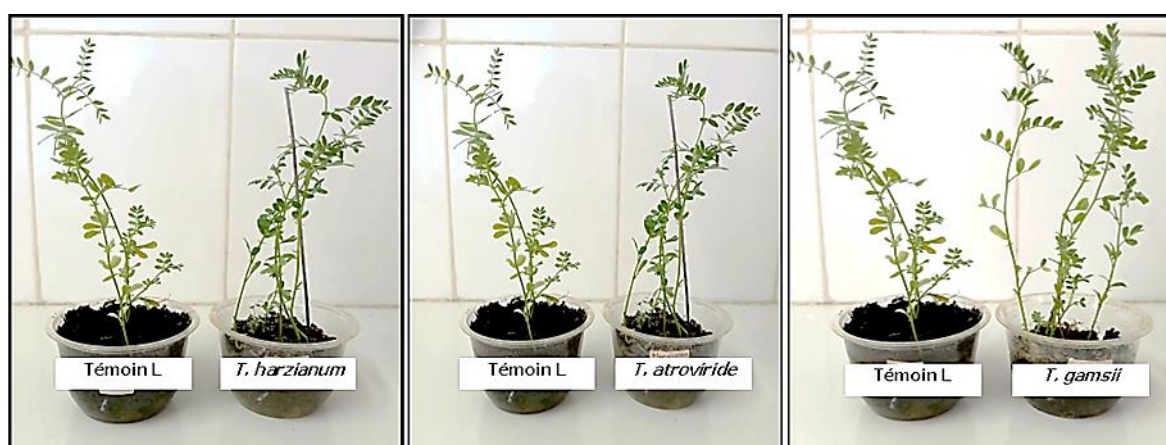


Figure 37. Effet des espèces de *Trichoderma* sur la hauteur des plants et la coloration foliaire de la lentille, (L) lentille ; (T) *Trichoderma*.

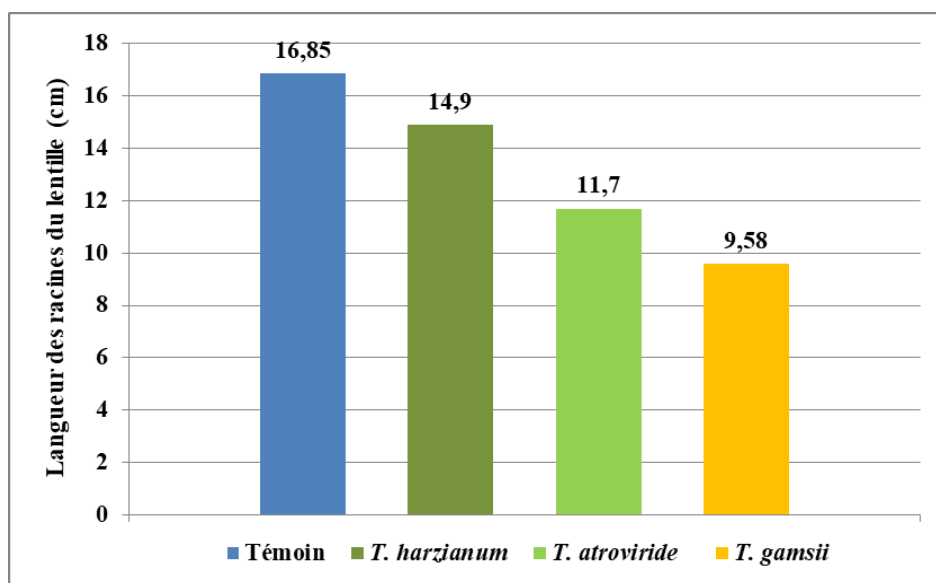


Figure 38. Influence de diverses espèces de *Trichoderma* sur la longueur des racines de lentille.

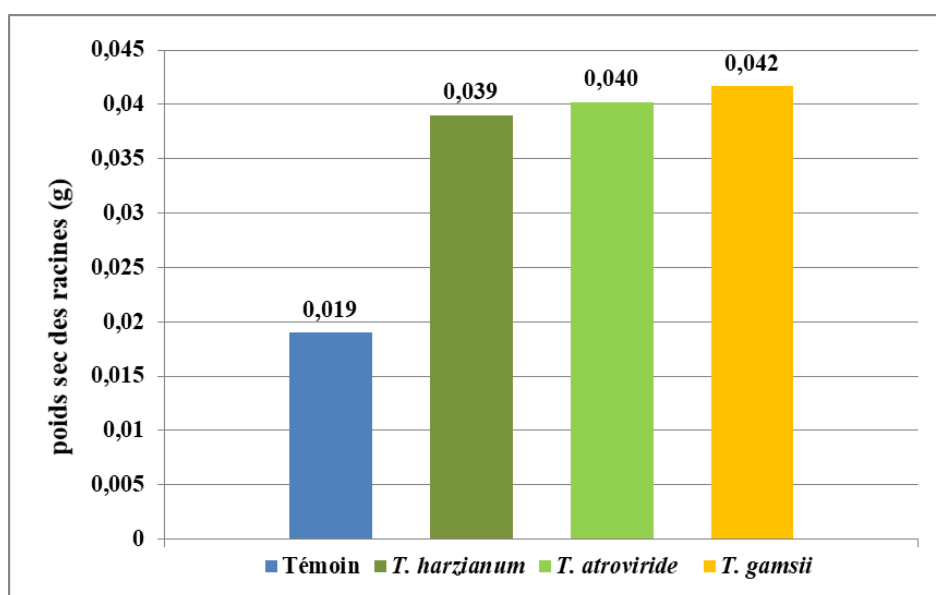


Figure 39. Comparaison du poids frais racinaire de la lentille selon les traitements par *Trichoderma* spp.
« *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii* »

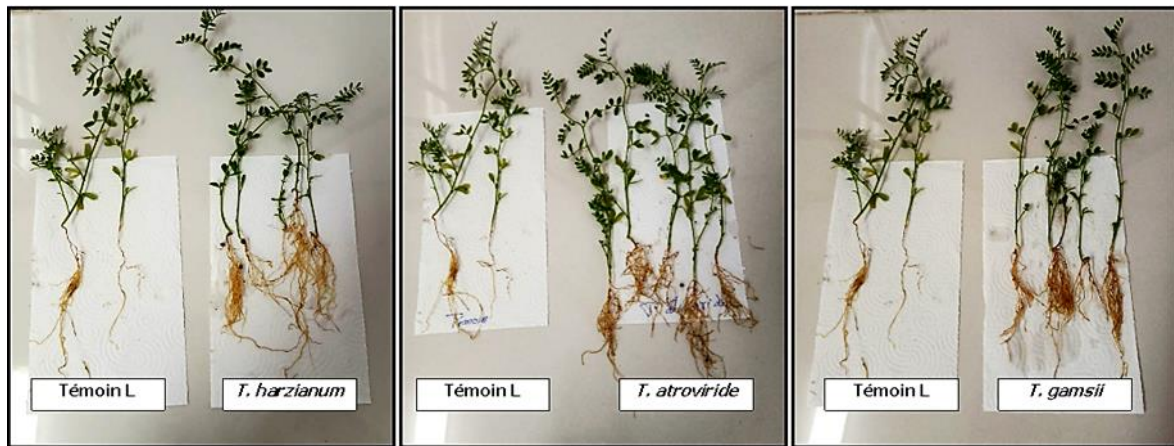


Figure 40. Racines des plants de lentille inoculée par *Trichoderma spp.* a enregistré une grande masse par rapport au témoin lentille (L).

3. Discussion des résultats obtenus

Cette étude a pour but d'évaluer les caractéristiques antifongique et biostimulante de trois espèces de *Trichoderma* : *T. harzianum*, *T. atroviride* et *T. gamsii*. Le potentiel antifongique est évalué *in vitro* par la technique de confrontation directe et indirecte ainsi que par l'efficacité du filtrat. L'effet biostimulant est évalué *in vivo*, par l'ensemencement des isolats de l'antagonisme dans le substrat de culture, sur deux cultures stratégiques « blé et lentilles ».

Les résultats des confrontations directes des trois espèces de *Trichoderma* contre *F. oxysporum* révèlent des pourcentages d'inhibition intéressants de plus de 60%. *T. gamsii* est l'espèce qui a le plus haut potentiel biocontrôle parmi les trois espèces testées. Ces observations sont cohérentes avec les travaux de Redda *et al.* (2018), qui ont montré que *T. gamsii* inhibe *F. oxysporum* avec un taux supérieur à 53%. Dans la même étude, *T. gamsii* et *T. atroviride* ont également démontré une capacité d'inhibition significative contre *Botrytis cinerea*, avec des taux respectifs de 70% et 69%. Les résultats obtenus concordent aussi avec ceux de Hernández *et al.* (2024) qui montrent que *T. harzianum* (LBAT-53) présente une croissance plus rapide que celle de *F. oxysporum* et inhibe la croissance mycélienne du pathogène à plus de 66% après 7 jours. Lors des tests de confrontation avec des souches de *F. oxysporum*.

Des observations microscopiques menées au niveau de la zone d'interaction entre les agents antagonistes et *F. oxysporum* révèlent un enroulement des hyphes de *Trichoderma* autour de ceux du pathogène, accompagné de la formation de structures de type appressorium. Ces résultats confirment ceux rapportés par Nofel *et al.* (2021) qui à l'aide de la microscopie électronique à balayage, ont mis en évidence un enroulement rapide des hyphes de *Trichoderma* autour de ceux de *F. oxysporum*, suivi de la formation d'appressorium et de la lyse des hyphes du champignon pathogène.

Dans ce travail, la confrontation indirecte réalisée entre *Trichoderma spp.* et *F. oxysporum*, montrent un ralentissement de la croissance mycélienne de *Fusarium* par les espèces antagonistes comparativement aux témoins, en présence de *T. harzianum* le diamètre moyen des colonies de *F. oxysporum* diminué de 50%. Il ressort de ce résultat, que malgré l'absence d'un contact direct entre le pathogène et l'antagoniste, ce dernier a pu exercer un effet inhibiteur sur le développement des colonies de *F. oxysporum*. Dennis et Websters (1971) explique ce phénomène par la confirmation de l'hypothèse que les *Trichoderma* émettent des substances chimiques toxiques qui sont des dérivés de l'hydrazine sous formes des substances volatiles importantes. Ces mêmes résultats sont obtenus par Hibar *et al.* (2005) qui expliquent l'aptitude

de *T. harzianum* à produire des substances volatiles, capables de limiter et même de stopper le développement de l'agent pathogène à malgré l'absence de contact direct entre les deux champignons.

Les résultats obtenus dans notre étude en accord avec ceux rapportés par Almi *et al.* (2015), qui ont évalué l'activité antagoniste de deux souches de *T. harzianum* (T-127a et T-127b) vis-à-vis de *Fusarium solani* et *Cylindrosporium sp.*, agents pathogènes de *Lens culinaris*. Leurs tests de confrontation directe ont permis d'observer des taux d'inhibition avoisinant les 90 %, traduisant une forte compétitivité des souches. Cette efficacité est attribuée à une synergie de mécanismes tels que le mycoparasitisme, l'antibiose et la compétition. De plus, ces auteurs rapportent une réduction significative de la germination des agents pathogènes, ce qui renforce l'idée que *Trichoderma* peut interférer avec le développement fongique même en l'absence de contact direct, probablement grâce à ses métabolites volatils ou diffusibles

Les extraits métaboliques des espèces de *Trichoderma* testés montrent une inhibition notable de la croissance mycélienne de *F. oxysporum* avec des taux d'inhibition très proches (entre 82,9% et 83,8%), suggérant la forte capacité antifongique de leurs extraits métaboliques. Cette inhibition est probablement due à la production de composés antifongiques tels que les enzymes hydrolytiques et des métabolites secondaires hautement efficaces contre le phytopathogène. L'inhibition de la croissance de *Fusarium sp.* serait liée au mécanisme d'antibiose des métabolites secondaires produits par *Trichoderma spp.* dans le milieu de culture. L'antibiose est un mécanisme courant chez les champignons antagonistes, en raison des composés antibiotiques qu'ils produisent, lesquels empêchent le développement de la zone de croissance du champignon pathogène (Sriyanti *et al.*, 2015). De même, Saxena *et al.* (2015) indiquent que *Trichoderma spp.* peuvent produire des toxines (antibiotiques) capables d'éliminer d'autres micro-organismes, même à de très faibles concentrations. Ceci est confirmé aussi par Vinale *et al.* (2014), qui montrent que *Trichoderma spp.* peuvent produire des enzymes, hormones, composés antibiotiques et toxines. Les composés antibiotiques identifiés comprennent : l'acide 2-hydroxy malonique, la cytosperone, les kiningines, le mannitol, le trichodermol et les viridines.

L'évaluation de la germination des graines met en évidence des différences notables entre le blé et la lentille en condition d'inoculation avec trois espèces de *Trichoderma*. Pour les graines de blé, un taux de germination constant de 100% est observé en présence de *T. harzianum*, *T. atroviride* *T. gamsii* et du témoin. Cela suggère que ces espèces spécifiques n'ont pas d'impact

négatif sur la germination des grains de blé. Cette neutralité, ou absence d'effet indésirable, est un indicateur positif de leur potentiel d'utilisation comme bio-inoculants en culture du blé car elles ne gêneraient pas l'établissement initial de la culture tout en offrant potentiellement d'autres avantages par exemple la suppression des maladies et la stimulation de la croissance.

En revanche, la réponse des lentilles se varie selon l'espèce de *Trichoderma* (100% avec *T. harzianum*, 90 % avec *T. atroviride* et 70 % avec *T. gamsii*). Ces résultats traduisent une interaction plus complexe et possiblement phytotoxique influencée par la production de métabolites secondaires, une réponse de stress induite ou une variabilité génétique propre aux souches. Ce phénomène est appuyé par des travaux antérieurs de Harman (2011) ; Saravanakumar et al., (2016) qui reconnaissent l'effet majoritairement neutre ou bénéfique de certaines espèces de *Trichoderma*, en particulier *T. harzianum*, sur la germination de diverses cultures, via la production de phytohormones, la solubilisation des nutriments et la protection contre les pathogènes.

Ma et al. (2020) ont signalé une germination et une vigueur des plantules améliorées chez le maïs traité avec *T. harzianum*. De même, les études de Hajieghrari et Mohammadi (2016) sur le blé montrent souvent des effets neutres à positifs sur la germination. Cependant, des effets inhibiteurs ont également été rapportés, notamment avec certaines souches produisant des composés volatils ou non volatils interférant avec la germination, comme l'ont montré Viterbo et Chet (2006). Nos résultats sur les lentilles traitées par *T. atroviride* et *T. gamsii* s'inscrivent dans cette dynamique, suggérant une phytotoxicité potentielle liée à des facteurs tels que la perméabilité du tégument ou la sensibilité métabolique des graines.

Par ailleurs, l'évaluation de la post-germination révèle des effets divergents. *T. atroviride* stimule significativement la croissance des plantules, probablement grâce à la production de phytohormones (auxines, gibbérellines) et à son rôle dans l'optimisation nutritionnelle, en accord avec les observations de Contreras-Cornejo et al. (2009) et Hermosa et al. (2012). À l'inverse, *T. harzianum*, bien que réputé pour ses effets bénéfiques, induit ici une réduction de la longueur du coléoptile. Cette diversité d'effets souligne l'importance de la sélection rigoureuse des souches utilisées. Enfin, *T. gamsii* se distingue par une inhibition marquée du développement des plantules, traduite par une forte réduction du coléoptile. Cette toxicité pourrait résulter de la libération de métabolites agressifs (gliotoxines, peptaibols, viridiol), altérant les processus enzymatiques, la division cellulaire et l'intégrité des structures cellulaires, comme rapporté par Siddiquee et al. (2012) et Mukherjee et al. (2012).

Les expérimentations en conditions semi-contrôlées démontrent clairement le potentiel biostimulant des espèces de *Trichoderma spp.* sur la croissance des plants de blé et de lentille. Ces effets se traduisent principalement par une amélioration significative de la croissance aérienne et du développement racinaire, comme en témoignent les hauteurs moyennes, longueurs racinaires et poids frais supérieurs enregistrés chez les plants inoculés par rapport aux témoins.

L'augmentation notable de la hauteur des plants de blé, particulièrement avec *T. gamsii* (14,88cm) comparée au témoin (4,16cm), souligne l'efficacité de cette espèce comme biostimulant. Ce résultat est en accord avec les travaux de Harman *et al.* (2004), qui ont démontré que l'inoculation de *T. harzianum* T22 sur le maïs entraîne une augmentation significative de la hauteur et du poids des pousses, attribuée à la production de phytohormones comme l'auxine cytokinines et l'acide indole-acétique (IAA).

Par ailleurs, *T. gamsii* a également stimulé le développement racinaire. Ce résultat rejoint les travaux de Vinale *et al.* (2008) qui soulignent que les métabolites secondaires produits par *Trichoderma* tels que les peptaibols, polykétides et les acides organiques participent à l'induction de la rhizogenèse et à la ramification racinaire. Ces composés, en agissant comme signaux biochimiques, favorisent également la solubilisation des nutriments du sol, notamment le phosphore et certains oligo-éléments, contribuant ainsi à une meilleure absorption et à une croissance racinaire accrue. En conséquence, les souches de *Trichoderma* améliorent la structure et la fonctionnalité du système racinaire, ce qui se traduit par une meilleure résilience et un développement global plus performant des plantes hôtes.

Chez la lentille, les effets varient selon les espèces de *Trichoderma*. *T. atroviride* favorise principalement l'élongation des tiges, tandis que *T. gamsii*, bien que présentant une croissance racinaire plus modeste, induit un poids frais racinaire significativement plus élevé (41,6mg en comparaison avec 19mg chez le témoin). Ces observations concordent avec les résultats de Woo *et al.* (2014) qui ont décrit des réponses morphogénétiques différenciées chez les plantes traitées avec *Trichoderma*, notamment une prolifération des racines latérales souvent associée à une augmentation de la biomasse racinaire.

La teinte verte foncée observée sur les feuilles des plants traités indique une assimilation chlorophyllienne accrue, ce qui est en accord avec les conclusions de Yedidia *et al.* (2001) montrant que *T. harzianum* améliore la nutrition minérale des plantes, en particulier via la solubilisation du phosphore, favorisant ainsi la photosynthèse et la croissance végétative.

Shoresh *et al.* (2010) ajoutent que ces effets bénéfiques s'expliquent également par l'induction de la résistance systémique induite (ISR), qui optimise les fonctions métaboliques et photosynthétiques, renforçant la vigueur physiologique globale de la plante.

D'autres études viennent appuyer ces résultats. Par exemple, Konappa *et al.* (2023) ont démontré que *T. asperellum* améliore non seulement la croissance des plants de tomate, mais aussi leur tolérance au stress salin, par l'activation d'enzymes antioxydantes tels que la superoxyde dismutase (SOD) et catalase (CAT), ainsi qu'à la modulation hormonale notamment auxines et acide abscissique. De même, Rinu *et al.* (2013) dans une étude conduite dans la région himalayenne de l'Inde, ont montré que *T. gamsii* (NFCCI 2177), isolé comme endophyte des racines de lentille, présente une large tolérance aux variations de température (4–30 °C) et de pH (2,0 à 13,5), tout en exerçant un effet promoteur de croissance sur diverses cultures (blé, maïs, soja, lentille) en conditions de serre.

Enfin, les travaux de Vinale *et al.* (2008) sur la tomate ont mis en lumière le rôle des espèces de *Trichoderma* notamment *T. harzianum*, *T. atroviride* dans le renforcement des défenses des plantes contre les agents pathogènes, notamment par la production de composés antimicrobiens (acides organiques, peptides, enzymes hydrolytiques) et l'activation de la résistance acquise systémique (SAR). Rai (2019) rapporte également que l'application de *T. atroviride* sur la lentille entraîne une amélioration significative de paramètres agro-morphologiques tels que la hauteur des plants, la longueur racinaire, le poids des grains et la nodulation.

CONCLUSION

Dans un contexte agricole algérien confronté à des enjeux majeurs de sécurité alimentaire et de durabilité, la vulnérabilité des cultures stratégiques telles que les céréales et les légumineuses alimentaires face aux ravageurs biotiques, tel que les agents pathogènes telluriques du genre « *Fusarium* », demeure préoccupante. Face aux limites des solutions chimiques habituelles, l'approche biologique fondée sur l'utilisation d'agents biologiques bénéfiques du sol, tels que les espèces de « *Trichoderma* », apparaît comme une alternative innovante. En combinant des effets antifongiques et biostimulants, ces microorganismes offrent un levier prometteur pour renforcer la résilience et la performance des systèmes de production.

Les essais d'activité antifongique menés *in vitro* contre *F. oxysporum* ont mis en évidence le fort potentiel de biocontrôle des trois espèces de *Trichoderma* étudiées. Les résultats obtenus indiquent une inhibition significative de la croissance mycélienne du pathogène, suggérant l'implication de plusieurs mécanismes d'action, tels que la compétition pour les ressources, l'antibiose par la sécrétion de métabolites antifongiques, ainsi que le mycoparasitisme. De plus, la capacité de ces espèces à coloniser efficacement la rhizosphère et à persister dans le sol à long terme renforce leur intérêt en tant qu'agents de lutte biologique. Ces caractéristiques positionnent *Trichoderma* comme un allié stratégique dans la gestion des maladies fongiques, tout en contribuant à la santé des sols et à la durabilité des systèmes agricoles.

Parallèlement, les essais *in vitro* et *in vivo* réalisés sur le blé et la lentille ont confirmé le potentiel biostimulant de ces mêmes espèces de *Trichoderma*. *In vitro*, une amélioration significative des paramètres de germination a été observée, suggérant une influence directe sur le développement précoce des coléoptiles. En conditions *in vivo*, l'inoculation avec *Trichoderma* a conduit à une augmentation notable de la biomasse racinaire et aérienne des deux cultures. Ces effets bénéfiques sont probablement liés à des mécanismes d'interaction positive avec la plante hôte, notamment la production des phytohormones, l'amélioration de l'absorption des éléments nutritifs et l'activation de réponses de défense systémique induite. Dans l'ensemble, ces résultats confirment que *Trichoderma* agit à la fois comme agent de biocontrôle et biostimulant.

Notre étude sur l'effet antifongique et biostimulant de *Trichoderma* sur les céréales (le blé) et les légumineuses (la lentille) ouvre des perspectives intéressantes dans le cadre d'une agriculture plus durable et respectueuse de l'environnement. Les résultats obtenus ouvrent la voie à l'utilisation de souches de *Trichoderma* comme alternatives biologiques aux fongicides,

grâce à leur capacité à inhiber efficacement la croissance des pathogènes fongiques affectant ces deux cultures stratégiques.

Par ailleurs, l'effet biostimulant observé, notamment à travers l'amélioration de la croissance végétative, de la vigueur des plants et de la tolérance aux stress, suggère un potentiel d'intégration de *Trichoderma* dans des programmes de biofertilisation. Ces résultats encouragent le développement de formulations microbiennes adaptées aux conditions locales et à différents types de sols. À terme, cette approche pourrait contribuer à réduire les intrants chimiques, améliorer les rendements agricoles, renforcer la résilience des cultures face aux contraintes biotiques et abiotiques et participer ainsi aux objectifs globaux de sécurité alimentaire et de durabilité des systèmes de production agricole.

Au-delà de ces résultats agronomiques, plusieurs perspectives de recherche méritent d'être explorées pour approfondir l'usage de ces microorganismes. L'étude des mécanismes moléculaires impliqués dans l'interaction *Trichoderma*-plante représente un axe stratégique, notamment pour l'identification des gènes responsables de la stimulation de la croissance et de la résistance induite. La caractérisation des métabolites secondaires produits, l'analyse des voies de signalisation activées chez les plantes hôtes, ainsi que les approches de génomique fonctionnelle et de transcriptomique pourraient permettre d'élucider les bases biologiques de ces effets bénéfiques.

En fin, les études de terrain à grande échelle s'imposent comme une étape essentielle pour évaluer l'efficacité et la rentabilité de l'intégration de *Trichoderma* en agriculture. Cette étude contribuera à une meilleure compréhension des interactions complexes entre *Trichoderma*, les plantes et les pathogènes, ouvrant ainsi des nouvelles avenues pour l'optimisation des rendements agricoles et la promotion d'une sécurité alimentaire durable.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

- 1- Abdullah N. S., Doni F., Mispan M. S., Saiman M. Z., Yusuf Y. M., Oke M. A. and Suhaimi N. S. (n.d.). Harnessing *Trichoderma* in Agriculture for Productivity and Sustainability.
- 2- Abeyratne G. D. D. and Deshappriya N. (2018). The effect of pH on the biological control activities of a *Trichoderma sp.* against *Fusarium sp.* isolated from the commercial onion fields in Sri Lanka. *Tropical Plant Research*, 5(2), p : 121–128.
- 3- Activité antifongique des métabolites de *Trichoderma spp.* contre *Fusarium oxysporum*. (2023). *Bionatura (Ibarra - Impresa)*, 8 (2), p : 1–9.
- 4- Adedayo A. A. and Babalola O. O. (2023). Fungi that promote plant growth in the rhizosphere boost crop growth. *Journal of Fungi*, 9(2), p : 239.
- 5- Adnan I., Dilip K. L., Prashant P. J. and Daniel P. R. (2024). *Trichoderma*: Population Structure and Genetic Diversity of Species with High Potential for Biocontrol and Biofertilizer Applications. *Applied Microbiology*, 4(2), p : 875-893.
- 6- AGRICHEM. Intérêts des légumineuses alimentaires [en ligne]. (Page consulté le 12/05/2025). <https://agrichem.dz/33/interets-des-legumineuses-alimentaires/>
- 7- Ahmad J. S. and Baker R. (1987). Competitive saprophytic Ability and Cellulolytic Activity of Rhizosphere-Competent Mutants of *Trichoderma harzianum*. *Phytopathology*, 77(2), p : 358-362.
- 8- Al-Ani L. K. T. (2018). *Trichoderma* from extreme environments: physiology, diversity, and antagonistic activity. *Extremophiles in Eurasian ecosystems: ecology, diversity, and applications*. p : 389-403.
- 9- Alengebawy A., Abdelkhalek ST., Qureshi SR. et Wang M.-Q. (2021). Toxicité des métaux lourds et des pesticides dans les sols et les plantes agricoles : risques écologiques et conséquences pour la santé humaine. *Toxics*, 9 (3), p : 42.
- 10- Almi H., Oufroukh A., Dehimat L., Kacem Chaouche N., Sabri A. and Thonart P. (2015). Effect of two *Trichoderma harzianum* species in *Fusarium solani* and *Cylindrosporium sp.*, pathogens of *Lens culinaris*. *International Journal of Recent Scientific Research*, 6(11), p : 7556–7560.
- 11- Altomare C., Norvell W. A., Björkman T. and Harman G. E. (1999). Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant-growth-promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum* Rifai 1295-22. *Applied and environmental microbiology*, 65(7).
- 12- Andrés, P., Alejandra P., Benedicto M., Nahuel R. and Clara B. (2022). A Comparative Study of Different Strains of *Trichoderma* under Different Conditions of Temperature and pH for the Control of *Rhizoctonia solani*. *Agricultural Sciences*, 13, p : 702-714.

- 13- Andrzejak R. and Janowska B. (2022). *Trichoderma spp.* improves flowering, quality and nutritional status of ornamental plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(24), p : 15662.
- 14- Asghar W., Craven K. D., Kataoka R., Mahmood A., Asghar N., Raza T. and Iftikhar, F. (2024). The application of *Trichoderma spp.* an old but new useful fungus, in sustainable soil health intensification: a comprehensive strategy for addressing challenges. *Plant Stress*.
- 15- Barrera V. A., Iannone L., Romero A. I. and Chaverri P. (2021). Expanding the *Trichoderma harzianum* species complex: Three new species from Argentine natural and cultivated ecosystems. *Mycologia*, 113(6), p : 1136-1155.
- 16- Belabid L. and Fortas Z. (2002). Virulence and vegetative compatibility of Algerian isolates of *Fusarium oxysporum* f. sp. lentis. *Phytopathologia Mediterranea*, 41(3), p : 179-187.
- 17- Bhat K.A. (2017). A New Agar Plate Assisted Slide Culture Technique to Study Mycoparasitism of *Trichoderma sp.* on *Rhizoctonia solani* and *Fusarium oxysporum*. *Curr.Microbiol. App.Sci*, 6(8), p : 3176-3180.
- 18- Bibi F. and Rahman A. (2023). An Overview of Climate Change Impacts on Agriculture and Their Mitigation Strategies.
- 19- Bisby G. R. (1939). *Trichoderma viride* pers. Ex fries, and notes on *Hypocrea*. *Transactions of The British Mycological Society*, 23(2), p : 149-168
- 20- Bissett J. (1991). A revision of the genus *Trichoderma*. II. Infrageneric classification. *Canadian Journal of Botany*, 69(11), p : 2357-2372.
- 21- Blaszczyk L. M. S. K. S., Siwulski M., Sobieralski K., Lisiecka J. and Jedryczka M. (2014). *Trichoderma spp.*—application and prospects for use in organic farming and industry. *Journal of plant protection research*, 54(4).
- 22- Borges Chagas L. F., Chagas Junior A. F., Rodrigues de Carvalho M., De Oliveira Miller L. and Orozco Colonia B. S. (2015). Evaluation of the phosphate solubilization potential of *Trichoderma* strains (Trichoplus JCO) and effects on rice biomass. *Journal of soil science and plant nutrition*, 15(3), p : 794-804.
- 23- Bouziane Z. and Dehimat L. (2020). COMPARATIVE STUDY BETWEEN THE EFFECT OF *TRICHODERMA VIRIDE* AND DIFENOCONAZOLE TO INHIBIT GROWTH MYCELIAL OF *FUSARIUM OXYSPORUM*. *Journal of Sciences and Technology*, 5(1), p : 07-13.

- 24- Chaverri, P. and Samuels, G. J. (2013). Evolution of habitat preference and nutrition mode in a cosmopolitan fungal genus with evidence of interkingdom host jumps and major shifts in ecology. *Evolution*, 67(10), p : 2823-2837.
- 25- Chen J. L., Sun S. Z., Miao C. P., Wu K., Chen Y. W., Xu L. H., Guan H. L. and Zhao L. X. (2016). Endophytic *Trichoderma gamsii* YIM PH30019: a promising biocontrol agent with hyperosmolar, mycoparasitism, and antagonistic activities of induced volatile organic compounds on root-rot pathogenic fungi of *Panax notoginseng*. *Journal of Ginseng Research*, 40(4), p : 315-324.
- 26- Chóez-Guaranda., Ivan., Fernando Espinoza-Lozano., Dennys Reyes-Araujo., Christian Romero., Patricia Manzano., Luis Galarza and Daynet Sosa. (2023). "Chemical Characterization of *Trichoderma* spp. Extracts with Antifungal Activity against Cocoa Pathogens" *Molecules*, 28(7), p : 3208. <https://doi.org/10.3390/molecules28073208>.
- 27- Choudhary D. K., Prakash A., and Johri B. N. (2007). Induced systemic resistance (ISR) in plants: mechanism of action. *Indian Journal of Microbiology*, 47(4), p : 289-297.
- 28- Contreras-Cornejo H. A., Macías-Rodríguez L., Cortés-Penagos C. and López-Bucio J. (2009). *Trichoderma virens*, a plant beneficial fungus, enhances biomass production and promotes lateral root growth through an auxin-dependent mechanism in Arabidopsis. *Plant Physiology*, 149(3), p : 1579–1592.
- 29- Contreras-Cornejo H. A., Macías-Rodríguez L., Del-Val E. K. and Larsen J. (2016). Ecological functions of *Trichoderma* spp. and their secondary metabolites in the rhizosphere: interactions with plants. *FEMS microbiology ecology*, 92(4), p : 1-17
- 30- Coppola M., Cascone P., Lelio I. D., Woo S. L., Lorito M., Rao R. and Digilio M. C. (2019). *Trichoderma atroviride* P1 colonization of tomato plants enhances both direct and indirect defense barriers against insects. *Frontiers in physiology*, 10, p : 813.
- 31- Danielson R. M. et Davey C. B. (1973). Effects of nutrients and acidity on phialospore germination of *Trichoderma in vitro*. *Soil Biology and Biochemistry*, 5(5), p : 517–524.
- 32- de Oliveira C. M., Almeida N. O., Côrtes M. V. D. C. B., Júnior M. L., da Rocha M. R. and Ulhoa C. J. (2021). Biological control of *Pratylenchus brachyurus* with isolates of *Trichoderma* spp. on soybean. *Biological Control*, 152, p : 104425.
- 33- Dennis C. and Webster J. (1971). Antagonistic properties of species-groups of *Trichoderma*. II. Production of volatile antibiotics.
- 34- Desfontaines L., Rotin P. et Ozier-Lafontaine H. (2018). Les Biostimulants : Qu'en savons-nous ? Quelles alternatives pour l'agriculture Guyanaise. *Innovations Agronomiques*, 64, p : 31-46.

- 35- Dianda O. Z., Traore O., Zombre C. T. and Wonni I. (2023). Inventaire et caractérisation des champignons associés au dessèchement des citrus au Burkina Faso. *Revue Marocaine Des Sciences Agronomiques Et Vétérinaires*, 11(4), p : 424–432.
- 36- Ding G. (2023). Structures and Biological Activities of Secondary Metabolites from the *Trichoderma* genus (Covering 2018-2022). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*.
- 37- Djermoun A. (2009). La production céréalière en Algérie : les principales caractéristiques. *Nature & Technology*, (1), p : 45-53.
- 38- Druzhinina I. S., Kopchinskiy A. and Kubicek C. P. (2006). The first 100 *Trichoderma* species characterized by molecular data. *Mycoscience*, 47(2), p : 55-64.
- 39- Druzhinina I. S., Kopchinskiy A. G., Komon M., Bissett J., Szakacs G. and Kubicek C. P. (2005). An oligonucleotide barcode for species identification in *Trichoderma* and *Hypocrea*. *Fungal Genetics and Biology*, 42, p : 813-828.
- 40- Druzhinina I. S., Seidl-Seiboth V., Herrera-Estrella A., Horwitz B. A., Kenerley C. M., Monte E., Mukherjee P.K., Zeilinger S., Grigoriev I.V. and Kubicek C. P. (2011). *Trichoderma*: the genomics of opportunistic success. *Nature reviews microbiology*, 9 (10), p : 749-759.
- 41- El Khoury R., Khalil A., Rizk Z., Chalak L. and Aad, G. (2022). Identification of beneficial Lebanese *Trichoderma spp.* wheat endophytes. *Frontiers in Microbiology*, 13, p : 975585.
- 42- Elad Y., Barak R. and Chet I. (1983). Possible role of lectins in mycoparasitism. *Journal of Bacteriology*, 154(3), p : 1431-1435.
- 43- Faheem A., Razdan V.K., Mohiddin F.A., Bhat K.A. and Sheikh P.A. (2010). Effect of volatile metabolites of *Trichoderma spp.* against seven fungal plant pathogens *in vitro*. *Journal of Phytology*, 2(10), p : 34-37.
- 44- FAOSTAT. Food and Agriculture Organization of the United Nations [online]. (page consult 03/06/2025). <https://www.fao.org/faostat/en/#country/4>.
- 45- Fries E. (1821). *Systema mycologicum, sistens fungorum ordines, genera et species* (Vol. 1). Sumtibus Ernesti Mauritti.
- 46- Fu, Z. Q., and Dong, X. (2013). Systemic acquired resistance: Turning local infection into global defense. *Annual Review of Plant Biology*, 64, p : 839-863.
- 47- Gonzalez MF., Galarza L., Valdez L. and Quizpe G. (2023). A systematic review of antifungal activity of metabolites from *trichoderma spp.*, and fungicides against *Fusarium oxysporum*. *Revis Bionatura*, 8(2) 7, p : 1-9.

- 48- Gordon T. R. and Martyn R. D. (1997). The evolutionary biology of *Fusarium oxysporum*. *Annual Review of Phytopathology*, 35, p : 111–128.
- 49- Gu X., Wang R., Sun Q., Wu B. and Sun J. Z. (2020). Four new species of *Trichoderma* in the *Harzianum* clade from northern China. *MycKeys*, 73, p : 109.
- 50- Guzmán-Guzmán P., Kumar A., de los Santos-Villalobos S., Parra-Cota F. I., Orozco-Mosqueda M. del C., Fadji A. E., Hyder, S., Babalola O. O. and Santoyo G. (2023). *Trichoderma* species: Our best fungal allies in the biocontrol of plant diseases—A review. *Plants*, 12, p : 432.
- 51- Hajieghrari B. and Mohammadi M. R. (2016). Growth-promoting activity of indigenous *Trichoderma* isolates on wheat seed germination, seedling growth and yield. *Australian Journal of Crop Science*, 10(9), p : 1339–1347.
- 52- Hanaka, A., Ozimek., EReszczyńska., Jaroszuk-Sciseł. and Stolarz M. (2021). Plant Tolerance to Drought Stress in the Presence of Supporting Bacteria and Fungi: An Efficient Strategy in Horticulture. *Horticulturae. Study of the Influence of Abiotic and Biotic Stress Factors on Horticultural Plants*, 7, p : 390.
- 53- Harman G. E. (2011). *Trichoderma*—not just for biocontrol anymore. *Phytoparasitica*, 39(2), p : 103-108.
- 54- Harman G. E. and Kubicek C. P. (2005). *Trichoderma and Gliocladium. volume 2: Enzymes, biological control and commercial applications*. USA: Taylor & Francis.
- 55- Harman G. E., Howell C. R., Viterbo A., Chet I. and Lorito M. (2004). *Trichoderma* species—opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature reviews microbiology*, 2(1), p : 43-56.
- 56- Harman G.E., Chet I., and Baker R. (1981). Factors affecting *Trichoderma hamatum* applied to seeds as a biocontrol agent. *Phytopathology*, 71, p : 569–572.
- 57- Harz I. (1871). *Spondylocladium atrovirens*. *Bulletin of Society Imperial, Moscow*, 44, p : 42.
- 58- Heidari F et Olia M. (2016). Lutte biologique contre le nématode à galles, *Meloidogyne javanica*, à l'aide de lombricompost et du champignon *Trichoderma harzianum* sur la tomate Iran. *J. Plant Pathol*, 52, p : 109 -124
- 59- Hermosa R., Viterbo A., Chet I. and Monte E. (2012). Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. *Microbiology*, 158(1), p : 17–25.
- 60- Hernández G., de la Cal A. P., Louis Y., Robaina, Y. B., Coll Y., Spengler I. and Mirabal-Gallardo Y. (2024). Identification of Secondary Metabolites by UHPLC-ESI-HRMS/MS

- in Antifungal Strain *Trichoderma harzianum* (LBAT-53). *Journal of Fungi*, 10(8), p : 1-14.
- 61- Hibar K., Daami-Remadi M., Khiareddine H. and El Mahjoub M. (2005). Effet inhibiteur *in vitro* et *in vivo* du *Trichoderma harzianum* sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. *BASE*. P : 166-168. <https://popups.uliege.be/1780-4507/index.php?id=17375&file=1&pid=1442>
- 62- Hibbett DS., Ohman A., Glotzer D., Nuhn M., Kirk P. et Nilsson RH. (2011). Progrès dans la découverte de taxons moléculaires et morphologiques chez les champignons et options pour une classification formelle des séquences environnementales. *Revue de biologie fongique*, 25 (1), p : 38-47.
- 63- Hidangmayum A. and Dwivedi P. (2018). Plant responses to *Trichoderma* spp. and their tolerance to abiotic stresses: a review. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(1), p : 758-766.
- 64- Hmouni A., Hajlaoui M. R. et Mlaiki A. (1996). Résistance de *Botrytis cinerea* aux benzimidazoles et aux dicarboximides dans les cultures abritées de tomate en Tunisie. *EPPO bulletin*, 26(3-4), p : 697-705.
- 65- Jaroszuk-Ścisł J., Kurek E. and Trytek, M. (2014). Efficiency of indoleacetic acid, gibberellic acid and ethylene synthesized *in vitro* by *Fusarium culmorum* strains with different effects on cereal growth. *Biologia*, 69, p : 281-292.
- 66- Jaroszuk-Ścisł J., Ty'skiewicz R., Nowak A., Ozimek E., Majewska M., Hanaka A., Ty'skiewicz K., Pawlik A. and Janusz G. (2019). Phytohormones (auxin, gibberellin) and ACC deaminase *in vitro* synthesized by the mycoparasitic *Trichoderma* DENTkZ3A0 strain and changes in the level of auxin and plant resistance markers in wheat seedlings inoculated with these strain conidia. *International Journal of Molecular Sciences*, 20(19), p : 1-35.
- 67- Jiménez Díaz R. M. and Jiménez-Gasco M. del M. (2011). Integrated Management of *Fusarium* Wilt Diseases. *Transworld Research Network* [online]. (page consult 12/05/2025). <https://helvia.uco.es/handle/10396/11002>.
- 68- Kantarcioğlu A. S., Celkan T., Yücel A., Mikami Y., Kurugoglu S., Mitani H. and Altas K. (2009). Fatal *Trichoderma harzianum* infection in a leukemic pediatric patient. *Medical Mycology*, 47(2), p : 207-215.
- 69- Karlsson, M., Atanasova, L., Jensen, D. F., and Zeilinger, S. (2017). Necrotrophic Mycoparasites and Their Genomes. *Microbiology spectrum*, 5(2).

- 70- Kauffman G. L., Kneivel D. P. and Watschke T. L. (2007). Effects of a biostimulant on the heat tolerance associated with photosynthetic capacity, membrane thermostability and polyphenol production of perennial ryegrass. *Crop science*, 47(1), p : 261-267.
- 71- Konappa N., Krishnamurthy S., Singh A. M., Divya T., Chowdappa S. and Arakere U. C. (2023). Role of *Trichoderma asperellum* in mitigating NaCl stress in tomato substantiated by anti-oxidative enzymes. *Microbial Science Archives*, 3(3), p : 101-111.
- 72- Kredics L., Antal Z., Manczinger, L., Szekeres, A., Kevei, F., et Nagy, E. (2003). Influence of Environmental Parameters on *Trichoderma* Strains with Biocontrol Potential. *Food Technology and Biotechnology*, 41 (1), p : 37-42. <https://hrcak.srce.hr/file/163474>.
- 73- Kubicek C. P. and Harman G. E. (2002). *Trichoderma and Gliocladium. Volume 1: Basic biology, taxonomy and genetics*. USA: Taylor & Francis.
- 74- Kubicek C.P., Bisset J., Druzhinina I., Kullnig-Gradinger C. and Szakacs G. (2003). Genetic and metabolic diversity of *Trichoderma* sp.: a case study on South-East Asian isolates. *Fungal Genet. Biol.*, 38 (3), p : 310-319.
- 75- Kuhls K., Lieckfeldt E., Börner T. and Guého E. (1999). Molecular reidentification of human pathogenic *Trichoderma* isolates as *Trichoderma longibrachiatum* and *Trichoderma citrinoviride*. *Medical mycology*, 37(1), p : 25-33.
- 76- Kumar M., Fatehpuria P. K., Ahmad S. K., Jamil, A. and Dhakar N. (2020). Application of *Trichoderma* spp. restoration in soil health. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 9(2), p : 3051-3058.
- 77- Kumar R., Kumari K., Hembram KC., Kandha L. et Bindhani BK. (2019). L'expression d'un gène d'endo α - 1,3 - glucanase de *Trichoderma harzianum* dans le riz induit une résistance à la brûlure de la gaineJ. *Plant Biochem. Biotechnol*, 28, p : 84 -90.
- 78- Landreau A. (2001). Métabolites d'une souche de *Trichoderma koningii* Oudemans isolée du milieu marin : Etude chimique, biologique et risques pour les coquillages en culture. Thèse de Doctorat: Pharmacie. Nantes, 201 p
- 79- Leslie J. F. and Summerell B. A. (2006). *The Fusarium laboratory manual*. Blackwell Publishing. p : 7.
- 80- Li M. F., Li G. H. and Zhang K. Q. (2019). Non-volatile metabolites from *Trichoderma* spp. *Metabolites*, 9(3), p : 58.
- 81- Li N., Alfiky A., Wang W., Islam M., Nourollahi K., Liu X. and Kang S. (2018). Volatile compound-mediated recognition and inhibition between *Trichoderma* biocontrol agents and *Fusarium oxysporum*. *Frontiers in Microbiology*, 9, p : 1-16.

- 82- Li X., Liao Q., Zeng S., Wang Y. and Liu J. (2025). The use of *Trichoderma* species for the biocontrol of postharvest fungal decay in fruits and vegetables: Challenges and opportunities. *Postharvest Biology and Technology*, 219, p : 113236.
- 83- Li Y. T., Hwang S. G., Huang Y. M. and Huang C. H. (2018). Effects of *Trichoderma asperellum* on nutrient uptake and Fusarium wilt of tomato. *Crop Protection*, 110, p : 275-282.
- 84- Ma Z., Ge L., Zhou C. and Lu X. (2020). *Trichoderma harzianum* improves drought resistance in maize by mediating acetic acid-ethanol metabolic pathways. *Pakistan Journal of Botany*, 52(3).
- 85- Malhi G. S., Kaur M. and Kaushik P. (2021). Impact of climate change on agriculture and its mitigation strategies: A review. *Sustainability*, 13(3), p : 1318.
- 86- Maney C., Sassen M. and Giller K. E. (2024). Are agricultural commodity production systems at risk from local biodiversity loss. *Biology Letters*, 20.
- 87- Martínez-Padrón H. Y., Torres-Castillo J. A., Rodríguez-Herrera R., López-Santillán J. A., Estrada-Drouaillet B. et Osorio-Hernández E. (2018). Identification and evaluation of secondary metabolites by chromatography-mass spectrometry (GC-MS) in native strains of *Trichoderma* species. *African Journal of Biotechnology*, 17 (37), p : 1162-1171.
- 88- Maurya S., Ntakirutimana R., Rana B. and Srivastava D. K. (2024). *Trichoderma* and Their Secondary Metabolites. A Potential Approach in Plant Disease Management. *Biopesticides International*, 20(01), p : 21.
- 89- Mefteh F. B., Daoud A., Chenari Bouket A., Alenezi F. N., Luptakova L., Rateb M. E., Kadri A., Gharsallah N. and Belbahri L. (2017). Fungal root microbiome from healthy and brittle leaf diseased date palm trees (*Phoenix dactylifera* L.) reveals a hidden untapped arsenal of antibacterial and broad spectrum antifungal secondary metabolites. *Frontiers in microbiology*, 8, p : 307.
- 90- Menezes-Blackburn D., Giles C., Darch T., George T. S., Blackwell M., Stutter M., Shand C., Lumsdon D., Cooper P., Wendler R., Brown L., Almeida D. S., Wearing C., Zhang H. and Haygarth P. M. (2018). Opportunities for mobilizing recalcitrant phosphorus from agricultural soils: a review. *Plant and Soil*, 427, p : 5-16.
- 91- menghambat pertumbuhan jamur *Colletotrichum spp.* penyebab Antraknosa pada cabai
92- merah (*Capsicum annuum* L.). *E-Jurnal Agroekoteknologi Tropika*, 4(1), p 53–65.
- 93- Meyer R. J., and Plaskowitz J. S. (1989). Scanning electron microscopy of conidia and conidial matrix of *Trichoderma*. *Mycologia*, 81(2), p : 312-317.

- 94- Michielse C.B. and Rep M. (2009). Pathogen profile update: *Fusarium oxysporum*. *Molecular Plant Pathology*, 10(3), p : 311–324.
- 95- Motlagh M. R. S. and Samimi Z. (2013). Evaluation of *Trichoderma spp.* as biological agents in some of plant pathogens. *Annales of Biological Research*, 4(3), p : 173-179.
<https://www.scholarsresearchlibrary.com/articles/evaluation-of-trichoderma-spp-as-biological-agents-in-some-of-plant-pathogens.pdf>
- 96- Mouria B., Ouazzani-Touhami A. et Douira A. (2007). Effet de diverses souches du *Trichoderma* sur la croissance d'une culture de tomate en serre et leur aptitude à coloniser les racines et le substrat. *Phytoprotection*, 88(3), p : 103-110.
- 97- Mukherjee P. K., Horwitz B. A. and Kenerley C. M. (2012). Secondary metabolism in *Trichoderma*: A genomic perspective. *Microbiology*, 158(1), p : 35–45.
- 98- Napitupulu T. P., Ilyas M., Kanti A. and Sudiana I. M. (2019). *In vitro* evaluation of *Trichoderma harzianum* strains for the control of *Fusarium oxysporum* F. sp. *Cubense*. *Plant Pathology & Quarantine*, 9(1), p : 152-159.
- 99- Nofal A. M., El-Rahman M. A., Abdelghany T. M. and Abd El-Mongy M. (2021). Mycoparasitic nature of Egyptian *Trichoderma* isolates and their impact on suppression *Fusarium* wilt of tomato. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 31, p : 1-8.
- 100- O'Donnell K., Kistler H. C., Cigelnik E. and Ploetz R. C. (1998). Multiple evolutionary origins of the fungus causing Panama disease of banana: concordant evidence from nuclear and mitochondrial gene genealogies. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 95(5), p : 2044-2049.
- 101- Ögüt M., Akdağ C., Düzdemiir O. and Sakin M. A. (2005). Single and double inoculation with *Azospirillum/Trichoderma*: the effects on dry bean and wheat. *Biology and Fertility of Soils*, 41, p : 262-272.
- 102- Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture. Les légumineuses et les sols : un duo dynamique [en ligne]. (page consulté 12/05/2025).
<https://www.fao.org/newsroom/story/Pulses-and-soils-a-dynamic-duo/fr>
- 103- Oyesola O. L., Tonjock R. K., Bello A. O., Taiwo O. S., and Obembe, O. O. (2024). *Trichoderma*: A review of its mechanisms of action in plant disease control [Preprint]. *Preprints.org.*, p : 5.
- 104- Pascale A., Vinale F., Manganiello G., Nigro M., Lanzuise S., Ruocco M., Marra R., Lombardi N., Woo S. L. and Lorito M. (2017). *Trichoderma* and its secondary metabolites improve yield and quality of grapes. *Crop Protection*, 92, p : 176-181.

- 105- Paul S. and Rakshit A. (2021). Effect of seed bio-priming with *Trichoderma viride* strain BHU-2953 for enhancing soil phosphorus solubilization and uptake in soybean (*Glycine max*). *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*, 21(2), p : 1-12.
- 106- Peixoto G. H. S., Da Silva R. A. F., Zacaroni A. B., Silva T. F., Chaverri P., Pinho D. B. and de Mello S. C. M. (2025). *Trichoderma* collection from Brazilian soil reveals a new species: *T. cerradensis* Sp. nov. *Frontiers in Microbiology*, 16, p : 1-15.
- 107- Peng X., Wu B., Zhang S., Li M. et Jiang X. (2021). Transcriptome Dynamics Underlying Chlamydospore Formation in *Trichoderma virens* GV29-8. *Frontiers in Microbiology*, 12, 654855.
- 108- Persoon C.H. (1794). *Disposita methodical fungorum. Romers Neues Mag Bot*, 1, p : 81-128.
- 109- Petrișor C., Paica A. and Constantinescu F. (2017). Effect of secondary metabolites produced by different *Trichoderma spp.* isolates against *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* and *Fusarium solani*, p : 407-411.
- 110- Pfordt A., Douanla-Meli C., Schäfer B., Schrader G., Tannen E., Chandarana M. J. and von Tiedemann A. (2024). Phylogenetic analysis of pathogenic and non-pathogenic *Trichoderma* isolates from plants, soil and commercial bio products.
- 111- Poveda J., Abril-Urias P. and Escobar C. (2020). Biological control of plant-parasitic nematodes by filamentous fungi inducers of resistance: *Trichoderma*, mycorrhizal and endophytic fungi. *Frontiers in Microbiology*, 11, p : 992.
- 112- Qualhato T. F., Lope F. A. C., Steindorff A. S., Brandao R. S., Jesuino R. S. A. and Ulhoa, C. J. (2013). Mycoparasitism studies of *Trichoderma* species against three phytopathogenic fungi: evaluation of antagonism and hydrolytic enzyme production. *Biotechnology letters*, 35, p : 1461-1468.
- 113- Rai D. (2019). Effect of different *Trichoderma* isolates on growth, nodulation and yield of lentil (*Lens culinaris* Medik). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 8(4), p : 2348-2351.
- 114- Rashid T. S., Qadir S. A. and Awla H. K. (2021). Induction of defence related enzymes and biocontrol efficacy of *Trichoderma harzianum* in tomato plants infected with *Fusarium oxysporum* and *Fusarium solani*. *Acta Agriculturae Slovenica*, 117(1), p : 1-6.
- 115- Rawat V. S., Verma M., Verma H. and Rawat C. D. (2022). Exploring Microbial Potential for Sustainable Agriculture. *Micosphere*, 1(1), p : 33-41.

- 116- Redda E. T., Ma J., Mei J., Li M., Wu B. and Jiang X. (2018). Antagonistic potential of different isolates of *Trichoderma* against *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani*, and *Botrytis cinerea*. *European Journal of Experimental Biology*, 8(2), p : 4-7.
- 117- Reghmit A. (2023). Phytohormones and Biomolecules Produced by *Trichoderma* Strains as Eco-Friendly Alternative for Stimulation of Plant Growth. In: *New Insights Into Phytohormones*. IntechOpen. <https://www.intechopen.com/chapters/1156509>
- 118- Rifai M. A. (1969). A revision of the genus *Trichoderma*. *Mycologia Papers*, 116, p : 1-56.
- 119- Rinu K., Sati P. and Pandey A. (2013). *Trichoderma gamsii* (NFCCI 2177): A newly isolated endophytic, psychrotolerant, plant growth promoting, and antagonistic fungal strain. *Journal of Basic Microbiology*, 54(5), p : 408-417.
- 120- Rush T. A., Shrestha H. K., Gopalakrishnan Meena M., Spangler M. K., Ellis J. C., Labbé, J. L. and Abraham, P. E. (2021). Bioprospecting *Trichoderma*: A Systematic Roadmap to Screen Genomes and Natural Products for Biocontrol Applications. *Frontiers in Fungal Biology*, 2, p : 716511.
- 121- Samuel G.J., Petrini O., and Manguin S. (1994). Morphological and macromolecular characterization of *Hypocrea schweinitzii* and its *Trichoderma* anamorph. *Mycologia*, 86, p : 421–435.
- 122- Samuels G. J. (1996). *Trichoderma*: a review of biology and systematics of the genus. *Mycological Research*, 100(8), p : 923-935.
- 123- Samuels G. J., Dodd S. L., Gams W., Castlebury L. A., Petrini O., and Schroers H. J. (2006). *Trichoderma* species associated with the green mold epidemic of commercially grown *Agaricus bisporus*. *Mycologia*, 98(5), p : 694-710.
- 124- Saravanakumar K., Arasu V. S. and Kathiresan K. (2013). Effect of *Trichoderma* on soil phosphate solubilization and growth improvement of *Avicennia marina*. *Aquatic Botany*, 104, p : 101-105.
- 125- Saravanakumar K., Fan L., Fu K., Yu C., Wang M., Xia H., Sun J., Li Y. and Chen J. (2016). Cellulase from *Trichoderma harzianum* interacts with roots and triggers induced systemic resistance to foliar disease in maize. *Scientific Reports*, 6, p : 35543.
- 126- Saravanakumar K., Yu C., Dou K., Wang M., Li Y. and Chen J. (2016). Synergistic effect of *Trichoderma*-derived antifungal metabolites and cell wall degrading enzymes on enhanced biocontrol of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum*. *Biological control*, 94, p : 37-46.

- 127- Saxena A., Raghuwanshi R. and Singh, H. B. (2015). *Trichoderma* species mediated differential tolerance against biotic stress of phytopathogens in *Cicer arietinum* L. *Journal of basic microbiology*, 55(2), p : 195-206.
- 128- Scervino J. M., Mesa M. P., Della Mónica I., Recchi M., Sarmiento Moreno N. and Godeas, A. (2010). Soil fungal isolates produce different organic acid patterns involved in phosphate salts solubilization. *Biology and fertility of soils*, 46, p : 755-763.
- 129- Schuster A. and Schmoll M. (2010). Biology and biotechnology of *Trichoderma*. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 87 (3), p : 787-799.
- 130- Shores M., Harman G. E. and Mastouri F. (2010). Induced systemic resistance and plant responses to fungal biocontrol agents. *Annual Review of Phytopathology*, 48, p : 21-43.
- 131- Shores M., Yedidia I. and Chet I. (2005). Involvement of jasmonic acid/ethylene signaling pathway in the systemic resistance induced in cucumber by *Trichoderma asperellum* T203. *Phytopathology*, 95(1), p : 76-84.
- 132- Siddiquee S., Cheong B. E., Taslima K., Kausar H. and Hasan M. M. (2012). Separation and identification of volatile compounds from liquid cultures of *Trichoderma harzianum* by GC-MS using three different capillary columns. *Journal of chromatographic science*, 50(4), p : 358-367.
- 133- Siddiquee S., Yusuf U. K., Shafawati A. and Zaharah A. R. (2012). Isolation and screening of *Trichoderma* species from oil palm plantation soils for antagonistic activities against *Ganoderma boninense*. *African Journal of Biotechnology*, 11(73), p : 13809–13817.
- 134- Siemering G., Ruark M. et Geven A. (2016). La valeur de *Trichoderma* pour la production végétale. Université du Wisconsin-Extension, Extension coopérative.
- 135- Silletti S., Di Stasio E., Van Oosten M. J., Ventrino V., Pepe O., Napolitano M. and Maggio A. (2021). Biostimulant activity of *Azotobacter chroococcum* and *Trichoderma harzianum* in durum wheat under water and nitrogen deficiency. *Agronomy*, 11(2), p : 380.
- 136- Silletti S., Di Stasio E., Van Oosten M. J., Ventrino V., Pepe O., Napolitano M., Marra R., Woo S. L., Cirillo V., Maggio A. (2021). Biostimulant activity of *Azotobacter chroococcum* and *Trichoderma harzianum* in durum wheat under water and nitrogen deficiency. *Agronomy*, 11, p : 380.
- 137- Singh B. N., Dwivedi P., Sarma B. K., Singh G. S. and Singh H. B. (2018). *Trichoderma asperellum* T42 reprograms tobacco for enhanced nitrogen utilization

- efficiency and plant growth when fed with N nutrients. *Frontiers in Plant Science*, 9, p : 163.
- 138- Singh B. N., Dwivedi P., Sarma B. K., Singh G. S. and Singh, H. B. (2018). *Trichoderma asperellum* T42 reprograms tobacco for enhanced nitrogen utilization efficiency and plant growth when fed with N nutrients. *Frontiers in Plant Science*, 9, p : 1-15.
- 139- Singh M., Sharma O. P., Bhagat S. et Pandey N. (2016). In-Vivo Evaluation of Competitive Parasitic Ability and Rhizosphere Colonisation of Different *Trichoderma* Isolates. *International Journal Current Microbiology Applied Sciences*.5 (4), p : 32-38.
- 140- Sood M., Kapoor D., Kumar V., Sheteiw M. S., Ramakrishnan M., Landi M., Araniti F. and Sharma A. (2020). *Trichoderma*: The “secrets” of a multit talented biocontrol agent. *Plants*, 9(6), p : 762.
- 141- Sriyanti N. L. G., Suprpta D. N. and Suada I. K. (2015). Uji keefektifan rizobakteri dalam
- 142- Stracquadanio C., Quiles J. M., Meca G. and Cacciola S. O. (2020). Antifungal activity of bioactive metabolites produced by *Trichoderma asperellum* and *Trichoderma atroviride* in liquid medium. *Journal of Fungi*, 6(4), p : 1-16.
- 143- Tamayo-Velez A. and Osorio N. W. (2017). Co-inoculation with an arbuscular mycorrhizal fungus and a phosphate-solubilizing fungus promotes the plant growth and phosphate uptake of avocado plantlets in a nursery. *Botany*, 95(5), p : 539-545.
- 144- Tapwal A., Singh U., Singh G., Garg S., and Kumar, R. (2011). *In vitro* antagonism of *Trichoderma viride* against five phytopathogens. *Pest Technol*, 5(1), p : 59-62.
- 145- Tian Y., Yu D., Liu N., Tang Y., Yan Z. and Wu A. (2020). Confrontation assays and mycotoxin treatment reveal antagonistic activities of *Trichoderma* and the fate of *Fusarium* mycotoxins in microbial interaction. *Environmental Pollution*, 267, p : 07-09.
- 146- Togbé E. C., Badou A. A., Mensah E. J. P. A. et Ahohuendo B. C. (2024). Caractérisation phénotypique des espèces locales de *Trichoderma* sous différentes températures dans les systèmes de culture à base de plantain au Sud Bénin. *Afrique SCIENCE*, 24(1), p : 83-97.
- 147- Tripathi R., Keswani C. and Tewari R. (2021). *Trichoderma koningii* enhances tolerance against thermal stress by regulating ROS metabolism in tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants. *Journal of Plant Interactions*, 16(1), p : 116-125.
- 148- Tulasne L. (1860). De quelques sphéries fungicoles, à propos d'un mémoire de M. Antoine de Bary sur les Nyctalis. *Ann Sci Nat Bot*, 13, p : 5-19.

- 149- Tyśkiewicz R., Nowak A., Ozimek E. and Jaroszek-Ścisł J. (2022). *Trichoderma*: The current status of its application in agriculture for the biocontrol of fungal phytopathogens and stimulation of plant growth. *International Journal of Molecular Sciences*, 23(4), p : 1-28.
- 150- Valeria G. B., Gabriela D. B. and Gustavo R. (2024). *Trichoderma spp.*: characteristics and applications. *Journal of Applied Biotechnology and Bioengineering*, 11(1), p : 18-22.
- 151- Verma M. (2007). Développements d'un processus d'obtention d'agents biologiques à base de *Trichoderma spp.* En utilisant des eaux usées ou des boues d'épuration comme substrats de Fermentation. Thèse de doctorat: INRSETE. Université du Québec, 424p.
- 152- Vinale F., Sivasithamparam K. (2020). Beneficial effects of *Trichoderma* secondary metabolites on crops. *Phytotherapy*, 34 (11), p : 2835-2842.
- 153- Vinale F., Sivasithamparam K., Ghisalberti E. L., Marra R., Barbetti M. J., Li H., Woo S. L. and Lorito M. (2008). A novel role for *Trichoderma* secondary metabolites in the interactions with plants. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 72(1–3), p : 80-86.
- 154- Vinale F., Sivasithamparam K., Ghisalberti E. L., Marra R., Woo S. L., and Lorito M. (2008). *Trichoderma*–plant–pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(1), p : 1-10.
- 155- Vinale F., Sivasithamparam K., Ghisalberti E. L., Woo S. L., Nigro M., Marra R., Lombardi N., Pascale A., Ruocco M., Lanzuise S., Manganiello G. and Lorito M. (2014). *Trichoderma* Secondary Metabolites Active on Plants and Fungal Pathogens. *The Open Mycology Journal*. 8(1), p : 127-139.
- 156- Viterbo A. and Horwitz B. A. (2010). Mycoparasitism. *Cellular and molecular biology of filamentous fungi*, p : 676-693.
- 157- Viterbo A. et Chet I. (2006). TasHyd1, un nouveau gène d'hydrophobine issu de l'agent de lutte biologique *Trichoderma asperelloides*, est impliqué dans la colonisation des racines des plantes. *Molecular Plant Pathology*, 7, p : 249–258.
- 158- Wachowska U., Irzykowski W. and Jędrzycka M. (2016). *Trichoderma spp.* Application and prospects for use in organic farming and industry. *Journal of Plant Protection Research*, 56(2), p : 115-123.
- 159- Waksman S. A. (1916). Soil fungi and their activities. *Soil science*, 2(2), p : 103-156.

- 160- Wang X., Wang Z., Yang F., Lin R. and Liu T. (2024). Assembly, Annotation, and Comparative Analysis of Mitochondrial Genomes in *Trichoderma*. International Journal of Molecular Sciences. <https://doi.org/10.3390/ijms252212140>.
- 161- Webber H., Ewert F., Olesen J.E., Müller C., Fronzek S., Ruane A. C. and Wallach D. (2018). Diverging importance of drought stress for maize and winter wheat in Europe. *Nature communications*, 9(1), p : 4249.
- 162- Woo S. L., Ruocco M., Vinale F., Nigro M., Marra R., Lombardi N., Pascale A., Lanzuise S., Manganiello G. and Lorito M. (2014). *Trichoderma*-based Products and their Widespread Use in Agriculture. The Open Mycology Journal, 8(1), p : 71-126.
- 163- Yedidia I., Srivastva A. K., Kapulnik Y. and Chet I. (2001). Effect of *Trichoderma harzianum* on microelement concentrations and increased growth of cucumber plants. Plant and Soil, 235 (2), p : 235-242.
- 164- Yuan X., Li S., Chen J., Yu H., Yang T., Wang C., Huang S., Chen H. and Ao X. (2024). Impacts of Global Climate Change on Agricultural Production: A Comprehensive Review. *Agronomy*, 14(7), p : 1360.
- 165- Zañfano L., Carro-Huerga G., Rodríguez-González Á., Mayo-Prieto S., Cardoza R. E., Gutierrez S. and Casquero P. A. (2024). *Trichoderma carraovejensis*: a new species from vineyard ecosystem with biocontrol abilities against grapevine trunk disease pathogens and ecological adaptation. *Frontiers in Plant Science*, 15, p : 1-15.
- 166- Zeilinger S. and Omann M. (2007). *Trichoderma* biocontrol: Signal transduction pathways involved in host sensing and mycoparasitism. *Gene Regulation and Systems Biology*, 1, p : 227-234.
- 167- Zhang G. Z., Yang H. T., Zhang X. J., Zhou F. Y., Wu X. Q., Xie X. Y., Zhao X. Y. and Zhou H. Z. (2022). Five new species of *Trichoderma* from moist soils in China. *MycoKeys*, 87, p : 133-157.
- 168- Zhao L., Wang Y., and Kong S. (2020). Effects of *Trichoderma asperellum* and its siderophores on endogenous auxin in *Arabidopsis thaliana* under iron-deficiency stress. International microbiology: the official journal of the Spanish Society for Microbiology, 23(4), p : 501–509.
- 169- Zhao R., Chen K.-Y., Mao L.-J. and Zhang C.-L. (2024). Eleven new species of *Trichoderma* (Hypocreaceae, Hypocreales) from China. *Mycology*.
- 170- Zhao R., Mao L. J. and Zhang C. L. (2023). Three new species of *Trichoderma* (Hypocreales, Hypocreaceae) from soils in China. *MycoKeys*, 97, p : 21.

- 171- Zhou L. S., Tang K. and Guo S. X. (2018). The plant growth-promoting fungus (PGPF) *Alternaria sp.* A13 markedly enhances *Salvia miltiorrhiza* root growth and active ingredient accumulation under greenhouse and field conditions. *International journal of molecular sciences*, 19(1), p : 270.
- 172- Zhu J. Y., Yang T., Sun L., Huang L., Zhang K. Q. and Yang J. (2015). *Trichoderma harzianum* T-E5 significantly affects cucumber root exudates and fungal communities in the cucumber rhizosphere. *Applied Soil Ecology*, 89, p : 22-28.
- 173- Zin N. A. and Badaluddin N. A. (2020). Biological functions of *Trichoderma spp.* for agriculture applications. *Annals of agricultural sciences*, 65(2), p : 168-178.

ANNEXES

ANNEXE 1

1. Préparation du milieu de culture PDA

Pour préparer 1 litre de milieu PDA, avoir besoin des éléments suivants :

Pomme de terre (lavée et non pelée)	200g
D-glucose	20g
Agar-agar.....	20g
Eau distillée	1000ml

La gélose PDA (Pomme de Terre-Dextrose-Agar) est un milieu standard qui favorise la croissance des moisissures. Ce milieu est préparé en faisant bouillir 200g de pomme de terre dans l'eau distillée dans une cocotte-minute pendant 20 minutes, puis le bouillon obtenu est filtré dans un béccher et mélangées avec 20g d'agar-agar et 20g de D-glucose. Le milieu est ensuite stérilisé à 120°C par autoclavage pendant 20 minutes. Après stérilisation le milieu est additionné d'antibiotique à large spectre (Chloramphénicol) et versé dans les boîtes de Pétri (Fig. 1A) (Leslie et Summerell, 2006).

2. Préparation du milieu de culture PDB

Le milieu de culture PDB (Potato Dextrose Broth) est préparé de la même manière que le PDA en supprime l'agar. Ce milieu est distribué dans des erlenmeyer de 1 litre remplis de 400 ml pour chacune puis stérilisé par autoclavage à 120°C pendant 20 minutes (Fig. 1B).

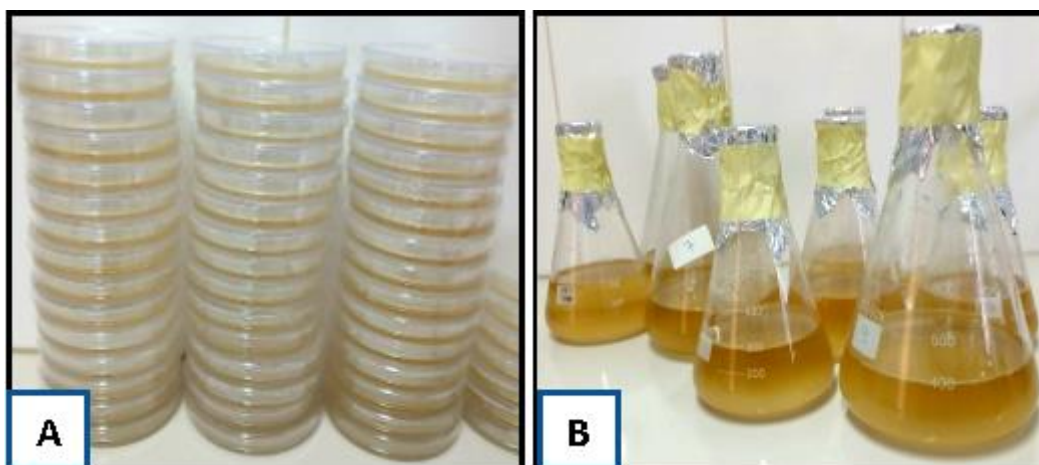


Figure : milieux de culture prêt à l'utilisation. (A) milieu solide ; (B) milieu liquide.

ANNEXE 2

Confrontation directe

	ANOVA				
	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	9,194	3	3,065	98,067	,000***
Intragroupes	,125	4	,031		
Total	9,319	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a			
Traitement	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
T3	2	1,1000	
T1	2	1,4500	
T2	2	1,5000	
Témoin	2		3,8000
Sig.		,091	1,000
Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.			
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.			

ANNEXE 3

Confrontation indirecte

	Somme des carrés	ANOVA			
		Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	3,895	3	1,298	5,770	,062**
Intragroupes	,900	4	,225		
Total	4,795	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a			
Traitement	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
T1	2	1,9000	
T2	2	3,1000	3,1000
T3	2		3,3000
Témoin	2		3,8000
Sig.		,065	,220
Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.			
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.			

ANNEXE 4

Test des métabolites secondaires

	ANOVA				
	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	51,105	3	17,035	2271,333	,000***
Intragroupes	,030	4	,008		
Total	51,135	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a				
Traitement	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
T2	2	1,0500		
T1	2	1,1500	1,1500	
T3	2		1,3000	
Témoin	2			7,0000
Sig.		,313	,158	1,000
Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.				
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.				

ANNEXE 5

Longueur du coléoptile blé

	ANOVA				
	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	55,136	3	18,379	217,369	,000***
Intragroupes	,338	4	,085		
Total	55,474	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a		Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
Traitement	N	1	2	3
T3	2	,4700		
T1	2		5,1500	
Témoin	2			6,6600
T2	2			7,0900
Sig.		1,000	1,000	,213
Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.				
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.				

ANNEXE 6

Longueur du coléoptile lentille

	Somme des carrés	ANOVA			
		Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	3,519	3	1,173	2,749	,177
Intragroupes	1,707	4	,427		
Total	5,226	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a		
Traitement	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05
		1
T3	2	,6500
Témoin	2	1,6200
T2	2	2,2500
T1	2	2,2900
Sig.		,070
Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.		
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.		

ANNEXE 7

Hauteur des plants blé

	Somme des carrés	ANOVA			
		Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	157,530	3	52,510	2170,679	,000***
Intragroupes	,097	4	,024		
Total	157,627	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a				
Traitement	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05		
		1	2	3
Témoin	2	4,2300		
T1	2		14,1375	
T2	2		14,2850	
T3	2			14,9400
Sig.		1,000	,397	1,000
Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.				
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.				

ANNEXE 8

Longueur des racines blé

	ANOVA				
	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	138,255	3	46,085	1024,111	,000***
Intragroupes	,180	4	,045		
Total	138,435	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a		Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
Traitement	N	1	2	3	4
Témoin	2	15,5500			
T2	2		19,7500		
T1	2			21,2500	
T3	2				27,1500
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.

a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.

ANNEXE 9

Hauteur des plants lentille

	ANOVA				
	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	23,119	3	7,706	496,686	,000***
Intragroupes	,062	4	,016		
Total	23,181	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a		Sous-ensemble pour alpha = 0.05			
Traitement	N	1	2	3	4
T3	2	15,6300			
Témoin	2		16,5500		
T1	2			17,3275	
T2	2				20,1750
Sig.		1,000	1,000	1,000	1,000

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.

ANNEXE 10

Longueur des racines lentilles

	ANOVA				
	Somme des carrés	ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	63,107	3	21,036	.	.
Intragroupes	,000	4	,000		
Total	63,107	7			

ANNEXE 11

Poids des racines de lentille

	ANOVA				
	Somme des carrés	Ddl	Carré moyen	F	Sig.
Inter-groupes	,001	3	,000	81,886	,000***
Intragroupes	,000	4	,000		
Total	,001	7			

* La différence moyenne est significative au niveau 0.05.

Sous-ensembles homogènes :

Duncan ^a			
Traitement	N	Sous-ensemble pour alpha = 0.05	
		1	2
Témoin	2	,0195	
T1	2		,0410
T2	2		,0411
T3	2		,0430
Sig.		1,000	,321

Les moyennes des groupes des sous-ensembles homogènes sont affichées.
a. Utilise la taille d'échantillon de la moyenne harmonique = 2,000.

Année universitaire : 2024-2025	Présenté par : NAIM Nour Elhouda MANSOURI Soulafa MOKHNACHI Sarra
Evaluation de l'activité antifongique contre la fusariose et de l'effet biostimulant sur le blé et la lentille de trois espèces de <i>Trichoderma</i>	
Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master en Domaine : Science biologique Département : Microbiologie Spécialité : <i>Microbiologie appliquée</i>	
<p>Résumé</p> <p>Dans le contexte actuel de la recherche en agriculture durable, cette étude explore le potentiel antifongique et biostimulant de trois espèces de <i>Trichoderma</i> vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> ainsi que leur effet sur la croissance du blé et de la lentille. Des tests <i>in vitro</i> sont menés en confrontation directe et indirecte. La confrontation directe a révélé une inhibition significative de la croissance mycélienne du pathogène dans les deux méthodes, atteignant 71% avec <i>Trichoderma gamsii</i>, 62% avec <i>Trichoderma harzianum</i> et 61% avec <i>Trichoderma atroviride</i>. De plus, les extraits métaboliques des trois espèces ont fortement inhibé le pathogène, avec des taux d'inhibition de plus de 80%. <i>In vivo</i>, un effet biostimulant notable est observé sur les plantules de blé et de lentille. Les plants traités ont montré une amélioration significative de la croissance aérienne et racinaire par rapport aux témoins. Chez le blé, <i>T. gamsii</i> a induit une augmentation de la hauteur moyenne des plants. Chez la lentille, <i>T. atroviride</i> a favorisé l'élongation des tiges, tandis que <i>T. gamsii</i> a conduit à une augmentation du poids frais racinaire. Ces résultats soulignent le double intérêt des <i>Trichoderma spp.</i> en tant qu'agents de biocontrôle et biostimulants dans une optique d'agriculture durable.</p>	
Mots-clés: <i>Trichoderma spp.</i> , <i>Fusarium oxysporum</i> , biocontrôle, biostimulation, <i>in vitro</i> et <i>in vivo</i>	
Laboratoires de recherche : Unité de recherche INRAA-Constantine.	
Président du jury : Dr. ABDELAZIZ Ouidad (MCA - U Constantine 1 Frères Mentouri). Encadrant : Dr. HARRAT Wahiba (MRB - INRAA Constantine). Examineur(s) : Dr. ALMI Hiba (MAB - U Constantine 1 Frères Mentouri).	