



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

Université Abdelhamid Ibn Badis – Mostaganem  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département d'Agronomie

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES  
Pour l'Obtention du Diplôme de master

Présenté par :

BOUSKHOURI Youssouf  
BESSAHA Sihem

MASTER EN AGRONOMIE  
Spécialité : Protection des végétaux

THEME

**Antagonisme de *Trichoderma* spp. contre *Fusarium oxysporum* f.sp. *ciceris*  
et leur rôle dans la promotion de la croissance du pois chiche**

Soutenu le : 07/07/2025

Devant le jury composé de:

Président	BOUZOUINA	Mohammed	Pr.	Univ. Mostaganem
Examineur	SAIAH	Farida	MCB	Univ. Mostaganem
Encadreur	MAHIOUT	Djamel	MCA	Univ. Mostaganem

Année universitaire 2024/2025



## Dédicaces

*À la mémoire de mon père,*

*Que Dieu l'accueille en son vaste paradis et lui accord sa miséricorde.*

*Tu restes à jamais dans mon cœur, source de force et de valeurs.*

*À ma chère mère,*

*Pour son amour inconditionnel, ses sacrifices et ses prières silencieuses.*

*À mon épouse Sarah,*

*Pour sa patience, son soutien et sa présence rassurante à chaque étape de ce parcours.*

*À mes enfants Anès et Rayane,*

*Qui sont ma plus belle source d'inspiration et de motivation.*

*À mes frères Kamel, Wahiba, Abdelhak et Amine, et ces familles*

*Pour leur affection fraternelle et leur soutien constant.*

*À mes amis sincères et à mes collègues,*

*Pour leur encouragement et leur présence précieuse tout au long de cette aventure académique.*

*Youssef*

*À Dieu,*

*Source de toute sagesse et de toute force,*

*Pour m'avoir guidée et soutenue dans cette aventure.*

*À mes parents,*

*Qui m'ont toujours soutenue avec amour et patience.*

*Leur confiance en moi a été ma plus grande force.*

*À mon frère et à mes sœurs,*

*Pour leur présence réconfortante et leurs encouragements constants.*

*À mes enseignants,*

*Pour leur dévouement, leurs enseignements*

*Et leur accompagnement tout au long de mon parcours.*

*À mes amies,*

*Pour leur écoute, leur bienveillance*

*Et leur soutien moral pendant cette période exigeante.*

*Sihem*

## **REMERCIEMENTS**

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Nous remercions tout d'abord notre encadrant, Dr Djamel MAHIOUT, pour sa disponibilité, ses précieux conseils et son accompagnement rigoureux tout au long de ce mémoire. Nos remerciements vont également à notre co-encadrant, M. Ibrahim SEKKAL, pour ses orientations constructives, sa bienveillance et son soutien constant.

Nous tenons à remercier sincèrement Pr Mohamed BOUZOUINA, président du jury, pour l'honneur qu'il nous fait en acceptant de présider notre jury de soutenance, et pour ses précieux conseils et ses orientations durant nos manipulations expérimentales en laboratoire.

Nous remercions Mme Farida SAIAH, pour tous les conseils qu'elle n'a cessé de nous prodiguer durant tous notre cursus, et pour avoir accepté d'examiner ce mémoire.

Toute notre reconnaissance va à M. Nabil BERHAL, ingénieur au laboratoire de protection des végétaux, pour sa disponibilité et aide durant nos travaux de laboratoire..

Nous remercions chaleureusement toute l'équipe de la ferme expérimentale de Mazagran, dont l'aide précieuse sur le terrain a été essentielle à la réalisation de nos expérimentations.

Enfin, nous adressons nos sincères remerciements à l'ensemble des enseignants qui, par leurs enseignements, leurs conseils et leur disponibilité, ont contribué à notre formation et au bon déroulement de ce travail.

## Résumé

Cette étude porte sur l'évaluation du potentiel antagoniste de *Trichoderma* spp. vis-à-vis du *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* et sur leur capacité à promouvoir la croissance du pois chiche. Quatre isolats *Trichoderma* sont caractérisés morphologiquement et l'évaluation de leur activité antagoniste *in vitro* a été réalisée. Toutes les isolats testées montrent une activité mycoparasitaire importante selon une échelle de 0 à 4.

En serre, le lot de plantules de pois chiche inoculées avec le parasite (FOC 132) et les lots inoculés avec les isolats de *Trichoderma* montrent une différence significative, tant sur leur antagonisme vis-à-vis du pathogène que sur la capacité de la promotion de la croissance des plantules. En effet, les deux isolats de *Trichoderma* utilisées dans le test ont confirmé l'efficacité partiellement leur pouvoir antagoniste par rapport au lot de plantules témoin inoculées avec Foc 132. Le calcul de l'AUDPC a permis de mettre en évidence que la isolat T13 a permis de retarder l'évolution de la fusariose chez le lot des plantules inoculées par mélange de spores du parasite et des spores de T13 (FOC+T13) relativement au témoin traité avec la isolat FOC 132.

Sur le plan de la promotion de la croissance, les paramètres agronomiques, comme la hauteur des plantules et les indicateurs biochimiques mesurés à l'aide d'un capteur optique (Dualux®™), ont montré une amélioration de la croissance et de l'état nutritionnel des plantes traitées par *Trichoderma* spp. Les indices NBI, Chll et Flavonols sont notés à 7, 14, 21, 28 jours après inoculation. L'indice NBI est resté plus stable chez les plants traités avec les *Trichoderma* T13 et I, ce qui suggère une amélioration de la disponibilité de l'azote, probablement liée à l'interaction entre les champignons et les racines. L'indice Chll montre que la isolat T13 contribue mieux à la préservation de la chlorophylle, ce qui pourrait refléter une protection contre le stress oxydatif induit par l'infection. L'indice Flav met en évidence une régulation différentielle des flavonoïdes selon les traitements. La isolat T13 maintient un niveau plus équilibré de ces composés antioxydants.

L'analyse spectrophotométrique des niveaux d'hormone AIA a révélé que *Trichoderma* T13 produisait la quantité la plus élevée, atteignant 15 µg/ml, viennent ensuite FOC 132 avec 13,8 µg/ml et *Trichoderma* I avec 12,6 µg/ml.

L'activité cellulolytique de l'isolat T13, testée sur milieu CMC, montre indice d'hydrolyse de 0,46 comparativement à I ou celle-ci est égale à 0, renforçant ainsi son intérêt en tant qu'agent de lutte biologique.

**Mots-clés** : *Cicer arietinum* L., *Trichoderma*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*, mycoparasitisme, promotion de la croissance, AIA, cellulases.

## Abstract

This study evaluates the antagonistic potential of *Trichoderma* spp. against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and their ability to promote chickpea growth.

Four *Trichoderma* strains were characterized morphologically and their antagonistic activity was evaluated *in vitro*. All strains tested showed significant mycoparasitic activity on a scale of 0 to 4.

In the greenhouse, the batch of chickpea seedlings inoculated with the parasite (FOC 132) and the batches inoculated with *Trichoderma* strains showed a significant difference, both in terms of *fusarium* wilt and the ability to promote seedling growth.

In fact, the two *Trichoderma* strains used in the test confirmed their partial antagonistic power compared to the control batch of seedlings inoculated with Foc 132. The AUDPC calculation showed that strain T13 delayed the development of *fusarium* wilt in the batch of seedlings inoculated with a mixture of parasite spores and T13 spores (FOC+T13) compared to the control treated with strain FOC 132.

In terms of growth promotion, agronomic parameters such as seedling height and biochemical indicators measured using an optical sensor (Dualex®™) showed an improvement in the growth and nutritional status of plants treated with *Trichoderma* spp.

The NBI, Chll, and Flavonols indices were recorded at 7, 14, 21, and 28 days after inoculation. The NBI index remained more stable in plants treated with *Trichoderma* T13 and I, suggesting improved nitrogen availability, likely related to the interaction between the fungi and the roots. The Chll index shows that strain T13 contributes more to chlorophyll preservation, which could reflect protection against oxidative stress induced by infection. The Flav index highlights a differential regulation of flavonoids depending on the treatment. Strain T13 maintains a more balanced level of these antioxidant compounds.

Spectrophotometric analysis of AIA hormone levels revealed that *Trichoderma* T13 produced the highest amount, reaching 15 µg/ml. Next came FOC 132 with 13.8 µg/ml and *Trichoderma* I with 12.6 µg/ml.

The cellulolytic activity of isolate T13, tested on CMC medium, shows a hydrolysis index of 0.46 compared to I, where it is equal to 0, thus reinforcing its interest as a biological control agent.

**Keywords:** *Cicer arietinum* L., *Trichoderma*, *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*, mycoparasitism, growth promotion, AIA, cellulases.

## ملخص

تقيم هذه الدراسة الإمكانيات المضادة لفطر *Trichoderma spp.* ضد *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris* وقدرته على تعزيز نمو الحمص .

تم توصيف أربع سلالات من *Trichoderma* من الناحية المورفولوجية وتقييم نشاطها المضاد في المختبر. أظهرت جميع السلالات التي تم اختبارها نشاطاً فطرياً طفيلياً كبيراً على مقياس من 0 إلى 4 .

في الدفيئة، أظهرت مجموعة شتلات الحمص الملقحة بالطفيلي (FOC 132) والمجموعات الملقحة بسلالات *Trichoderma* اختلافاً كبيراً، سواء من حيث ذبول الفيوزاريوم أو القدرة على تعزيز نمو الشتلات .

في الواقع، أكدت سلالتنا *Trichoderma* المستخدمتان في الاختبار قوتهم المضادة الجزئية مقارنة بالدفعة الضابطة من الشتلات الملقحة بـ Foc 132. أظهر حساب AUDPC أن السلالة T13 أخرجت تطور ذبول الفيوزاريوم في دفعة الشتلات الملقحة بمزيج من جراثيم الطفيلي وجراثيم (FOC+T13) T13 مقارنة بالدفعة الضابطة المعالجة بالسلالة FOC 132.

فيما يتعلق بتعزيز النمو، أظهرت المعلمات الزراعية مثل ارتفاع الشتلات والمؤشرات الكيميائية الحيوية التي تم قياسها باستخدام مستشعر ضوئي (Dualox®) تحسناً في نمو وحالة التغذية للنباتات المعالجة بـ *Trichoderma spp.*

تم تسجيل مؤشرات NBI و ChII و Flavonols بعد 7 و 14 و 21 و 28 يوماً من التلقيح. ظل مؤشر NBI أكثر استقراراً في النباتات المعالجة بـ *Trichoderma T13* ، مما يشير إلى تحسن توافر النيتروجين، والذي يرتبط على الأرجح بالتفاعل بين الفطريات والجذور. يُظهر مؤشر ChII أن السلالة T13 تساهم بشكل أكبر في الحفاظ على الكلوروفيل، مما قد يعكس الحماية من الإجهاد التأكسدي الناجم عن العدوى. يسلط مؤشر Flav الضوء على التنظيم التفاضلي للفلافونويدات اعتماداً على المعالجة. تحافظ السلالة T13 على مستوى أكثر توازناً من هذه المركبات المضادة للأكسدة.

كشف التحليل الطيفي لمستويات هرمون AIA أن *Trichoderma T13* أنتجت أعلى كمية، حيث وصلت إلى 15 ميكروغرام/مل. وجاء بعدها FOC 132 بـ 13.8 ميكروغرام/مل و *Trichoderma I* بـ 12.6 ميكروغرام/مل.

يظهر النشاط السيليلوزي لـ T13 ، الذي تم اختباره على وسط CMC ، مؤشر تحلل مائي يبلغ 0.46 مقارنة بـ I ، حيث يساوي 0، مما يعزز أهميته كعامل تحكم بيولوجي .

الكلمات المفتاحية: *Cicer arietinum L.* ، *Trichoderma* ، *Fusarium oxysporum f. sp. ciceris* ، التطفل الفطري، تعزيز النمو، AIA، السليلوز.

## Liste des figures

<b>Figure 1:</b> Origine du pois chiche ( <i>C. arietinum</i> ) et sa répartition dans le monde.	4
<b>Figure 2 :</b> Diverses recettes de pois chiches.	5
<b>Figure 3 :</b> Graine de type Kabuli, ATC # 41017, originaire de Turquie.	11
<b>Figure 4 :</b> Graine de l'accession ATFCC du pois chiche desi CA0805 originaire de l'Inde.	11
<b>Figure 5 :</b> Stades de croissance du pois chiche.	12
<b>Figure 6 :</b> Évolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie de 1962 à 2024.	15
<b>Figure 7 :</b> Caractéristiques morphologiques de <i>Fusarium oxysporum</i> ..	23
<b>Figure 8 :</b> Cycle de la maladie de <i>Fusarium oxysporum</i> .	24
<b>Figure 9 :</b> Symptômes et dégâts sur le pois chiche.	25
<b>Figure 10 :</b> <i>Trichoderma ghanense</i> ..	30
<b>Figure 11 :</b> Activité multiforme de <i>Trichoderma</i> .	36
<b>Figure 12 :</b> Opération de tamisage et sol obtenu.	39
<b>Figure 13 :</b> Technique d'isolement des microorganismes du sol.	40
<b>Figure 14 :</b> Diapositif expérimental d'évaluation <i>in vivo</i> du potentiel antagonisme de <i>Trichoderma</i> spp. vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .	45
<b>Figure 15 :</b> Dispositif expérimental d'évaluation des <i>Trichoderma</i> spp. pour leur	48
<b>Figure 16 :</b> Estimation des indices biochimiques à l'aide d'un capteur optique « Dualex® »	49
<b>Figure 17 :</b> Aspects morphologiques des colonies de <i>Trichoderma</i> spp. sur milieu PDA.	53
<b>Figure 18 :</b> Aspects microscopiques des isolas de <i>Trichoderma</i> spp. Les structures des champignons sont colorées en bleu lactophénol (x40).	55
<b>Figure 19 :</b> Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de FOC 132 en présence de <i>Trichoderma</i> sp.	56
<b>Figure 20 :</b> Croissance mycélienne du pathogène (FOC 132) confronté à <i>Trichoderma</i> spp.	57
<b>Figure 21 :</b> Effet <i>in vitro</i> des isolats de <i>Trichoderma</i> I, R5, T7 et T13 et FOC132 vis-à-vis de FOC 132, après 7 jours de confrontation.	58
<b>Figure 22 :</b> Enroulement des hyphes de <i>Trichoderma</i> (I et T13) sur les hyphes du parasite (FOC 132).	59
<b>Figure 23 :</b> Symptômes de fusariose vasculaire sur plantules de pois chiche traitées avec <i>Trichoderma</i> I et T13 comparativement au témoin avec FOC132 (T+) et témoin sans FOC132 et sans <i>Trichoderma</i> (T-).	60

<b>Figure 24 :</b> AUDPC dans le cas des plantules (ILC 3279) inoculées avec FOC 132 (T+), I/FOC132 et T13/FOC132.	61
<b>Figure 25 :</b> NBI du pois chiche traités aux <i>Trichoderma</i> ( T13 et I) et non traités ( T- et T+).	62
<b>Figure 26 :</b> Indice chlorophylle (Chll) du pois chiche traités aux <i>Trichoderma</i> (T13 et I) et non traités ( T- et T+).	63
<b>Figure 27 :</b> Indice flavonoïdes du pois chiche traités aux <i>Trichoderma</i> (T13 et I) et non traités ( T- et T+).	64
<b>Figure 28 :</b> Hauteur des plantules du pois chiche traités aux <i>Trichoderma</i> (T13 et I) et non traités ( T- et T+), (les moyennes représentent la somme de 7 répétitions correspondant à 1 plantule par pot).	65
<b>Figure 29 :</b> Vitesse de croissance des plantules de pois chiche traités avec T13 et I, comparativement aux témoins non traités.	66
<b>Figure 30 :</b> Variation de la production de l'AIA <i>in vitro</i> , pour le pathogène et les différents isolats de <i>Trichoderma</i> . T13/FOC132 ; I/Foc 132 FOC et I seul et Foc seul.	67
<b>Figure 31 :</b> Zone claire de <i>Trichoderma</i> T13 (à droite), comparativement à la isolat I (à gauche), où l'on note une absence totale de cette activité, sur milieu de culture CMC, 3 jours à 28°C.	68

## Liste des tableaux

<b>Tableau 1</b> : Teneur en vitamines dans différentes légumineuses (en mg/g). _____	6
<b>Tableau 2</b> : Principaux pays producteurs de pois chiches dans le monde (2020-2023). _____	14
<b>Tableau 3</b> : Caractéristiques des principales variétés de pois chiche cultivées en Algérie. _	16
<b>Tableau 4</b> : Principales maladies fongiques du pois chiche dans le monde. _____	17
<b>Tableau 5</b> : Principales maladies virales affectant le pois chiche dans le monde. _____	18
<b>Tableau 6</b> : Principales maladies bactériennes affectant le pois chiche dans le monde. _____	19
<b>Tableau 7</b> : Origine des isolats de <i>Trichoderma</i> et codification adoptée. _____	52
<b>Tableau 8</b> : Caractères morphologiques des isolats de <i>Trichoderma</i> . _____	54

## Liste des abréviations

**AIA:** Acid indole-3-acétique

**AUDPC:** Area Under Disease Progress Curve

**Chll :** Chlorophylle

**CMC :** Carboxy Méthyl Cellulose.

**FAO :** Food and Agriculture Organization.

**Flav:** Flavonoids

**ICARDA :** Centre International de Recherche Agricole dans les Zones Arides.

**ITGC :** Institut Technique des Grandes Cultures

**ICRISAT :** Integrated disease management in chickpea.

**IH :** Indice d'hydrolyse

**ITGC :** Institut Technique des Grandes Cultures.

**MGI :** Mycelium growth inhibition.

**NBI :** Nitrogen Balance Index

**PAL:** Phénylalanine ammonia-lyase

**PDB :** Potato Dextrose Broth

**RB-S-F :** Rose Bengal Agar Suppressants Fungal-selective

# TABLE DES MATIÈRES

Dédicaces	
Remerciements	
Résumé	
Abstract	
ملخص	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
TABLE DES MATIÈRES	
INTRODUCTION GÉNÉRALE.....	1
PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.....	3
Chapitre I : Généralités sur le pois chiche ( <i>Cicer arietinum</i> L.).....	3
1.1 Historique, origine et distribution géographique.....	3
1.2. Importance du pois chiche.....	5
1.2.1. Valeur nutritionnelle et énergétique.....	5
1.2.2. Importance agronomique.....	6
1.3 Caractères taxonomiques et botaniques.....	6
1.3.1 Caractères taxonomiques.....	6
1.3.2 Caractères botaniques.....	8
1.3.2.1. Plantules.....	8
1.3.2.2. Tiges.....	8
1.3.2.3. Stipules et pubescence.....	8
1.3.2.4. Racines.....	9
1.3.2.5. Les feuilles.....	9
1.3.2.6. Les fleurs.....	9
1.3.2.7. Gousses.....	10
1.3.2.8. Les graines.....	10
1.3.3. Types de pois chiche.....	10
1.3.3.1. Le type <i>Kabuli</i> .....	10
1.3.3.2. Le type <i>Desi</i> .....	11
1.4 Cycle de culture et importance édapho-climatiques.....	12
1.5. Exigences écologiques du pois chiche.....	12
1.5.1. Exigences climatiques.....	12
1.5.1.1. Température.....	12

1.5.1.2. Pluviométrie.....	13
1.5.1.3. Lumière.....	13
1.5.2. Exigences édaphiques et nutritionnelles .....	13
1.6 Importance et production de pois chiche dans le monde.....	14
1.7 importance et production de pois chiche en Algérie .....	14
1.8. Principales variétés de pois chiche cultivées en Algérie .....	15
1.9. Principales maladies et ravageurs du pois chiche dans le monde.....	16
1.10. Principales maladies et ravageurs de pois chiche en Algérie.....	20
Chapitre II: <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .....	21
2.1. Taxonomie et caractéristiques morphologiques .....	21
2.2. Cycle de vie et épidémiologie .....	23
2.3. Symptômes et dégâts sur le pois chiche .....	24
2.4. Diagnostic de la maladie .....	26
2.5. Méthodes de lutte contre la fusariose .....	26
2.5.1. Lutte culturale.....	26
2.5.2. Lutte biologique .....	26
2.5.3. Lutte génétique.....	27
2.5.4. Lutte chimique .....	27
2.5.4.1. Fongicides systémiques.....	27
2.5.4.2. Fongicides de contact.....	28
2.5.4.3. Fongicides combinés (systémique + contact).....	28
Chapitre III : Le genre <i>Trichoderma</i> .....	29
3.1. Taxonomie et caractéristiques morphologiques .....	29
3.2. Environnements agroécologiques de <i>Trichoderma</i> .....	30
3.3. Niche écologique de <i>Trichoderma</i> .....	31
3.4. Interactions avec les plantes.....	31
3.4.1. Endophytisme facultatif .....	31
3.4.2. Compétence rhizosphérique .....	31
3.4.3. <i>Trichoderma</i> contre les mycorhizes .....	32
3.5. Promotion de la croissance des plantes .....	32
3.5.1. <i>Trichoderma</i> comme promoteur de croissance .....	32
3.5.1.1. Spécificité végétale.....	32
3.5.1.2. Spécificité des <i>Trichoderma</i> .....	32
3.5.1.3. Mélanges d'isolats / espèces .....	33
3.5.2. Facteurs influençant l'efficacité de la promotion de la croissance.....	33
3.5.2.1. Type de culture .....	33
3.5.2.2. Conditions de culture.....	33

3.5.2.3. Forme de l'inoculum.....	33
3.5.2.4. Concentration de l'inoculum .....	34
3.5.3. Mécanismes de promotion de la croissance .....	34
3.5.3.1. Production de chlorophylle .....	34
3.5.3.2. Atténuation du stress abiotique .....	35
3.5.3.3. Production d'hormones végétales AIA .....	35
3.6. Mécanismes de biocontrôle et applications en agriculture .....	35
3.6.1. Mycoparasitisme.....	36
3.6.2. Compétition pour les nutriments .....	37
3.6.3. Antibiose.....	37
3.6.4. Élicitation de la résistance systémique des plantes.....	37
PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES.....	38
I. isolement des microorganismes du sol .....	38
1.1. Localisation et caractéristiques des sites d'échantillonnage du sol .....	38
1.2. Méthode de prélèvement des échantillons du sol .....	39
1.3. Méthode d'isolement des microorganismes du sol.....	39
1.3.1. Séchage et tamisage du sol.....	39
1.3.2. Technique d'isolement sur milieux sélectifs .....	39
1.3.3. Comptage du nombre de colonies et obtention des cultures monospores .....	40
1.3.3.1 Comptage des colonies fongiques.....	40
1.3.3.2 repiquage et purification des colonies fongiques .....	40
1.3.3.3 Obtention des cultures monospore.....	41
1.4. Caractérisation et identification des colonies isolées.....	41
1.5. Evaluation <i>in vitro</i> du potentiel antagonisme de <i>Trichoderma</i> spp. vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .....	42
1.5.1. Souche de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .....	42
1.5.2. <i>Trichoderma</i> spp. ....	42
1.5.3. Test de mycoparasitisme des <i>Trichoderma</i> spp. ....	42
1.5.3.1. Effet sur la croissance mycélienne du parasite .....	42
1.5.3.2. Évaluation du mycoparasitisme de <i>Trichoderma</i> .....	43
1.6. Evaluation <i>in vivo</i> du potentiel antagonisme de <i>Trichoderma</i> spp. vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .....	43
1.6.1. Souche de FOC.....	43
1.6.2. <i>Trichoderma</i> spp. ....	43
1.6.3. Matériel végétal.....	44
1.6.4. Préparation du substrat .....	44
1.6.5. Dispositif expérimental .....	44

1.6.6. Technique d'inoculation des plantes.....	45
1.6.6.1. Préparation de l'inoculum de <i>F. oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .....	45
1.6.6.2. Préparation de l'inoculum de <i>Trichoderma</i> spp.....	46
1.6.6.3. Inoculation par trempage des racines sectionnées.....	46
1.6.7. Conditions de culture.....	46
1.6.8. Evaluation de l'action des antagonistes et estimation des symptômes.....	46
II Evaluation des <i>Trichoderma</i> spp. pour leur potentiel à promouvoir la croissance des plantes de pois chiche.....	47
2.1. Conditions de culture.....	47
2.2. Dispositif expérimental.....	48
2.3. Estimation des indices biochimiques à l'aide d'un capteur optique « Dualex® ».....	48
2.4. Mesure des paramètres morphométriques.....	50
III. Activité métabolique des champignons étudiés.....	50
3.1. Production d'AIA (Acide indole acétique).....	50
3.2 Criblage de l'activité cellulolytique basé sur la zone de clarification des isolats de <i>Trichoderma</i> .....	51
4. Analyse statistique des données.....	51
PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS.....	52
I. Resultats.....	52
1. Isolement des microorganismes du sol.....	52
1.1. Caractérisation morphologique et culturale des champignons isolés.....	53
1.2. Identification des <i>Trichoderma</i> spp. ....	54
1.3. Potentiel antagoniste de <i>Trichoderma</i> spp. vis-à-vis de FOC.....	55
1.3.1. Croissance mycélienne du parasite.....	55
1.3.2. Évaluation du mycoparasitisme de <i>Trichoderma</i> .....	57
1.4. Evaluation <i>in vivo</i> du potentiel antagonisme de <i>Trichoderma</i> spp. vis-à-vis de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> .....	59
1.4.1 Incidence de la maladie.....	59
1.4.2. Sévérité de la maladie.....	60
1.4.3. Analyse de l'AUDPC (Area Under Disease Progression Curve).....	61
2. Evaluation des <i>Trichoderma</i> spp. pour leur potentiel à promouvoir la croissance des plantes de pois chiche.....	62
2.1. Estimation de paramètres biochimiques à l'aide d'un capteur optique « Dualex® ».....	62
2.1.1. NBI (Nitrogen balance index).....	62
2.1.2. Chlorophylle foliaire (Chl).....	63
2.1.3. Indice flavonoïdes (Flav).....	64
2.2. Mesure des paramètres morphométriques des plantules.....	65
2.2.1. Effet des traitements sur la croissance du pois chiche.....	65

3. Estimation des paramètres biochimiques des isolats de <i>Trichoderma</i> .....	67
3.1. Production d'AIA (Acide indole acétique) par les isolats de <i>Trichoderma</i> .....	67
3.2. Criblage de l'activité cellulolytique basé sur la zone de clarification.....	68
II. Discussion.....	69
CONCLUSION GÉNÉRALE.....	73
Références bibliographique .....	75
ANNEXE .....	88

## INTRODUCTION GÉNÉRALE

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une légumineuse de plein champ largement cultivée dans les régions arides et semi-arides, en particulier dans les pays méditerranéens et en Asie du Sud. En Algérie, la culture du pois chiche joue un rôle stratégique dans les systèmes de production agricole, à la fois pour sa valeur nutritionnelle en tant que source de protéines végétales et pour sa capacité à améliorer la fertilité des sols dans les systèmes de rotation des cultures (Bellemou et al., 2020). Cependant, sa productivité est soumise à de nombreuses contraintes, en particulier biotiques. Parmi celles-ci, la fusariose, causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (FOC), est l'une des plus redoutables. Cette maladie peut entraîner des pertes de rendement allant jusqu'à 90 %, en fonction des conditions pédoclimatiques et de la virulence des souches pathogènes (Jiménez-Fernández et al., 2011). Les symptômes comprennent le flétrissement progressif, le jaunissement des feuilles, le brunissement des tissus vasculaires et entraînent généralement la mort prématurée des plantes infectées (Navas-Cortés et al., 2000).

Pour atténuer son impact, plusieurs stratégies de lutte sont envisagées. La lutte culturale implique des pratiques telles que la rotation des cultures avec des plantes non hôtes, l'utilisation de semences saines, l'amélioration du drainage et le désherbage intensif pour réduire l'inoculum du pathogène (Landa et al., 2004). Parallèlement, la sélection de variétés résistantes est une méthode efficace, bien que la durabilité de cette approche soit remise en question par l'émergence de nouvelles souches pathogènes virulentes (Pande et al., 2006). Les fongicides systémiques peuvent offrir une protection temporaire, mais cette approche est limitée par le développement de résistances, les coûts élevés et les effets nocifs sur l'environnement et la santé (Fravel et al., 2003). Dans ce contexte, la lutte biologique apparaît comme une alternative prometteuse. Elle repose sur l'utilisation de micro-organismes antagonistes, notamment des bactéries rhizosphériques (PGPR) et surtout des champignons du genre *Trichoderma*. Plusieurs espèces, telles que *T. harzianum*, *T. asperellum*, ou *T. atroviride*, ont démontré leur capacité à inhiber la croissance du FOC *in vitro* de plus de 90% (Harman et al., 2004), et à réduire significativement l'incidence de la maladie en serre et au champ (Benhamou et al., 1999).

Les mécanismes impliqués sont la compétition pour les nutriments et l'espace, le mycoparasitisme, l'antibiose par la production de composés antifongiques, et le renforcement des défenses naturelles de la plante par l'induction d'une résistance systémique (Shoresh et al., 2010). Malgré ces résultats prometteurs, l'efficacité des isolats de *Trichoderma* reste variable en fonction du sol, des conditions climatiques, de la isolat utilisée et du génotype du pois chiche, rendant indispensable l'adaptation locale des stratégies de biocontrôle. Une meilleure compréhension des interactions entre la plante hôte, le pathogène et l'agent de lutte biologique est donc nécessaire pour optimiser ces approches (Monte, 2001).

Dans ce contexte, la recherche actuelle se concentre sur la lutte biologique contre la fusariose du pois chiche. Elle vise à évaluer le potentiel antagoniste de différentes isolats de *Trichoderma*, isolées dans des sols cultivés en pois chiches dans deux régions de l'Est algérien, Sétif et El Tarf, au cours de la campagne 2023-2024, et à étudier leur capacité à réduire la sévérité de la maladie tout en favorisant la croissance de la plante dans une perspective agroécologique durable.

### PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

#### Chapitre I : Généralités sur le pois chiche (*Cicer arietinum* L.)

Le pois chiche est une culture vivrière très nutritive, notamment parce que ses graines, utilisées dans diverses préparations alimentaires, sont riches en protéines. Les pois chiches sont également bénéfiques pour les systèmes agricoles, car ils tirent l'essentiel de leurs besoins en azote de l'air, au lieu d'épuiser les nutriments du sol, souvent déjà peu abondants. Le succès du pois chiche en tant que culture est illustré par sa propagation historique depuis le sud-est de l'Anatolie (Turquie), où il fut cultivé pour la première fois, vers au moins 44 pays dans le monde, couvrant la zone située entre les latitudes 45°N et 37°S (Singh & Saxena, 1999). Le pois chiche est devenu un aliment de base pour de nombreuses populations pauvres du monde et fait partie intégrante d'aliments traditionnels tels que le *hommos-bitchinch* au Moyen-Orient et le *pakkoura* en Asie du Sud.

Le pois chiche. *Cicer arietinum* L... est une légumineuse autogame diploïde. Elle appartient à la sous-famille des Papilionoideae et à la tribu des Cicereae. Le genre *Cicer* compte 45 espèces, dont neuf sont annuelles, y compris le pois chiche et 33 sont des plantes vivaces et une espèce n'est pas encore classée et précisée.

#### 1.1 Historique, origine et distribution géographique

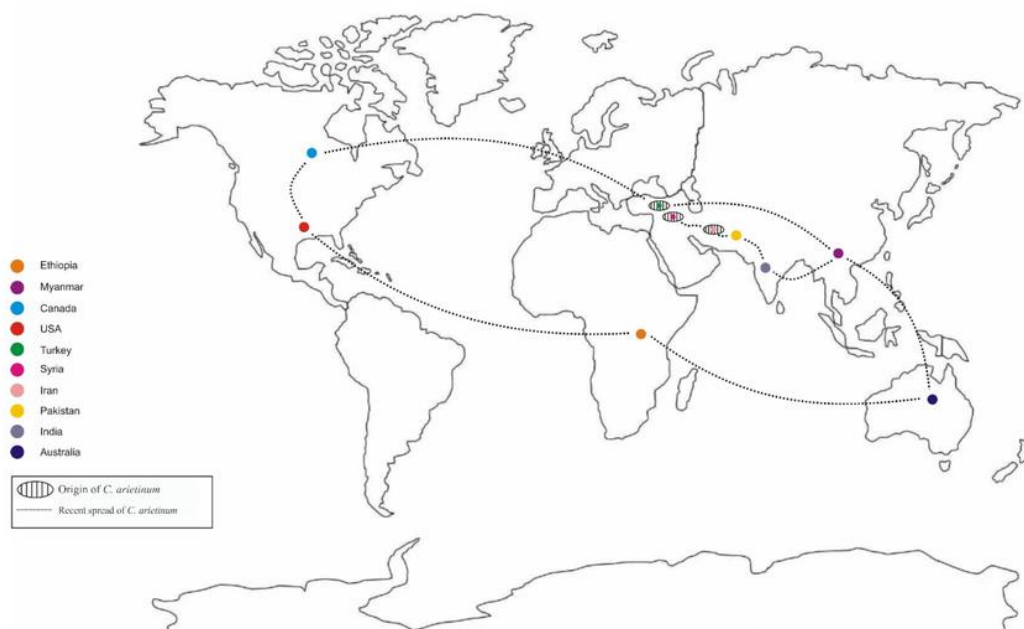
Le pois chiche serait originaire du sud-est de la Turquie. L'ancêtre sauvage *Cicer reticulatum* Ladiz a été trouvé en abondance dans cette région, ainsi qu'en Syrie et en Iran. L'Éthiopie était considérée comme un centre d'origine secondaire. La date exacte de la première apparition de cette culture est inconnue, mais on estime qu'elle remonte à au moins 7 500 ans (Singh & Saxena, 1999).

Le pois chiche s'est répandu à partir de son centre d'origine en Turquie, vers l'ouest dans la région méditerranéenne, et vers l'est en Asie du Sud par la route de la soie. Les commerçants et les voyageurs grecs et romains ont répandu le pois chiche dans la région méditerranéenne. Les Espagnols et les Portugais l'ont introduit dans le Nouveau Monde. On suppose qu'il a atteint l'Éthiopie via l'Égypte. Son introduction en Australie et en Nouvelle-Zélande est beaucoup plus récente (figure 1).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Van der Maesen (1987) a passé en revue la littérature sur l'histoire de la domestication et de la diffusion du pois chiche. La plus ancienne occurrence connue du pois chiche, à Hacilar près de Burdur en Turquie, a été datée d'environ 5450 avant J.-C. À Jéricho, des traces de graines des graines de pois chiches ont été retrouvées et datées de 3200 avant J.-C. L'apparition la plus ancienne du pois chiche en Inde a été datée de 2000 av. Dans une tombe égyptienne, un bol contenant des graines de pois chiches a été daté de 1400 avant J.-C.

Van der Maesen (1987) a également indiqué que le mot *hulluru* désignait le pois chiche dès avant 3000 avant J.-C., alors qu'il s'agissait d'un aliment de base d'importance mineure en Mésopotamie. Le nom *Cicer* est d'origine latine et est probablement dérivé du mot pré-indo-germanique *kiekere*, originaire du nord de la Grèce. D'autres ont rapporté que *Cicer* était dérivé du mot grec *kikus* (ou *kikos*), qui signifie « force » ou « puissance ». L'origine du mot *arietinum* viendrait du grec *krios*, un autre nom pour « bélier » et « pois chiche », faisant allusion à la forme de la graine, qui ressemble à une tête de bélier.



**Figure 1:** Origine du pois chiche (*C. arietinum*) et sa répartition dans le monde (Koul et al., 2022).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

### 1.2. Importance du pois chiche

#### 1.2.1. Valeur nutritionnelle et énergétique

Les légumineuses, notamment le pois chiche (*Cicer arietinum L.*), constituent une source importante de protéines et d'énergie dans les régimes afro-asiatiques. La composition du pois chiche en acides aminés est globalement équilibrée, avec une forte teneur en lysine, ce qui en fait un bon complément des céréales, déficientes en cet acide aminé (Wood & Grusak, 2007 ; Jukanti et al., 2012).

Sur le plan nutritionnel, le pois chiche présente une faible teneur en lipides, dominée par des acides gras insaturés (mono- et polyinsaturés), bénéfiques pour la santé cardiovasculaire. Les glucides en représentent la composante majeure (jusqu'à 71 %), répartis en différentes classes (mono-, di-, oligo- et polysaccharides). Il est également riche en acide folique et en vitamines du groupe B (B2, B5, B6).

La consommation mondiale de par habitant était de 1,34 kg/an en 2004. C'est en Turquie que la consommation de pois chiches par habitant est la plus élevée (6,65 kg/an) , suivie de l'Inde (5,37 kg/an), du Myanmar (4,54 kg/an), de la Jordanie (4,27 kg/an) et du Pakistan (4,11 kg/an). Depuis 1990, la consommation de pois chiches a fortement diminué en Turquie. En Inde, la consommation par habitant oscille entre 5 et 6 kg/an. Globalement, la consommation par habitant est élevée dans les pays en développement en raison des diverses préparations destinées à la consommation quotidienne (Figure 2).



**Figure 2 :** Diverses recettes de pois chiches (inconnu, 2025).

Certains pays qui ont une production moindre de pois chiches mais une consommation importante, c'est le cas de l'Algérie (1,94 kg/habitant/an) et de l'Espagne (2,68 kg/habitant/an) (Yadav et al., 2007)

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Les traitements thermiques (ébullition, autoclavage, micro-ondes) influencent la qualité nutritionnelle, avec des pertes plus marquées lors de l'autoclavage (Alajaji & El-Adawy, 2006). Sur le plan minéral, 100 g de graines couvrent largement les besoins journaliers en fer et en zinc, et 200 g suffisent pour satisfaire ceux en magnésium (Jukanti et al., 2012) (Tableau 1).

**Tableau 1 :** Teneur en vitamines dans différentes légumineuses (en mg/g) (Jukanti et al., 2012).

Culture	Acide folique	Vit C	Vit B1	Vit B2	Vit B3	Vit B5	Vit B6	Tocopherol (γ+ α)
Pois chiche (Kabuli)	299,0	1,34	0,49	0,26	1,22	1,02	0,38	12,9
Pois chiche (Desi)	206,5	1,65	0,29	0,21	1,72	1,09	0,30	11,2
haricot	107,9	3,85	0,58	0,16	1,31	0,31	0,21	3,85
Haricots rouges	34,5	0,09	0,99	0,23	0,33	0,31	0,21	3,15
Lentilles	138,1	0,71	0,29	0,33	2,57	1,32	0,23	5,64
Haricots blancs	22,0	0,09	0,73	0,11	1,12	0,35	0,16	2,96
Pois cajan	173	NA	0,4	0,17	2,20	0,68	0,07	0,39

Vit=vitamine, les vitamines A et B12 n'ont pas été détectées dans ces légumineuses.

### 1.2.2. Importance agronomique

Agronomiquement, le pois chiche joue un rôle crucial dans la rotation des cultures, notamment par sa capacité à fixer l'azote atmosphérique. La fixation biologique de l'azote se produit à l'intérieur des nodules portés par les racines, grâce à une symbiose avec des bactéries spécifiques du genre *Rhizobium*, ce qui améliore la fertilité du sol et réduit le besoin en engrais chimiques (Thavarajah et al., 2005). La culture du pois chiche est également bénéfique pour la biodiversité des sols et contribue à la durabilité des systèmes agricoles.

### 1.3 Caractères taxonomiques et botaniques

#### 1.3.1 Caractères taxonomiques

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est une plante légumineuse diploïde et autogame. Elle appartient à la famille des Fabaceae (légumineuses), à la sous-famille des Papilionoideae et à la tribu des Cicereae Alef. qui comprend un grand nombre d'espèces qui ont été décrites par Vander-Maessen (1979) (in Benmbarek, 2011) et réparties en trois groupes:

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

- **Espèces annuelles sauvages:** *C. reticulatum*, *C. echinospermum*, *C. bijucum*, *C.judaicum*, *C. pinnatifidum*, *C. cuneatum*, *C. yamashitae*, *C. chorassanicum*;
- **Espèces pérennes sauvages:** *C. montbretii*, *C.microphyllum*, *C.rechingeri*, *C.anotolicum*, *C. floribundum*, *C. pengens*, *C. graecum*;
- **Espèce annuelles cultivées:** *C. arietinum* L.

Deux espèces endémiques sont connues en Afrique: *Cicer curriatum* en Ethiopie et *C. atlanticum* dans le Haut Atlas au Maroc (Ameziane, 1981).

Van der Maesen et al. (2007) ont identifié 45 taxons au sein du genre *Cicer*. Parmi ceux-ci, 9 sont des espèces annuelles, incluant le pois chiche cultivé (*Cicer arietinum* L.), et 36 sont des espèces pérennes. Actuellement, le genre *Cicer* compte 49 taxons, incluant les espèces pérennes suivantes :

Le genre *Cicer* possède 40 espèces avec une espèce sauvage provisoire, *C. flexuosum* Lipsky, 9 espèces annuelles avec lesquelles on classe le pois chiche (*C. arietinum*: la seule espèce cultivée) et 32 espèces pérennes (Toker et al., 2014).

L'espèce *C. arietinum* n'a jamais été identifiée à l'état sauvage. Ce qui a conduit Popov (1929) in Van Der Maesen (1972) à développer la théorie selon laquelle *C. arietinum* est une espèce qui est faite « artificiellement par l'homme et n'a jamais existé dans la nature.

Davis (1969) et Ladizinsky (1975) ont découvert deux espèces sauvages au sud-est de la Turquie et les ont dénommées respectivement *Cicer echinospermum* Davis et *Cicer reticulatum* Ladiz. Ces deux espèces ne diffèrent pas beaucoup de l'espèce cultivée *Cicer arietinum* L. et ont en commun avec celle-ci des caractères morphologiques.

Selon Ladizinsky (1989), *Cicer reticulatum* Ladiz est identifiée par des analyses de protéines et d'enzymes comme étant l'ancêtre spontané de *Cicer arietinum* L. Cette dernière espèce est donc un dérivé mutant de *C. reticulatum* Ladizinsky (Ladizinsky et Adler. 1976a; Toker, 2009).

Sur le plan botanique, le pois chiche est classé comme suit:

- **Sous-règne** : Tracheobionta
- **Division** : Magnoliophyta
- **Classe** : Magnoliopsida
- **Sous-classe** : Rosidae
- **Ordre** : Fabales
- **Famille** : Fabacées
- **Espèce** : *Cicer arietinum* L. (Yadav et al., 2007, Moreno et Cubero, 1978).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **1.3.2 Caractères botaniques**

#### **1.3.2.1. Plantules**

Les plantules de pois chiche sont de type hypogée. La croissance de la plumule engendre une pousse érigée, tandis que les premières feuilles plumulaires se présentent sous forme d'écailles. Les premières feuilles véritables comportent deux à trois paires de folioles ainsi qu'une foliole terminale. La majorité des organes de la plante est recouverte de poils. La racine principale est longue et se ramifie rapidement (Singh & Saxena, 1999).

#### **1.3.2.2. Tiges**

Les tiges du pois chiche se composent de plusieurs types de branches, classées en branches primaires, secondaires et tertiaires :

- Branches primaires basales : elles émergent à l'aisselle des feuilles situées sur la moitié inférieure de la tige principale,
- Branches primaires apicales :elles proviennent des aisselles foliaires de la moitié supérieure de la tige principale,
- Branches secondaires basales : elles se développent à l'aisselle des branches primaires apicales,
- Branches tertiaires : elles naissent à l'aisselle des feuilles des branches secondaires apicales.

Deux colorations de tige sont identifiées : (a) verte, et (b) verte avec une teinte violacée. Cette caractéristique chromatique permet de distinguer les deux types de pois chiche (Desi et Kabuli).

Généralement, les plants mesurent entre 20 et 100 cm de hauteur, bien que dans certains cas exceptionnels, ils puissent atteindre jusqu'à 150 cm. La hauteur de la plante est fortement modulée par les conditions environnementales (Singh & Saxena, 1999).

#### **1.3.2.3. Stipules et pubescence**

Généralement entre 3 et 5 mm de longueur et 2 à 4 mm de largeur, les stipules présentent une forme ovale à triangulaire avec des bords dentés ; la marge la plus courte est entière tandis que la plus longue est dentée. Toutes les surfaces externes de la plante, à l'exception de la corolle, sont densément couvertes de poils glandulaires et non glandulaires (Singh & Saxena, 1999).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **1.3.2.4. Racines**

Le système racinaire est pivotant et profond, accompagné de trois à quatre rangées distinctes de racines latérales. Durant les premiers stades de développement, la majorité des racines s'étendent jusqu'à 30 cm de profondeur, tandis qu'aux stades avancés, elles peuvent atteindre plus de 120 cm. La masse racinaire constitue un critère pertinent pour différencier les lignées de pois chiche en fonction de leur tolérance à la sécheresse : une masse racinaire élevée est corrélée à une meilleure résistance. Les racines primaires et secondaires développent par ailleurs de larges nodules lobés abritant des bactéries symbiotiques (*Rhizobium ciceri*), responsables de la fixation de l'azote atmosphérique. Ces nodules sont principalement localisés dans la couche superficielle du sol, jusqu'à 30 cm de profondeur (Singh & Saxena, 1999).

### **1.3.2.5. Les feuilles**

Les feuilles sont insérées à un seul nœud et disposées selon une phyllotaxie alternée. Chaque feuille se compose de deux parties distinctes : un rachis, dont la longueur varie de 3 à 7 cm avec des rainures sur sa face supérieure, et 11 à 13 folioles généralement dentées. Les poils et stomates sont présents sur les deux faces des folioles. La majorité des feuilles est unipennée, bien que des formes multi-pennées simples soient occasionnellement observées (Singh & Saxena, 1999).

### **1.3.2.6. Les fleurs**

Les fleurs se développent sur un racème axillaire, portées par un pédicule de 6 à 13 mm de longueur. Chaque fleur comporte cinq sépales verts formant le calice, ainsi qu'une corolle composée de cinq pétales : deux carènes, deux ailes et un standard ou vexillum. Leur coloration est généralement pourpre, mais peut aussi varier en rose, bleu ou blanc. L'androcée est diadelphie, composée de neuf étamines aux filaments soudés et d'une dixième étamine entièrement libre, produisant un pollen orangé. L'ovaire, ovale, mesure de 2 à 3 mm de long sur 1 à 1,5 mm de large, contenant 2 à 3 ovules, rarement 4. Le style, long de 2 à 3 mm, porte un stigmate plat, glabre et adhésif. La floraison peut durer jusqu'à 50 jours sous des conditions favorables, mais ne dépasse souvent que 20 jours en cas de conditions défavorables (Singh & Saxena, 1999).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **1.3.2.7. Gousses**

Le pois chiche produit des gousses gonflées dont le nombre peut varier de quelques-unes à plus de 300 par plante. Leur longueur oscille entre 15 et 30 mm. Leur forme peut être rhomboïde, oblongue ou ovale. Une gousse peut contenir une à trois graines (Singh & Saxena, 1999).

### **1.3.2.8. Les graines**

La graine de pois chiche se caractérise par un bec souvent anguleux et fortement ridé. Elle peut être ronde, semblable à celle du pois, ou présenter des formes intermédiaires. Trois morphotypes sont généralement reconnus : anguleuse (forme à bec ou tête de bélier), hibou (forme à tête de hibou) et pois (forme ronde). Trois types de surface du tégument sont distingués : ridée ou rugueuse (type *desi*), lisse à légèrement ridée (type *kabuli*) et tuberculée avec de petites projections (forme rare). Les dimensions des graines varient de 4 à 12 mm de longueur et de 3 à 8 mm de largeur. Le poids des graines de pois chiche, plus précisément le poids de 100 graines, varie généralement entre 18,9 g et 31 g (Singh & Saxena, 1999).

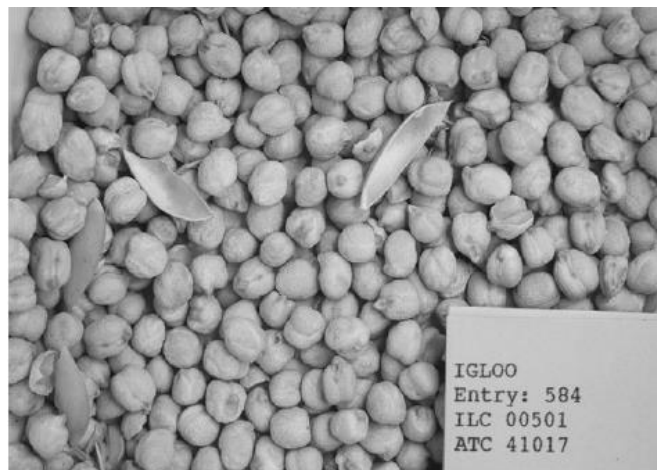
### **1.3.3. Types de pois chiche**

Il existe deux principaux types de pois chiche cultivés, le type *Kabuli*, également appelé « macrosperma », et le type *Desi*, ou « microsperma » (Singh, 1987 ; Toker, 2014) .

La distinction repose sur la taille et la coloration des graines, des fleurs et des plantes. Des différences notables existent dans l'épaisseur du tégument externe des graines entre les types *Desi* et *Kabuli*, ce dernier présentant une couche lipidique nettement plus fine (Wood et al., 2011).

#### **1.3.3.1. Le type *Kabuli***

Principalement cultivé et consommé dans le bassin méditerranéen, ce type, aussi appelé *Garbanzo*, se caractérise par un feuillage vert clair à vert foncé et une floraison blanchâtre. Il adopte un port érigé ou semi-érigé.. La hauteur des plants varie généralement entre 30 et 90 cm. Les graines, claires, possèdent un tégument mince. (figure 3) Le type *Kabuli* se divise en deux sous-groupes : le gros *Kabuli*, avec des graines d'un diamètre de 8 à 9 mm et un poids de mille graines entre 410 et 490 g, et le petit *Kabuli*, caractérisé par des graines plus régulières d'environ 7 mm de diamètre et un poids de mille graines d'environ 265 g (Van Der Maesen, 1972 ; AAC, 2004).



**Figure 3 :** Graine de type *Kabuli*, variété « ATC # 41017 », originaire de Turquie (Redden and Berger, 2007).

### 1.3.3.2. Le type *Desi*

Représentant environ 85 % de la production mondiale, le type *Desi* est très consommé en Inde. Il est cultivé en Éthiopie, en Iran, au Canada, au Mexique et en Australie (Fabre, 2008). Il se distingue par un feuillage allant du vert violacé au glauque et une floraison violacée. Ses graines, de couleur sombre (marron clair à noire), présentent une forme irrégulière, une surface ridée, et sont plus petites (Figure 4) (Benmbarek, 2011). La plante adopte un port retombant, avec un aspect touffu. Le poids de mille graines varie de 100 à 130 g (AAC, 2004 ; Benmbarek, 2011). Le type *Desi* se caractérise par une teneur plus élevée en fibres, mais inférieure en amidon et en matières grasses (Gil et al., 1996).

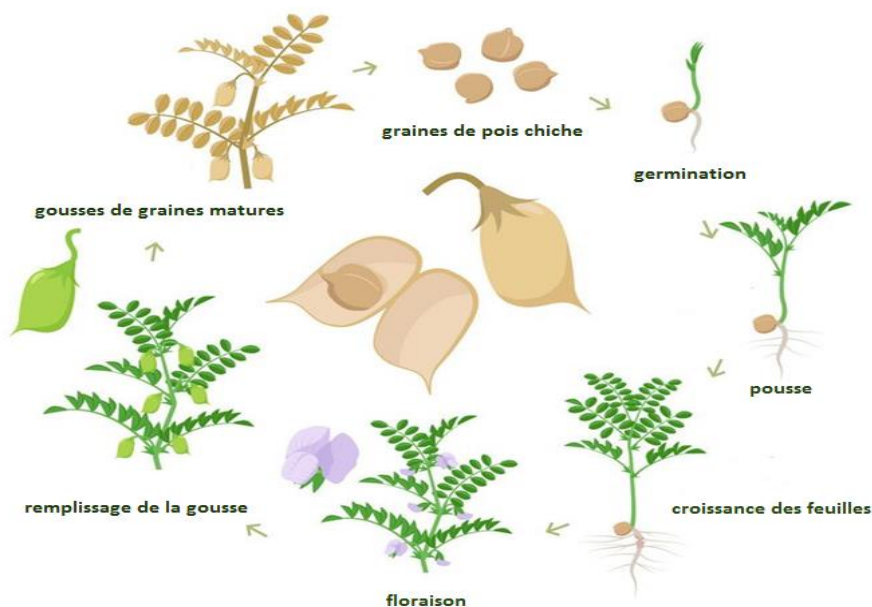


**Figure 4 :** Graine de l'accession variété « ATFCC » du pois chiche *desi* CA0805 originaire de l'Inde (Redden and Berger, 2007).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

### 1.4 Cycle de culture et importance édapho-climatiques

Le cycle de culture du pois chiche dure entre 90 et 120 jours (figure 05), selon les variétés et les conditions climatiques. Il est influencé par des facteurs édapho-climatiques optimaux, tels que des sols bien drainés et secs, ainsi qu'une exposition ensoleillée. La floraison survient plus précocement sous des températures élevées et des photopériodes longues, tandis que seulement 20 à 50 % des fleurs donnent effectivement des gousses. Par ailleurs, les températures plus fraîches retardent la maturation, allongeant ainsi la durée du cycle de culture, alors que des périodes de croissance prolongées favorisent une productivité accrue.



**Figure 5** : Stades de croissance du pois chiche (inconnu, 2025).

### 1.5. Exigences écologiques du pois chiche

#### 1.5.1. Exigences climatiques

##### 1.5.1.1. Température

Le pois chiche est particulièrement sensible aux conditions climatiques (Chaux & Foury, 1994), notamment à la température qui influence directement ses phases végétative et reproductive (Summerfield et al. 1979). La germination optimale des graines a lieu entre 28 et 33 °C, bien qu'elle soit possible entre 10 et 45 °C (Singh & Diwakar, 1995 ; Covelle et al., 1986). Pour le pois chiche d'hiver, les températures diurnes idéales varient entre 18 et 29 °C, avec des températures nocturnes avoisinant 20 °C (Girard, 1985 ; Verret, 1982). Des températures supérieures à 32 °C accélèrent la maturation, réduisant ainsi le rendement et la taille des graines (Nielson, 2001 ; Lopez-Bellido et al., 2004).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **1.5.1.2. Pluviométrie**

Le pois chiche n'est pas très exigeant en eau. Ses besoins hydriques sont modérés, limités entre 110 et 240 mm par an, permettant des rendements de 9 à 30 qx/ha (Singh & Bushan, 1979). Toutefois, la culture reste sensible au déficit hydrique, surtout pendant la floraison, ce qui peut entraîner un avortement des fleurs et une réduction du nombre de gousses et du poids des grains, ainsi qu'une augmentation des gousses vides (Girard, 1985 ; Wery, 1986). Le pois chiche est principalement cultivé en culture pluviale : en hiver dans les climats subtropicaux, et au printemps dans les climats tempérés et méditerranéens. En Algérie, seule la culture de printemps est pratiquée, car la culture d'hiver coïncide avec les fortes attaques d'anthracnose, ce qui a conduit les agriculteurs à l'abandonner.

### **1.5.1.3. Lumière**

L'intensité lumineuse et la durée d'éclairement jouent un rôle essentiel dans la nodulation et la fixation symbiotique de l'azote (Lie, 1971). Bien qu'il soit considéré comme une plante de jours longs, le pois chiche peut fleurir sous diverses photopériodes (Smithson et al., 1985 ; Summerfield et al., 1979).

### **1.5.2. Exigences édaphiques et nutritionnelles**

Le pois chiche s'adapte à une grande variété de sols (Bejija & Van der Maesen, 2006), mais préfère ceux qui sont meubles, profonds, légèrement argileux ou limoneux, offrant une bonne capacité de rétention en eau et une teneur suffisante en sels solubles (Singh & Diwakar, 1995 ; Moolani & Chandra, 1970 ; Saxena, 1987). Les sols mal drainés, très calcaires ou salins sont à éviter car ils favorisent les maladies cryptogamiques, altèrent la qualité des graines ou inhibent la croissance de la plante (Plancquaert & Wery, 1991 ; Bejija & Van der Maesen, 2006).

Le pH optimal du sol pour une absorption efficace des éléments nutritifs se situe entre 5,7 et 9 (Singh & Diwakar, 1995). En termes de fertilisation, les apports recommandés sont de 20 à 30 kg/ha d'azote et de 40 à 60 kg/ha de phosphore. En cas de carence potassique, une dose de 17 à 25 kg/ha est conseillée. Parmi les oligoéléments essentiels au bon développement du pois chiche figurent le soufre (S), le zinc (Zn), le fer (Fe), le bore (B) et le molybdène (Mo) (Gaur et al., 2010).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

### 1.6 Importance et production de pois chiche dans le monde

La production mondiale de pois chiche est significative, avec l'Inde en tête, suivie par la Turquie et l'Australie. En 2021, la production mondiale était estimée à environ 14 millions de tonnes (Tableau 02).

**Tableau 2 :** Principaux pays producteurs de pois chiches dans le monde (2020-2023). Données moyennes 2020-2023 (FAO, 2025).

Pays	Type	Production (t)	Importation (t)	Exportation (t)	Caractéristiques principales	Enjeux contemporains
Inde	Desi	542 165 000	ND	60% marché mondial	Leader historique	Stress hydrique
Iran	Kabuli	67 771 000	-	19 000	Croissance +487% depuis 2019	Impact des sanctions
Australie	Desi	474 517	-	307 000	Qualité premium	Logistique coûteuse
Canada	Kabuli	165 222	133 000	180 000	Innovation variétale	Variabilité climatique
Turquie	Kabuli	13 758 000	50 000	310 000	Hub régional	Conflits douaniers

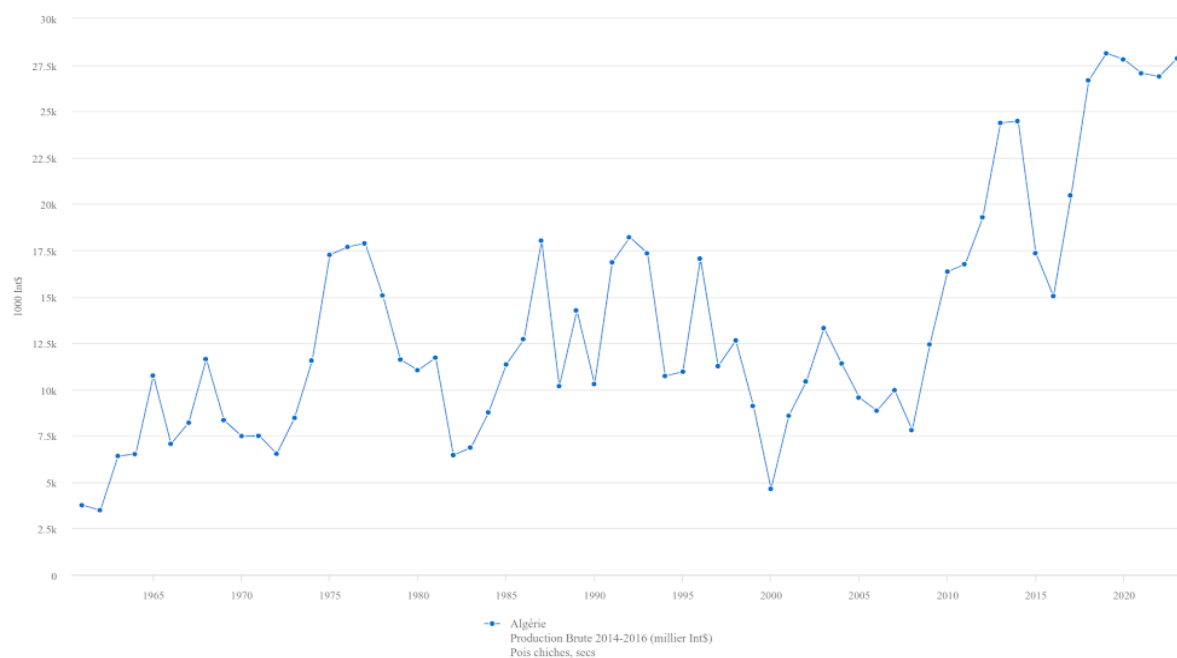
### 1.7 importance et production de pois chiche en Algérie

En Algérie, la culture du pois chiche occupe une place importante dans les systèmes agricoles traditionnels. Selon les données de l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC, 2018), la superficie moyenne consacrée à cette culture est d'environ 27 000 hectares, avec une production nationale qui oscille entre 17 800 et 35 000 tonnes par an. Cependant, les rendements restent relativement faibles, ne dépassant guère les 9,8 quintaux par hectare, bien en deçà du potentiel de cette culture et des besoins de la population (figure 06).

La culture du pois chiche est principalement pratiquée dans les zones semi-arides du nord du pays, notamment dans les régions de Tlemcen, Sidi Bel Abbès, Tiaret, Médéa, Sétif, Constantine et Guelma. Les sols de ces régions sont généralement de type argilo-calcaire à pH neutre à légèrement alcalin, ce qui convient bien à cette culture (Maatougui, 1996).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Deux types de pois chiche sont cultivés en Algérie : le type "Kabuli" à gros grains de couleur claire, principalement destiné à la consommation humaine, et le type "Desi" à petits grains de couleur foncée, moins répandu. Les variétés les plus cultivées sont ILC 3279, FLIP 84-92C et FLIP 90-13C, qui ont été introduites par le Centre International de Recherche Agricole dans les Zones Arides (ICARDA) et adaptées aux conditions locales (Labdi, 2015).



**Figure 6 :** Évolution des superficies et des productions du pois chiche en Algérie de 1962 à 2024 (FAOSTAT 2025).

### 1.8. Principales variétés de pois chiche cultivées en Algérie

Dans le cas des variétés de pois chiche, le choix doit être orienté selon l'adaptation aux conditions agro-écologiques, la qualité culinaire recherchée et le potentiel productif de la variété. Le tableau 03 présente quelques caractéristiques des variétés cultivées en Algérie (ITGC, 2018).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

**Tableau 3 :** Caractéristiques des principales variétés de pois chiche cultivées en Algérie (ITGC, 2018).

	Variétés	Type	Caractéristiques
Variétés locales	Ain Temouchent Sebdou Rabat 9	Kabuli	Port étalé, semi-précoce, sensible à l'anthracnose et au flétrissement, faible productivité, à semer au printemps. Bonne valeur culinaire.
Variétés en multiplication	Chetoui 1 (ILC 32 79)	Gulabi	Port très érigé, hauteur élevée, tardive, tolérante à l'anthracnose, sensible au flétrissement, bonne productivité, à semer en hiver. Valeur culinaire assez bonne.
	Beni Chograne (Flip 84-92c) Seraidi (Flip 90-13 C)	Kabuli	Port semi-érigé, semi-tardive, tolérante à l'anthracnose, à semer en hiver.
	Oued Rhumel (Ghab 04), Ain Zada (Ghab 05)	kabuli	
<b>Variétés nouvellement introduites</b>	Souagui, Makerra, Béni Aziz, Béni Hamiden, El Ogbane, Tafna, Tikjda		

### 1.9. Principales maladies et ravageurs du pois chiche dans le monde

Le pois chiche (*Cicer arietinum* L.) est touché par plusieurs maladies et ravageurs d'importance mondiale, ce qui compromet sérieusement sa production. Parmi les maladies fongiques les plus courantes, on trouve la fusariose vasculaire (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*), l'anthracnose (*Ascochyta rabiei*) et la pourriture des racines (*Rhizoctonia solani*) (Tableau 04) (Nene & Reddy, 1987 ; Pande et al., 2005). Ces champignons pathogènes entraînent des symptômes tels que le flétrissement des plantes, l'apparition de taches sur les feuilles, ainsi que la nécrose des racines. Concernant les ravageurs, les plus dévastateurs sont les bruches du genre *Callosobruchus*, en particulier *C. chinensis*, qui causent des dommages après la récolte, et les pucerons (*Aphis craccivora*), qui transmettent des maladies virales ou bactériens (Tableau 05 et 06) (Strange & Scott, 2005). Ces agents biologiques représentent un important obstacle pour la culture du pois chiche, notamment dans les régions à climat méditerranéen et semi-aride.

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

**Tableau 4 :** Principales maladies fongiques du pois chiche dans le monde.

MALADIE	AGENT PATHOGÈNE	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE	IMPORTANCE	RÉFÉRENCE
BRÛLURE À PHOMA	<i>Phoma medicaginis</i> Mablbr. & Roum.	Australie, Inde, Bangladesh, États-Unis	Mineure	Boerema et al., 2004
BRÛLURE À ALTERNARIA	<i>Alternaria alternata</i> (Fr.) Keissl.	Bangladesh, Hongrie, Inde, Népal, Sri Lanka	Mineure	Nene et al., 1991
BRÛLURE À STEMPHYLIUM	<i>Stemphylium sarciniforme</i> (Cav.) Wilts	Bangladesh, Inde, Iran, Syrie	Mineure	Nene et al., 1991
OÏDIUM	<i>Leveillula taurica</i> (Lev.) Arn.	Éthiopie, Inde, Mexique, Soudan	Mineure	-
ANTHRACNOSE DE LA TIGE	<i>Colletotrichum dematium</i> (Pers. ex Fr.) Grove	Inde	Mineure	Nene et al., 1991
POURRITURE NOIRE DES RACINES	<i>Fusarium solani</i> (Mart.) Sacc.	Bangladesh, Inde, Espagne	Mineure	Nene et al., 1991
POURRITURE HUMIDE DES RACINES	<i>Rhizoctonia solani</i> Kühn	Répandue	Mineure	Nene, 1979
POURRITURE DES RACINES À PHYTOPHTHORA	<i>Phytophthora medicaginis</i> Hansen & Maxwell	Australie	Majeure	Irwin et Dale, 1982
POURRITURE NOIRE DES RACINES	<i>Thielaviopsis basicola</i> (Berk. & Br.) Ferr.	États-Unis	Mineure	Bowden et al., 1985
FLÉTRISSEMENT À VERTICILLIUM	<i>Verticillium albo-atrum</i> Reinke & Berth., <i>V. dahliae</i> Kleb.	Inde, États-Unis	Mineure	Nene et al., 1991
BRÛLURE À SCOCHYTA	<i>Ascochyta rabiei</i>	37 pays et régions couvrant l'Asie, l'Afrique, l'Europe, les Amériques et l'Océanie, incluant notamment l'Inde, la Chine, la France, les États-Unis, l'Iran, l'Algérie et l'Australie.	Majeure	Yadav et al., 2007
FLÉTRISSEMENT À FUSARIUM	<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>ciceris</i> (Padwick) Synd. & Hans	Présente dans 32 pays sur six continents	Majeure	Yadav et al., 2007
POURRITURE SÈCHE DES RACINES	<i>Macrophomina phaseolina</i> (Maub.) Ashby	Australie, Éthiopie, Iran, Pakistan, Bangladesh, Népal, Inde et plusieurs autres pays		Yadav et al., 2007

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

SUITE TABLEAU 4 : PRINCIPALES MALADIES FONGIQUES DU POIS CHICHE DANS LE MONDE.

POURRITURE DE LA TIGE À SCLEROTINIA	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> (Lib.) de Bary	Australie, Bangladesh, Chili, Inde, Iran, Maroc, Népal, Pakistan, Syrie, USA, Tunisie, États du nord-ouest de l'Inde	Majeure	Yadav et al., 2007
ROUILLE	<i>Uromyces ciceris-arietini</i> (Grogon) Jacz. & Boyer	Toutes les régions cultivant le pois chiche. Présente en Méditerranée, Europe du Sud-Est, Asie du Sud, Afrique de l'Est, Mexique. Épidémies graves en Inde, Mexique central et Italie	Majeure	Yadav et al., 2007

**Tableau 5** : Principales maladies virales affectant le pois chiche dans le monde.

MALADIE	VIRUS CAUSAL	RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE	IMPORTANCE	RÉFÉRENCE
RABOUGRISSEMENT	Virus de l'enroulement foliaire du pois	Répandue, notamment en Iran, Inde, Pakistan	Importante dans ces pays	Nene et al., 1991
FEUILLES ÉTROITES	Virus de la mosaïque jaune du haricot ( <i>potyvirus</i> )	Australie, USA, Iran, Inde	Localement importante, surtout en Iran	Thomas et al., 2004
MOSAÏQUE JAUNE	<i>Beet western yellows luteovirus</i>	Australie, Inde, Espagne, Syrie, USA	Mineure, localement importante	Nene et al., 1991; Makkouk et al., 2003
MOSAÏQUE, NÉCROSE DES BOURGEONS, FLÉTRISSEMENT	Virus de la mosaïque de la luzerne	Répandue, localement importante en Australie, Iran	Mineure	Thomas et al., 2004
MOSAÏQUE DU CONCOMBRE	Virus de la mosaïque du concombre ( <i>cucumovirus</i> )	Répandue, localement importante en Iran	Mineure	Nene et al., 1991
MOSAÏQUE À ÉNATIONS	Virus de la mosaïque à énations du pois	USA, Italie	Mineure	Makkouk et al., 2003
JAUNISSEMENT NÉCROTIQUE	<i>Lettuce necrotic yellow rhabdovirus</i>	Australie (nord de la Nouvelle-Galles du Sud et sud du Queensland)	Importante dans ces régions	Behncken, 1983
FLÉTRISSEMENT TACHETÉ DE LA TOMATE	Virus du flétrissement tacheté de la tomate	Australie	Mineure	Thomas et al., 2004

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

SUIVE TABLEAU 5 : PRINCIPALES MALADIES VIRALES AFFECTANT LE POIS CHICHE DANS LE MONDE.				
MOSAÏQUE TRANSMISE PAR SEMENCES DU POIS	Virus de la mosaïque transmise par semences du pois	Australie	Mineure	Thomas et al., 2004
ENROULEMENT FOLIAIRE DU HARICOT	Virus de l'enroulement foliaire du haricot	Australie	Mineure	Makkouk et al., 2003; Thomas et al., 2004
RABOUGRISSEMENT DU TRÈFLE SOUTERRAIN	Virus du rabougrissement du trèfle souterrain	Australie	Mineure	Thomas et al., 2004
FEUILLES ROUGES DU TRÈFLE SOUTERRAIN	Virus des feuilles rouges du trèfle souterrain	Australie	Mineure	Thomas et al., 2004

**Tableau 6 :** Principales maladies bactériennes affectant le pois chiche dans le monde (Nene et al. 1996; Schroeder, 2011).

SYMPTÔMES	AGENT CAUSAL	DISTRIBUTION	IMPORTANCE
BRÛLURE BACTÉRIENNE ET FONTE DE SEMIS	<i>Xanthomonas campestris</i> pv. <i>cassiae</i> (Kulkarni, Patel & Dhande) Dye	Inde	Mineure
CHANCRE BACTÉRIEN DE LA TIGE, TACHES FOLIAIRES, DÉPÉRISSEMENT	<i>Pseudomonas andropogonis</i> (Smith) Stapp	Australie, Italie, signalée aux USA	Mineure
GRAINES ROSES	<i>Erwinia rhapontici</i>	Canada	Faible incidence

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **1.10. Principales maladies et ravageurs de pois chiche en Algérie**

Malgré son importance, la production du pois chiche en Algérie reste limitée par plusieurs contraintes biotiques et abiotiques. Parmi les contraintes abiotiques, on peut citer la sécheresse, les températures extrêmes et la salinité des sols. Ces facteurs affectent significativement la croissance et le développement des plantes, ainsi que leur rendement (Zeghouane, 2015).

Quant aux contraintes biotiques, elles sont principalement représentées par les maladies fongiques (Tableau 04), notamment l'anthracnose causée par *Ascochyta rabiei* et la fusariose vasculaire causée par *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. Une autre espèce de *Fusarium* semble s'installer durablement au niveau du nord-ouest algérien, en l'occurrence, *Fusarium redolens* (Zaim et Bekkar, 2022 ; Sekkal et al. 2025), ce champignon provoque un jaunissement et un dessèchement des plantes de pois chiche. Certaines maladies peuvent entraîner des pertes de rendement considérables, pouvant atteindre 10 à 90% selon les conditions environnementales et la virulence des souches pathogènes (Bouznad et al., 2012).

Les ravageurs, tels que la mineuse du pois chiche et le ver de la capsule, ainsi que les mauvaises herbes, constituent également des contraintes majeures pour cette culture. La compétition avec les mauvaises herbes peut réduire les rendements de 30 à 50% en l'absence de désherbage adéquat (ITGC, 2018).

### Chapitre II: *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*

La fusariose représente l'une des principales maladies affectant la culture du pois chiche à l'échelle mondiale. Initialement signalée en Inde par Butler en 1918, son agent causal n'a été identifié de manière précise qu'en 1940 par Padwick. À ce jour, cette pathologie est largement répandue dans la majorité des zones de production du pois chiche en Asie, en Afrique, en Europe méridionale et en Amérique, bien qu'aucun cas n'ait encore été rapporté en Australie (Cunnington et al., 2007). Le flétrissement fusarien constitue un facteur limitant majeur de la culture du pois chiche, notamment dans le bassin méditerranéen, le sous-continent indien et la région californienne (Haware, 1990 ; Jalali & Chand, 1992 ; Nene & Reddy, 1987 ; Trapero-Casas & Jiménez-Díaz, 1985 ; Westerlund et al., 1974).

Cette maladie engendre une baisse significative de la production, en réduisant à la fois le rendement et le poids des graines (Haware & Nene, 1980 ; Navas-Cortés et al., 2000b). Les pertes de rendement annuelles attribuées à la fusariose sont estimées à environ 10 à 15 % en Inde et en Espagne (Singh & Dahiya, 1973 ; Trapero-Casas & Jiménez-Díaz, 1985), et atteignent 40 % en Tunisie (Bousslama, 1980). En cas d'épidémies sévères, des pertes pouvant aller jusqu'à 70 % voire la perte totale de la culture ont été observées (Halila & Strange, 1996).

#### 2.1. Taxonomie et caractéristiques morphologiques

*Fusarium oxysporum* est subdivisé en plus de 120 formae speciales, chacune étant spécifique à une plante hôte particulière. L'agent causal de la fusariose du pois chiche est désigné sous le nom de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* Schlechtend: Fr. f. sp. *ciceris* (Padwick) T. Matuo & K. Satô (Haware, 1990). Selon la classification révisée de Kirk et al. (2008), cette forme spéciale est classée comme suit :

- **Division** : Ascomycota ;
- **Classe** : Ascomycetes ;
- **Ordre** : Hypocreales ;
- **Famille** : Nectriaceae ;
- **Genre** : *Fusarium* ;
- **Espèce** : *oxysporum* ;
- **Forme spéciale** : *ciceris* (Gordon, 2017).

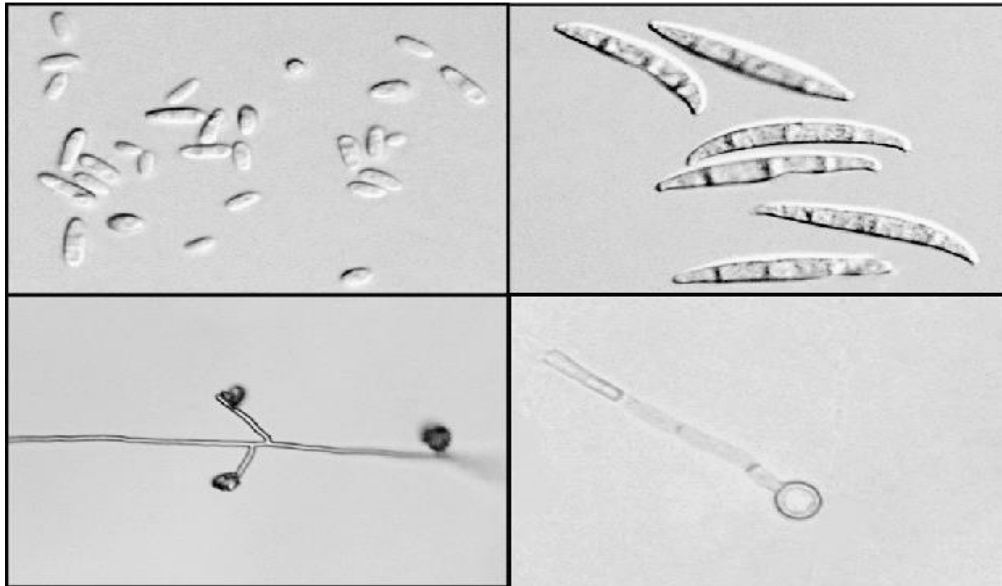
## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Sur milieu PDA (Potato Dextrose Agar), le mycélium aérien est initialement blanc et de texture cotonneuse, pouvant ensuite devenir crème, saumon ou rester blanc sous lumière UV proche (Jiménez-Díaz et al., 2011). Cette forme spéciale produit trois types de spores : les chlamydospores, les macroconidies et les microconidies. Ces dernières, de dimensions  $2,5\text{--}4,5\ \mu\text{m} \times 5\text{--}11\ \mu\text{m}$ , peuvent présenter une forme cylindrique, elliptique, incurvée ou droite. Les macroconidies, plus rares, mesurent  $3,5\text{--}4,5\ \mu\text{m} \times 25\text{--}65\ \mu\text{m}$  et sont généralement composées de trois à cinq cloisons (structures septées) de forme fusiforme. Quant aux chlamydospores, elles présentent des parois lisses ou rugueuses, et se forment isolément, en paires ou en chaînes dans les tissus infectés de pois chiche, généralement dans des cultures âgées de 15 jours (Jiménez-Díaz et al., 2011). Le mycélium est constitué d'hyphes septés et ramifiés. (figure 07).

La croissance du champignon est possible dans un intervalle de pH de 4 à 9,4 et à des températures comprises entre 7 et 35 °C. Les conditions optimales pour le développement mycélien varient selon les isolats, mais se situent généralement entre 25 et 27 °C pour la température, et pH 5,1 à 5,9 pour l'acidité du milieu. En revanche, la sporulation est favorisée dans une plage de pH légèrement plus élevée, soit entre 7,1 et 7,9 (Jendoubi et al., 2017).

Ce champignon présente une variabilité pathogénique au sein de ses populations, ce qui conduit à des races distinctes (biotypes qui provoquent des maladies chez les cultivars hôtes possédant des gènes de résistance spécifiques) et à des pathotypes (biotypes qui induisent un syndrome pathologique particulier chez la plante hôte).

À ce jour, huit races de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* (Foc) ont été identifiées : 0, 1A, 1B/C, 2, 3, 4, 5 et 6 (Jiménez-Díaz et al., 2015 ; Berrada et al., 2007 ; Chand et al., 2009). Il existe en revanche deux pathotypes : le pathotype « jaunissement » et le pathotype « flétrissement ». D'après Ahmad et al. (2016) et Maurya et al. (2020), les races 0 et 1B/C appartiennent au pathotype « jaunissement », tandis que les races 1A, 2, 3, 5 et 6 sont associées au pathotype « flétrissement ».



**Figure 7 :** Caractéristiques morphologiques de *Fusarium oxysporum*. (A) Microconidies ovales à réniformes ; (B) macroconidies en forme de faucille ; (C) microconidies produites en fausses têtes sur des monophialides courtes ; et (D) une seule chlamyospore terminale. (Gerda Fourie, 2011).

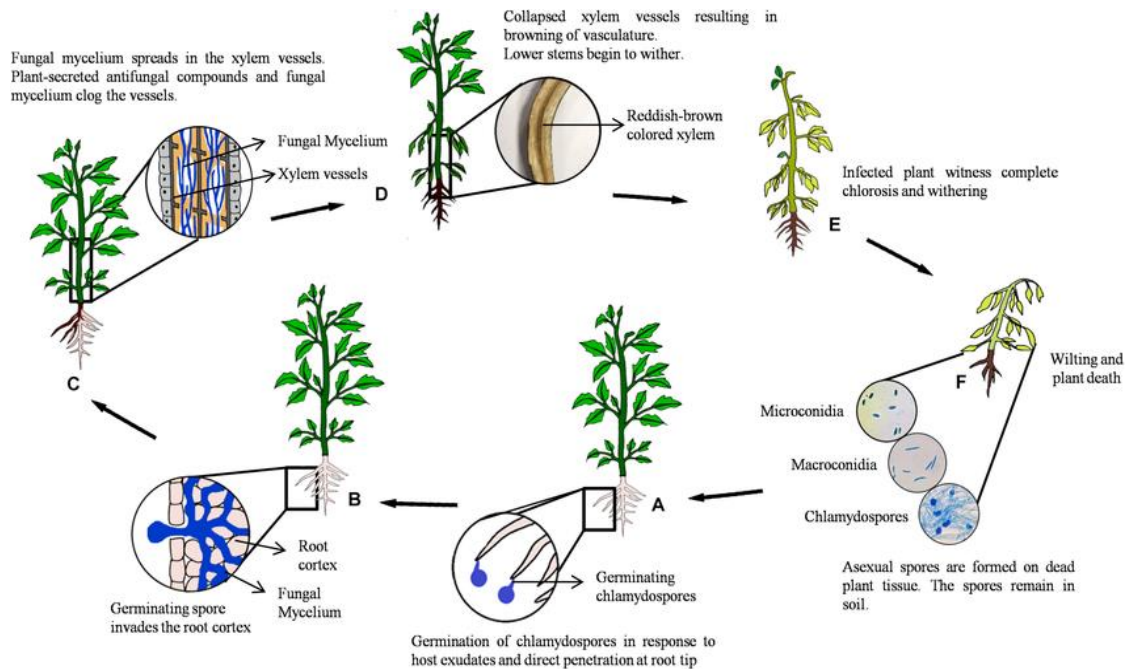
### 2.2. Cycle de vie et épidémiologie

FOC est un champignon tellurique à reproduction asexuée. Il persiste dans le sol sous forme de chlamydospores, qui peuvent survivre plus de six ans (Haware et al., 1996). La croissance mycélienne est optimale entre 25 et 27,5 °C et à un pH de 5,1 à 5,9, tandis que la sporulation atteint son maximum entre 7,1 et 7,9 (Duro Almazan, 2000). A égale température, les pathotypes jaunissants présentent une croissance plus rapide que les pathotypes flétrissants.

Le champignon se transmet par les semences infectées et les débris végétaux, facilitant sa dispersion à longue et courte distances (Haware et al., 1978 ; Pande et al., 2007). Les exsudats racinaires stimulent la germination des chlamydospores ce qui entraîne leur pénétration dans la plante. Le champignon atteint le cylindre central racinaire, colonise le xylème, et se propage par voie vasculaire (Jiménez-Díaz et al., 1989a ; Stevenson et al., 1997) (figure 08).

La colonisation systémique précède l'apparition des symptômes, généralement 10 à 20 jours après l'infection (Jiménez-Fernandez et al., 2013). Le degré de développement dépend de la compatibilité race/génotype. Des chlamydospores abondantes se forment ensuite dans les tissus infectés (figure 08).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE



**Figure 8 :** Cycle de la maladie de *Fusarium oxysporum*. (A) La sécrétion d'exsudats racinaires par la plante hôte déclenche la germination des spores et le développement de l'hyphe d'infection, ce qui favorise la pénétration de l'épiderme de la racine au niveau de la pointe. (B) L'hyphe progresse de manière intercellulaire via les cellules corticales de la racine jusqu'à ce qu'il pénètre dans le tissu du xylème, les cellules parenchymateuses et les vaisseaux, (C) L'agent pathogène colonise les vaisseaux vasculaires, ce qui provoque une obstruction et un brunissement en raison d'une croissance mycélienne excessive. (D) Le stade initial de l'infection présente des symptômes à la base de la tige et progresse lentement vers le haut, déclenchant le flétrissement des jeunes feuilles. (E) On observe un jaunissement marginal ou une chlorose complète des feuilles matures. (F) La progression de la maladie entraîne le flétrissement et la mort de la plante hôte. Les spores fongiques (microconidies, macroconidies et chlamydospores) se forment sur les tissus végétaux morts et restent dispersées dans le sol. (Jangir et al., 2021).

### 2.3. Symptômes et dégâts sur le pois chiche

Les symptômes du flétrissement fusarien peuvent apparaître à tout stade de développement de la plante et affecter de manière localisée ou diffuse les champs cultivés (Haware, 1990 ; Nene et Reddy, 1987 ; Trapero-Casas et Jiménez-Díaz, 1985). Chez les cultivars très sensibles, les symptômes peuvent se manifester dès 25 jours après le semis, désignés sous le terme de flétrissement précoce. Ce stade est caractérisé par une flaccidité foliaire suivie d'une décoloration vert terne, d'une dessiccation, puis d'un effondrement complet de la plante.

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Généralement, les symptômes deviennent perceptibles 6 à 8 semaines après le semis et peuvent survenir jusqu'au stade de développement des gousses, stade connu sous le nom de flétrissement tardif. Dans ce cas, le flétrissement commence par un affaissement des pétioles, du rachis et des folioles, suivi d'un jaunissement progressif puis de la nécrose du feuillage. Ce processus débute dans la partie supérieure de la plante et s'étend ensuite vers les parties inférieures. Parfois, seules certaines branches sont atteintes, provoquant un flétrissement partiel.

Les racines des plantes touchées ne présentent pas de symptômes externes évidents si elles sont extraites précocement. Toutefois, une coupe longitudinale ou transversale des racines ou de la tige révèle une décoloration brun foncé du xylème, signe distinctif de l'infection (figure 09). Sur le plan anatomique, des altérations structurales des tissus vasculaires sont observées, notamment la formation de cavités entre le phloème, le xylème, la moelle et le parenchyme cortical, accompagnée d'une prolifération cellulaire anormale au niveau du cambium vasculaire. Par ailleurs, des occlusions vasculaires et des gels denses, bien qu'en l'absence de tyloses, obstruent les vaisseaux du xylème, perturbant la circulation de l'eau et des nutriments et contribuant à l'expression des symptômes (Jiménez-Díaz et al., 1989a).



**Figure 9 :** Symptômes et dégâts sur le pois chiche (A) Plantes de pois chiches dévastées par le flétrissement causé par le Foc (B) section longitudinale d'une tige de plantes infectées par le Foc montrant le noircissement des tissus du xylème (C, D) tiges en coupe transversale après six semaines d'inoculation (i) lignée résistante à la race 5 du *Fusarium* (ii) lignée sensible à la race 5 du *Fusarium* (Sources : Gopalakrishnan, 2004 ; Caballo et al., 2019).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **2.4. Diagnostic de la maladie**

L'observation attentive des plantes déracinées, en recherchant l'absence de symptômes externes au niveau des racines mais la présence d'une décoloration brun foncé dans les tissus du xylème des racines et de la tige, permet d'orienter le diagnostic.

Cependant, il convient de rester vigilant lors de la confirmation par isolement en culture pure, car des souches endophytes non pathogènes de *F. oxysporum* sont souvent isolées, même à partir des tissus de la partie supérieure des tiges symptomatiques (Jiménez-Fernandez et al., 2011b ; Kaiser et al., 1993 ; Malcolm et al., 2013 ; Trapero-Casas et Jiménez-Díaz, 1985).

### **2.5. Méthodes de lutte contre la fusariose**

#### **2.5.1. Lutte culturale**

La gestion culturale repose sur plusieurs pratiques : l'utilisation de semences saines, le choix de parcelles non infestées, la rotation culturale, l'emploi de cultivars résistants, le traitement des semences avec des fongicides ou agents biologiques, et des pratiques culturales réduisant les risques d'infection (Haware et al., 1990 ; Jiménez-Díaz et Jiménez-Gasco, 2011).

La désinfection des résidus infectés par le feu (Bockus et al., 1983) ou au chalumeaux (Powelson et Rowe, 2008) peut réduire l'inoculum. La solarisation du sol sous film plastique augmente la température et affaiblit les chlamydozoaires (Katan, 1981 ; Arora et al., 1996 ; Freeman et Katan, 1988). L'ajout de matières organiques avant solarisation accentue cette efficacité (Blok et al., 2000 ; Kirkegaard, 2009).

Un semis précoce (fin d'automne) diminue la gravité de la maladie comparé à un semis de printemps (Trapero-Casas et Jiménez-Díaz, 1985 ; Navas-Cortés et al., 2000b).

#### **2.5.2. Lutte biologique**

L'amendement du sol avec des matières riches en azote (fumier, farines animales ou végétales) produit des composés toxiques comme le  $\text{NH}_3$  ou  $\text{NO}_2\text{H}$ , inhibant le pathogène selon le pH du sol (Bailey et Lazarovits, 2003 ; Conn et al., 2005).

Des agents de biocontrôle comme *Trichoderma harzianum*, *Pseudomonas spp.* ou *Bacillus spp.* ont montré une efficacité variable selon les conditions, la densité d'inoculum et la race du pathogène (Hervas et al., 1997, 1998 ; Landa et al., 1997, 2001).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

### 2.5.3. Lutte génétique

L'utilisation de cultivars résistants constitue la méthode la plus efficace et durable. La résistance est contrôlée par un ou plusieurs gènes selon la race de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* (Sharma et Muehlbauer, 2007 ; Singh et al., 1987a, 1987b). Des études ont mis en évidence une résistance liée à trois gènes indépendants (h1, h2, H3) pour la race 1A, et un seul gène récessif pour la race 2 (Upadhyaya et al., 1983a, 1983b ; Sharma et al., 2005).

### 2.5.4. Lutte chimique

Dans le cadre de la lutte contre le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*, plusieurs matières actives fongicides ont été évaluées pour leur efficacité, tant *in vitro* qu'en conditions de culture.

#### 2.5.4.1. Fongicides systémiques

Les fongicides systémiques pénètrent dans les tissus végétaux et sont transportés à travers la plante, offrant une protection interne prolongée. Plusieurs molécules systémiques ont démontré une efficacité significative.

- **Carbendazime** : cette matière active a montré une inhibition *in vitro* de 100 % et permet de réduire l'incidence de la maladie à 6–10 % en conditions de culture, indiquant une excellente efficacité en traitement de semences et en pulvérisation foliaire (Patra & Biswas, 2020 ; Mahajan et al., 2021 ; Mengist et al., 2021 ; Ravichandran & Hegde, 2020 ; Jamwal et al., 2022 ; Haseeb et al., 2021).
- **Benomyl** : également un fongicide systémique, il a entraîné une inhibition complète du pathogène *in vitro*, avec environ 12 % de plantes malades observées en culture (Haseeb et al., 2021).
- **Tébuconazole** : un fongicide translaminaire, bien que très efficace *in vitro*, avec une inhibition complète, l'efficacité de cette substance en conditions de terrain reste à valider (Patra et Biswas, 2020 ; Ravichandran et Hegde, 2020).

**Carboxine** : efficace contre le flétrissement fusarien, cette molécule est également compatible avec les agents biologiques comme *Trichoderma*, ce qui en fait un bon candidat pour des stratégies de lutte intégrée (Hossain et al., 2021 ; Jamwal et al., 2022).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

### 2.5.4.2. Fongicides de contact

Les fongicides de contact agissent uniquement sur la surface des plantes traitées, sans pénétration systémique.

**Thirame** : cette matière active de contact a montré une inhibition variant entre 88 et 100 % *in vitro* et a permis de limiter l'incidence de la maladie à 10 %. Sa compatibilité avec *Trichoderma* en fait une option intéressante dans un cadre de bioprotection intégrée (Mohamed et al., 2021 ; Mahajan et al., 2021 ; Mengist et al., 2021 ; Jamwal et al., 2022 ; Haseeb et al., 2021 ; Hossain et al., 2021 ; Yadav et al., 2021).

### 2.5.4.3. Fongicides combinés (systémique + contact)

Certains produits associent des matières actives à action systémique et de contact, permettant ainsi une protection double.

**Carbendazime + Mancozèbe** : cette combinaison offre une double action, systémique et de contact. Bien qu'elle ait permis une inhibition complète *in vitro*, l'incidence de la maladie atteignait tout de même 14 % sur le terrain, suggérant une efficacité légèrement inférieure en pratique (Yadav et al., 2021 ; Patra & Biswas, 2020).

**Carboxine + Thirame** : cette association a présenté une efficacité modérée avec une inhibition de 60,31 %, mais elle reste compatible avec les agents de biocontrôle, ce qui renforce son intérêt pour les programmes intégrés (Dubey et al., 2015 ; Ravichandran & Hegde, 2020 ; Yadav et al., 2021).

### Chapitre III : Le genre *Trichoderma*

Les *Trichoderma* spp. sont des champignons cosmopolites, largement répartis dans divers écosystèmes à travers un large éventail de zones climatiques (Kubicek et al., 2008). Leur présence est influencée par des facteurs tels que le microclimat, la disponibilité en substrats et des interactions écologiques complexes (Hoyos-Carvajal & Bissett, 2011). Leur succès écologique est attribué à leur diversité métabolique, leur forte capacité de reproduction et leur compétitivité dans des environnements variés (Cardoso Lopes et al., 2012).

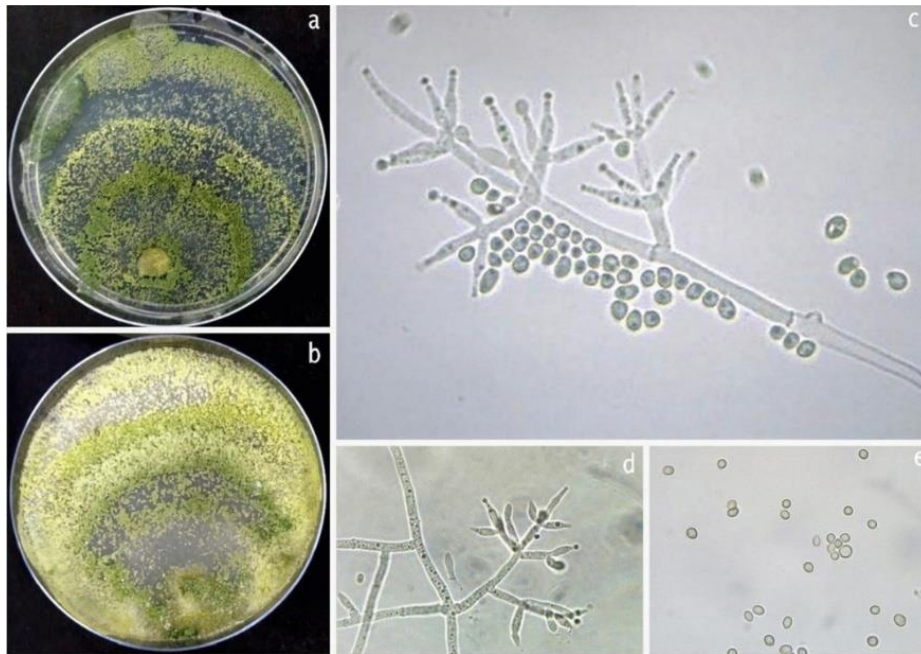
#### 3.1. Taxonomie et caractéristiques morphologiques

Le genre *Trichoderma* appartient au règne des Fungi, division des Ascomycota, classe des Sordariomycetes, ordre des Hypocreales et famille des Hypocreaceae (Persoon, 1794). Il regroupe plus de 250 espèces décrites, parmi lesquelles *T. harzianum*, *T. viride*, *T. asperellum*, *T. atroviride* et *T. virens* sont les plus largement utilisées en lutte biologique (Druzhinina et al., 2011).

Sur le plan morphologique, les espèces de *Trichoderma* présentent un mycélium hyalin, septé et très ramifié. Les conidiophores portent des phialides en forme de bouteille, générant des conidies unicellulaires de couleur verte à jaune-vert (figure 10). Sur milieu PDA, les colonies ont une croissance rapide, formant des touffes concentriques blanches devenant vertes à maturité avec la sporulation (Samuels, 1996).

Certaines espèces possèdent une forme sexuée (téleomorphe) rattachée au genre *Hypocrea*, caractérisée par la production de périthèces renfermant des ascospores (Druzhinina et al., 2011).

Le genre se distingue également par une grande plasticité écologique, reposant sur deux principaux modes trophiques : la saprotrophie (dégradation de matière organique morte) et la biotrophie (interaction avec des hôtes vivants), souvent combinés chez une même espèce (Gupta et al., 2014).



**Figure 10 :** *Trichoderma ghanense*. (a, b) Cultures at 27 °C, 7d (a. on PDA; b. on CMA); (c, d) Conidiophores and phialides; (e) Conidia (PDA, 2d) (Jambhulkar et al., 2024).

### 3.2. Environnements agroécologiques de *Trichoderma*

La diversité et l'abondance des communautés microbiennes dans les agroécosystèmes sont influencées par divers facteurs biotiques et abiotiques, tels que les espèces végétales, leur stade de développement, la composition microbienne du sol, les propriétés physico-chimiques du sol, les intrants agricoles (pesticides, engrais) ainsi que les conditions géographiques (Harman, 2006).

Les *Trichoderma* spp. sont parmi les champignons les plus fréquemment isolés des sols agricoles, en particulier dans la rhizosphère, une niche écologique riche en nutriments et en microorganismes cibles (Druzhinina et al., 2011).

Ces champignons ont démontré plusieurs effets bénéfiques sur les plantes cultivées : lutte biologique contre les pathogènes, induction de la résistance systémique, amélioration de l'absorption des nutriments, stimulation de la croissance, augmentation des rendements, et dégradation de composés xénobiotiques (Harman, 2006). À ce titre, ils sont largement étudiés et commercialisés comme biofongicides, biofertilisants et amendements du sol (Vinale et al., 2008).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

### 3.3. Niche écologique de *Trichoderma*

Les espèces du genre *Trichoderma* sont couramment retrouvées sur d'autres champignons, du bois mort, de l'écorce, ainsi que dans le sol et la rhizosphère. Ils ont été identifiés dans des environnements variés tels que les éponges marines (Paz et al., 2010; Gal-Hemed et al., 2011), les plantes herbacées (Jaklitsch, 2009), les graminées vivantes, et en tant qu'endophytes, (Samuels et al., 2006b; Zhang et al., 2007; Hanada et al., 2008; Mulaw et al., 2010), illustrant leur capacité à occuper une grande diversité de niches écologiques.

### 3.4. Interactions avec les plantes

#### 3.4.1. Endophytisme facultatif

La biotrophie endophytique, définie comme une interaction mutualiste se déroulant à l'intérieur des tissus végétaux, est un mode de vie fréquent chez les champignons. Toutefois, seules quelques espèces de *Trichoderma* ont été isolées en tant que véritables endophytes (Holmes et al., 2004 ; Bailey et al., 2006, 2009 ; Bae et al., 2009, 2011), et il reste incertain que certaines d'entre elles soient des endophytes obligatoires, c'est-à-dire dépendantes de cette association pour leur survie.

#### 3.4.2. Compétence rhizosphérique

Plusieurs espèces de *Trichoderma* ont été brevetées comme biofertilisants en raison de leur capacité à stimuler la croissance végétale et à renforcer les défenses des plantes, notamment en conditions de stress abiotique comme la sécheresse et la salinité (Gal-Hemed et al., 2011 ; Marzouk et Druzhinina, com. pers.). Cette efficacité est attribuée à leur aptitude à coloniser durablement la rhizosphère et à établir des interactions endophytiques (Druzhinina et al., 2011).

*Trichoderma* spp. induisent une résistance systémique chez les plantes via les voies hormonales du jasmonate et de l'éthylène (Yedidia et al., 1999 ; Segarra et al., 2007). Des études transcriptomiques et protéomiques révèlent que leur colonisation racinaire engendre des modifications systémiques dans l'expression génique, affectant notamment la réponse au stress, le métabolisme des glucides, la photosynthèse et la biosynthèse d'oxylipines (Vargas et al., 2009). De plus, certaines molécules produites (xylanases, pep-taibols, swollénines, cérato-platanines) sont perçues comme des MAMPs (Microbe-associated molecular pattern), déclenchant ainsi des réponses immunitaires (Druzhinina et al., 2011).

Les connaissances sur les interactions *in vivo* avec les racines restent limitées, du fait d'un échantillonnage restreint à quelques espèces modèles (Druzhinina et al., 2011). Enfin, dans la rhizosphère, *Trichoderma* adopte une double stratégie nutritionnelle : saprotrophe, en

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

dégradant les polysaccharides racinaires, et biotrophe, via des interactions potentielles avec les mycorhizes (Druzhinina et al., 2011).

### 3.4.3. *Trichoderma* contre les mycorhizes

La mycorhize joue un rôle essentiel dans la nutrition et la santé des plantes, la majorité des espèces végétales terrestres étant colonisées par des champignons mycorhiziens. Ces derniers établissent une symbiose mutualiste avec les racines, échangeant des nutriments organiques contre des minéraux du sol. Toutefois, il demeure crucial de déterminer si les interactions entre *Trichoderma* et les champignons mycorhiziens sont de nature synergique ou, au contraire, si certaines espèces de *Trichoderma* adoptent un comportement mycoparasitique à leur égard.

À ce jour, les interactions entre *Trichoderma* et les mycorhizes restent peu explorées, principalement en raison des défis techniques liés à la culture *in vitro* de champignons mycorhiziens, rendant leur étude expérimentale complexe (Gupta et al., 2014).

## 3.5. Promotion de la croissance des plantes

### 3.5.1. *Trichoderma* comme promoteur de croissance

#### 3.5.1.1. Spécificité végétale

La stimulation de la croissance végétale par *Trichoderma* a été observée dans une large diversité de groupes de plantes, incluant les cultures maraîchères, arables, ornementales et forestières. Les premières recherches se sont principalement focalisées sur les cultures maraîchères en serre, telles que le concombre, le haricot, l'aubergine, la laitue, le pois, le radis, le poivron et la tomate (Baker, 1988 ; Chang et al., 1986 ; Kleifeld et Chet, 1992 ; Lynch et al., 1991 ; Ousley et al., 1993, 1994a ; Paulitz et al., 1986). Les plantules traitées avec *Trichoderma* présentaient une croissance plus vigoureuse, un meilleur développement global et une teneur accrue en chlorophylle. Par ailleurs, un traitement de semences avec une formulation en poudre ( $10^9$  cfu/g) de l'isolat « 1.3.3 » de *Trichoderma*, appliqué à raison de 5 g/kg, a conduit à une amélioration significative de la germination (63 %) ainsi qu'à une augmentation de la longueur des racines (de 2,7 à 4,7 cm) et des pousses (de 3,2 à 4,75 cm) (Joshi et al., 2010).

#### 3.5.1.2. Spécificité des *Trichoderma*

Au sein d'une même espèce de *Trichoderma*, les isolats peuvent présenter des effets variables sur la croissance des plantes. Par exemple, différentes souches de *T. harzianum* et de *T. viride* ont montré des effets contrastés sur la croissance de diverses plantes hôtes (Ousley et al., 1993, 1994b). De même, l'évaluation de quatre souches de *T. longipile* sur des plantules de

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

laitue en conditions de serre a révélé une gamme de réponses : deux isolats ont significativement augmenté la surface foliaire et la biomasse des pousses et des racines, un a seulement amélioré la surface foliaire, tandis qu'un autre n'a eu aucun effet (Rabeendran et al., 2000).

### **3.5.1.3. Mélanges d'isolats / espèces**

L'utilisation de mélanges de différentes espèces de *Trichoderma* devient une pratique de plus en plus courante pour renforcer l'efficacité biologique des bio-inoculants. Par exemple, des expérimentations menées sur le pois chiche ont démontré qu'un mélange de souches contribue à une augmentation notable de la hauteur des plantes, du nombre de ramifications, ainsi que de l'absorption de nutriments essentiels tels que l'azote et le phosphore. Ces effets positifs ont été observés aussi bien en conditions contrôlées qu'en plein champ (Rudresh et al., 2005).

### **3.5.2. Facteurs influençant l'efficacité de la promotion de la croissance**

#### **3.5.2.1. Type de culture**

Les effets du traitement au *Trichoderma* sur la croissance des plantes varient selon les espèces végétales concernées. Ces variations peuvent aller de la stimulation à l'inhibition et résultent de la production différentielle de métabolites secondaires (Claydon et al., 1987).

#### **3.5.2.2. Conditions de culture**

Les effets bénéfiques du *Trichoderma* sont souvent plus marqués dans des conditions de croissance sous-optimales. Lorsque les plantes sont exposées à des stress tels qu'un déficit en lumière, en eau, en nutriments ou à des températures non idéales, l'impact positif des bio-inoculants fongiques sur la croissance est généralement renforcé. À l'inverse, sous conditions optimales, leur effet devient parfois négligeable.

#### **3.5.2.3. Forme de l'inoculum**

Des études ont montré que les formulations à base de tourbe sont généralement plus efficaces que les suspensions conidiennes ou les enrobages de semences. Baker et al. (1984) ont observé une amélioration significative de la croissance des pousses de radis avec un inoculum de tourbe. Kleifeld et Chet (1992) ont montré que la formulation tourbeuse de *T. harzianum* T203 favorisait la germination, la croissance des semis et le développement foliaire chez le poivron. Ce support agirait comme source nutritive, favorisant l'établissement du champignon.

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **3.5.2.4. Concentration de l'inoculum**

Le taux d'inoculation influence fortement l'effet du *Trichoderma* sur les plantes. Ousley et al. (1993) ont rapporté que l'effet promoteur ou inhibiteur de différentes souches sur la germination et la croissance de la laitue dépendait à la fois de la concentration en inoculum et de la durée de fermentation.

Plus récemment, Cubillos-Hinojosa et al. (2009) ont démontré qu'une concentration plus élevée de conidies de *T. harzianum* ( $10^8$  conidies/ml) induisait une germination accrue (93,3 % contre 53 % pour le témoin) et une meilleure croissance précoce chez le fruit de la passion jaune.

### **3.5.3. Mécanismes de promotion de la croissance**

La stimulation de la croissance inclue la synthèse de phytohormones (par le champignon ou par la plante en réponse à l'inoculation), la production de vitamines, l'amélioration de la solubilisation et de l'absorption des nutriments, la stimulation du développement racinaire, l'augmentation du métabolisme des glucides, de la photosynthèse et de la résistance aux stress abiotiques et biotiques (Baker, 1989 ; Chang et al., 1986 ; Harman, 2000, 2006 ; Inbar et al., 1994 ; Kleifeld et Chet, 1992 ; Windham et al., 1986).

La stimulation de la croissance du tomate, poivron, blé, maïs, aubergine et quelque légumineuses par *T. harzianum* T22, par exemple, a été démontrée sur un large éventail de plantes tant en serre qu'en plein champ. Les mécanismes impliqués incluent une meilleure solubilisation des nutriments du sol, une absorption accrue de l'azote, une stimulation du métabolisme des sucres et de la photosynthèse, un effet régulateur sur la croissance et une augmentation de la profondeur racinaire, renforçant la tolérance à la sécheresse (Altomare et al., 1999 ; Harman, 2000 ; Harman et al., 2004b ; Mastouri et al., 2010).

#### **3.5.3.1. Production de chlorophylle**

Inbar et al. (1994) ont observé une augmentation de la surface foliaire, du poids sec et de la teneur en chlorophylle chez les semis de concombre et de poivron cultivés avec *T. harzianum* T203, même en l'absence de carence nutritive. Ces observations ont été confirmées par d'autres études montrant que les feuilles de maïs inoculées par une souche de *T. harzianum* présentaient une coloration plus intense, suggérant une amélioration de la capacité photosynthétique (Harman, 2000 ; Harman et Björkman, 2005).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

### **3.5.3.2. Atténuation du stress abiotique**

Dans le cas du stress hydrique, Harman (2012) a observé que certaines souches de *Trichoderma* favorisaient le développement de racines du tomate et du riz, en profondeur du sol, améliorant ainsi l'accès à l'eau et la tolérance à la sécheresse. Dans le cas du cacaoyer, la souche *T. harzianum* DIS 219b a stimulé la croissance des plantules en augmentant le poids et la teneur en eau des racines. La colonisation fongique a également retardé les effets physiologiques du stress hydrique, comme la fermeture stomatique, la chute de l'angle foliaire et la diminution de la photosynthèse (Bae et al., 2009).

### **3.5.3.3. Production d'hormones végétales AIA**

Des recherches récentes soulignent le rôle central des phytohormones, notamment l'acide indole-3-acétique (AIA), dans la stimulation de la croissance des plantes par les microorganismes. *Trichoderma* peut produire directement des hormones ou induire leur synthèse chez la plante (Sofa et al., 2011). L'AIA, issue du métabolisme microbien du L-tryptophane, joue un rôle important dans le développement racinaire et, par conséquent, l'absorption des nutriments (Arshad et Frankenberger, 1992 ; Vessey, 2003 ; Tanimoto, 2005).

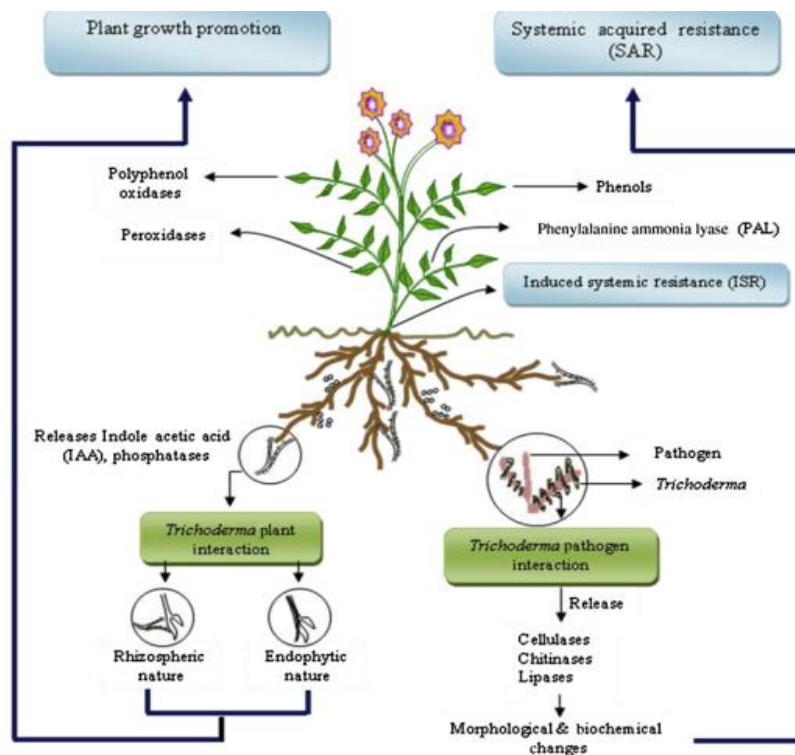
Martinez-Medina et al. (2011) ont montré qu'un traitement au *T. harzianum* augmentait les niveaux d'AIA, de zéatine et d'ACC dans les pousses de melon, corrélés à une croissance accrue des pousses et des racines.

## **3.6. Mécanismes de biocontrôle et applications en agriculture**

Les espèces du genre *Trichoderma* exercent leurs capacités de biocontrôle par le biais de divers mécanismes, tant directs qu'indirects, permettant aux plantes de mieux résister au stress biotique. En interaction avec les plantes, les *Trichoderma* peuvent soit coloniser la rhizosphère, soit s'établir en tant qu'organismes endophytes, libérant des composés tels que l'acide indole acétique (AIA) et des phosphatases, qui favorisent la croissance des plantes (Harman et al., 2021). En outre, leur interaction avec les pathogènes déclenche la sécrétion d'enzymes hydrolytiques comme les cellulases, les chitinases et les lipases, provoquant des changements morphologiques et biochimiques chez les pathogènes (Zin & Badaluddin, 2020). *Trichoderma* joue également un rôle important dans l'induction de la résistance des plantes en stimulant la production de composés phénoliques, de peroxydases et de polyphénols oxydases, tout en activant la voie de la phénylalanine ammonia-lyase (PAL), contribuant ainsi à la résistance systémique acquise (SAR) et à la résistance systémique induite (ISR) (Mukherjee et al., 2022).

## PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Ces mécanismes combinés expliquent l'efficacité croissante de *Trichoderma* en tant qu'outil écologique pour la protection des cultures (figure 11).



**Figure 11 :** Activité multiforme de *Trichoderma* (Gupta et al., 2014).

### 3.6.1. Mycoparasitisme

Le mycoparasitisme, également appelé hyperparasitisme nécrotrophe, désigne l'interaction antagoniste par laquelle certains champignons parasitent d'autres champignons (Druzhinina et al., 2011).

Deux formes principales de mycoparasitisme sont reconnues : les interactions biotrophiques, qui sont spécifiques mais limitées, et les interactions nécrotrophiques, plus agressives et à large spectre, typiques des *Trichoderma*. Ce processus se déroule en plusieurs étapes coordonnées : reconnaissance de l'hôte, croissance orientée vers celui-ci, contact et enroulement autour des hyphes du parasite, formation d'appressoria, puis sécrétion d'enzymes hydrolytiques (CWDE) qui dégradent la paroi cellulaire, entraînant la lyse du champignon cible (Herrera-Estrella et Chet, 2003).

## **PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE**

La production de chitinases, glucanases, N-acétylglucosaminidases et protéases est essentielle à la capacité mycoparasitaire des *Trichoderma*. Ces enzymes permettent de dégrader la paroi cellulaire fongique, première barrière entre le parasite et sa cible.

### **3.6.2. Compétition pour les nutriments**

Les *Trichoderma* spp. se distinguent aussi par leur aptitude à rivaliser efficacement pour les nutriments et l'espace dans la rhizosphère. Leur croissance rapide et leur capacité d'absorption efficace des ressources leur confèrent un avantage écologique pour coloniser et persister dans des environnements compétitifs (Gupta et al., 2014).

### **3.6.3. Antibiose**

Parmi les mécanismes de biocontrôle utilisés par *Trichoderma*, l'antibiose joue un rôle crucial. Ce processus implique la production de métabolites antifongiques secondaires qui peuvent directement inhiber la croissance ou la germination d'agents pathogènes. Ces composés comprennent des peptaïbols, des gliotoxines, des polykétides, des terpènes et des composés organiques volatils (COV) (Mukherjee et al., 2022). L'efficacité de l'antibiose dépend de plusieurs facteurs, dont le type de souche de *Trichoderma*, les conditions environnementales et la nature du pathogène ciblé. Des études récentes ont montré que certaines souches, comme *Trichoderma harzianum* et *T. virens*, produisent des composés actifs capables de gêner des champignons pathogènes tels que *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* et *Botrytis cinerea* (Vinale et al., 2017 ; Cardoza et al., 2021). Ce mécanisme d'action confère à *Trichoderma* un avantage concurrentiel dans la rhizosphère en diminuant la présence de pathogènes grâce à des effets toxiques spécifiques.

### **3.6.4. Élicitation de la résistance systémique des plantes**

*Trichoderma* spp. sont reconnus non seulement pour leurs capacités antagonistes, mais également pour leur aptitude à induire la résistance systémique chez les plantes. Cette induction repose sur la perception par la plante de molécules dites élicitrices, capables d'activer les réponses de défense. Bien que ces élicitateurs ne partagent pas nécessairement une structure chimique commune, ils incluent divers composés tels que peptides, oligosaccharides et glycolipides (Harman et al., 2004).

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

Le but de notre travaux est l'évaluation du potentiel antagoniste de *Trichoderma* spp. vis-à-vis du *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* et leur capacité à promouvoir la croissance du pois chiche.

### **I. isolement des microorganismes du sol**

#### **1.1. Localisation et caractéristiques des sites d'échantillonnage du sol**

Les échantillons de sol utilisés pour l'isolement des micro-organismes ont été prélevés dans trois régions différentes d'Algérie : Skikda , Sétif et El Tarf. Ces régions ont été sélectionnées en raison de leur importance agricole, notamment dans la production de pois chiche, ainsi que de la diversité de leurs conditions pédoclimatiques.

La région de Skikda est située dans le nord-est de l'Algérie, cette région est caractérisée par un climat méditerranéen avec des hivers doux et humides et des étés chauds et secs. Les sols sont généralement de type argilo-limoneux, avec un pH légèrement acide à neutre. Ces caractéristiques favorisent la présence de micro-organismes adaptés aux environnements humides et riches en matière organique (Benali, 2018).

Sétif est située dans les hauts plateaux du nord-est algérien, cette région présente un climat semi-aride avec des hivers froids et des étés chauds et secs. Les sols sont principalement de type argilo-calcaire, avec un pH neutre à légèrement alcalin. Ces conditions pédoclimatiques offrent un environnement propice à la sélection de micro-organismes résistants à des conditions plus arides (Brahim, 2017).

El Tarf est également située dans le nord-est de l'Algérie, cette région se distingue par un climat subhumide avec des précipitations annuelles moyennes plus élevées que les deux autres sites. Les sols sont généralement de type limoneux à limono-argileux, avec un pH neutre. Cette région constitue un milieu intermédiaire entre les climats méditerranéen et semi-aride, permettant d'explorer une diversité microbienne unique (Ghodbani, 2019).

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 1.2. Méthode de prélèvement des échantillons du sol

Les échantillons de sol ont été prélevés dans la rhizosphère de plants de pois chiche à une profondeur de 10-20 cm, selon la méthode décrite par Davet et Rouxel (1997). Pour chaque site, cinq échantillons composites ont été collectés, chacun constitué de trois sous-échantillons prélevés à différents points des champs. Les échantillons ont été placés dans des sacs en papier stériles, étiquetés et transportés au laboratoire.

### 1.3. Méthode d'isolement des microorganismes du sol

#### 1.3.1. Séchage et tamisage du sol

Au laboratoire, les échantillons de sol ont été séchés à l'air libre pendant 48 heures à température ambiante (22-25°C), puis tamisés à travers un tamis de 2 mm pour éliminer les débris végétaux et les particules grossières (figure 12). Les échantillons tamisés ont été conservés à 4°C jusqu'à leur utilisation (Benyettou & Kherbache, 2021).



**Figure 12 :** Opération de tamisage et sol obtenu (Originale 2025).

#### 1.3.2. Technique d'isolement sur milieux sélectifs

L'isolement des champignons a été réalisé selon la méthode des dilutions successives décrite par Rappilly (1968), 10 g de sol ont été suspendus dans 90 ml d'eau distillée stérile et agités vigoureusement pendant 15 minutes. Des dilutions décimales (10<sup>-2</sup> à 10<sup>-4</sup>) ont été préparées, et 0,1 ml de chaque dilution a été étalé en surface sur différents milieux de culture (PDA et RB-S-F) (annexe 1 et 3) (figure 13).

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES



**Figure 13 :** Technique d'isolement des microorganismes du sol (Originale 2025).

### 1.3.3. Comptage du nombre de colonies et obtention des cultures monospores

#### 1.3.3.1 Comptage des colonies fongiques

Après deux à quatre jours d'incubation, les boîtes de pétri sont examinées quotidiennement afin de détecter l'apparition de petites colonies. En revanche, si les colonies sont trop denses, la boîte est divisée en quatre parties égales, le nombre de colonies dans un quart est compté, puis multiplié par quatre pour estimer le total. Si ce nombre dépasse 300 colonies, l'isolement à partir de cette boîte devient irréalisable afin d'éviter toute confusion ou contamination lors du repiquage (Horn & Dorsay, 2016). Une dilution inférieure est donc prise en compte.

#### 1.3.3.2 repiquage et purification des colonies fongiques

A l'aide d'une lame bistouri stérile, Un fragment mycélien est soigneusement prélevé à partir de la colonie sélectionnée est transférée dans une nouvelle boîte de pétri contenant un milieu nutritif PDA. Il est nécessaire d'éviter tout contact ou rapprochement avec d'autres colonies afin de prévenir toute contamination croisée.

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

### **1.3.3.3 Obtention des cultures monospore**

Les isolats obtenus sont purifiés par culture monospore. Ces cultures sont obtenues de la manière suivante :

Des colonies de champignons isolés du sol sont cultivées sur milieu PDA pendant 7 jours sont recouvertes par 10 ml d'eau distillée stérile. La surface de la colonie est grattée soigneusement à l'aide d'une lame de bistouri pour libérer le maximum de conidies. La suspension obtenue est filtrée à travers une mousseline stérile, récupérée dans un becher, puis diluée de façon à obtenir une faible concentration avoisinante 100 conidies/ml.

Un volume de la suspension d'environ 10 $\mu$ l est étalé en stries à la surface du milieu PDA en boîte de Petri.

Après 24 heures d'incubation à l'obscurité, à 25°C, les colonies issues de la germination d'une conidie unique sont d'abord repérées au fort grossissement de la loupe binoculaire puis prélevées aseptiquement à l'aide d'une lame de bistouri et déposées séparément sur un milieu PDA d'une nouvelle boîte de Petri laquelle est déposée dans une étuve réglée à 25°C. Des fragments mycéliens des cultures obtenues sont conservés séparément dans des tubes Eppendorf, à 4°C .

### **1.4. Caractérisation et identification des colonies isolées**

La caractérisation morphologique des isolats a été réalisée en observant les caractéristiques macroscopiques des colonies (couleur, texture, vitesse de croissance, production de pigments) sur milieu de culture PDA après 7 jours d'incubation à 25°C.

Une caractérisation morphologique des champignons obtenues a été réalisée de la manière suivante :

Les caractères comme la couleur de la colonie sur milieu de culture PDA, et les caractéristiques du thalle ont été notés à 25°C. Les Observations microscopiques des structures fongiques a été réalisé à l'aide d'un microscope optique (grossissement x400 et x1000) après coloration au bleu de coton lactophénol. Les caractéristiques suivantes ont été observées : la forme et la disposition des conidiophores, la forme et la structure des conidies, présence éventuelle de chlamydospores, type d'appareil sporifère etc...

L'identification des genres de champignons, a été faite à l'aide de la clé de Barnett et Hunter (1993).

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

### **1.5. Evaluation *in vitro* du potentiel antagonisme de *Trichoderma* spp. vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris***

#### **1.5.1. Souche de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris***

La souche de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (FOC 132) utilisée dans cette étude a été fournie gracieusement par SEKKAL. Elle a été isolée à partir d'un plant de pois chiche présentant des symptômes typiques de fusariose vasculaire (flétrissement et jaunissement de la partie aérienne de la plante, brunissement au niveau du xylème) dans la région de Constantine. L'identification de la souche a été réalisée sur la base de caractères pathogéniques, morphologiques, microscopiques et moléculaires, par séquençage du gène EF1- $\alpha$  (Sekkal et al., 2025).

#### **1.5.2. *Trichoderma* spp.**

Il s'agit de tous les isolats de *Trichoderma* obtenus à partir de l'isolement du sol de la région de Sétif et de la région d'El Tarf.

#### **1.5.3. Test de mycoparasitisme des *Trichoderma* spp.**

Les *Trichoderma* spp. ont été évalués *in vitro* pour leur activité antagoniste et mycoparasitaire vis-à-vis de la souche de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*. Deux disques mycéliens de 5 mm de diamètre sont prélevés, l'un à partir de la périphérie d'une colonie du parasite âgée de 7 jours et l'autre de la colonie de *Trichoderma* sp. également âgée de 7 jours. Ils sont placés en vis à vis, à 4 cm l'un de l'autre, sur une boîte de Petri contenant du milieu PDA (Dubey et al. 2007). Les boîtes témoins contiennent uniquement le disque de l'agent pathogène. Un plan expérimental aléatoire complet a été utilisé avec trois répétitions pour chaque isolat de *Trichoderma* à tester. Les boîtes sont maintenues à 25°C et à l'obscurité pendant 7 jours.

##### **1.5.3.1. Effet sur la croissance mycélienne du parasite**

Après incubation, les rayons des colonies de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* faisant face aux antagonistes ont été mesurés et utilisés pour le calcul du taux d'inhibition. Le pourcentage du taux d'inhibition de la croissance mycélienne (MGI) a été calculé à l'aide de l'équation (1) :

$$\text{MGI} = (C-T) / C \times 100 \text{ (1)}$$

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

Où MGI est le taux d'inhibition de la croissance mycélienne (%), « C » est le rayon de croissance du pathogène lorsqu'il est seul, et « T » est le rayon de croissance du pathogène lorsqu'il est co-cultivé avec des antagonistes.

Les niveaux d'antagonisme ont été classés comme suit : faible,  $IGM \leq 50\%$  ; moyen,  $50\% < IGM \leq 60\%$  ; élevé,  $60\% < IGM \leq 75\%$  ; très élevé,  $IGM > 75\%$ . Le premier essai comprend les isolats de *Trichoderma* spp. qui testées vis-à-vis de FOC 132 (Li et al., 2016).

### **1.5.3.2. Évaluation du mycoparasitisme de *Trichoderma***

Le mycoparasitisme a été évalué sur les mêmes boîtes de double culture que celles utilisées pour l'évaluation de la croissance mycélienne du parasite. Les activités antagonistes de *Trichoderma* spp. ont été groupées en quatre classes sur la base d'une échelle visuelle (0 : pas d'invasion de la colonie pathogène, 1 : invasion de 1/4 de la colonie pathogène, 2 : invasion de 1/2 de la colonie pathogène, 3 : invasion totale de la colonie pathogène, 4 : invasion totale et sporulation) (Elías et al., 1993). Des préparations microscopiques ont été réalisées dans la zone d'interaction entre la colonie antagoniste et la colonie du pathogène aux premiers stades de la croissance de la double culture afin de rechercher des enroulements et des boucles courtes autour des hyphes du pathogène. Les observations ont été réalisées sous un microscope optique (objectif 40X, Nikon, Eclipse 50i). À la suite de cet essai, les isolats exceptionnelles, basées sur leurs activités antagonistes (classe 4 : invasion totale et sporulation), ont été sélectionnées pour des tests ultérieurs.

## **1.6. Evaluation *in vivo* du potentiel antagonisme de *Trichoderma* spp. vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris***

Pour confirmer les résultats obtenus *in vitro* et le pouvoir antagoniste, les isolats de *Trichoderma* sont inoculés à des plants de pois chiche, en serre, en présence du parasite.

### **1.6.1. Souche de FOC**

La souche de Foc 132 utilisée déjà lors du test d'antagonisme *in vitro* est également utilisée dans ce test.

### **1.6.2. *Trichoderma* spp.**

Deux isolats de *Trichoderma* sont sélectionnés sur la base des résultats obtenus lors du test *in vitro*, en fonction de leur activité antagoniste, sur la base de l'échelle de Elías et al (1993).

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

### **1.6.3. Matériel végétal**

Le matériel végétal est constitué de la variété de pois chiche ILC-3279. Cette dernière est utilisée par les agriculteurs locaux en raison notamment de son adaptée aux conditions agro-climatiques algériennes. Les semences ont été obtenues auprès de l'Institut Technique des Grandes Cultures (ITGC). Pour l'obtention des plantules les graines sont d'abord désinfectées superficiellement, pour éliminer toute contamination, à l'aide de l'hypochlorite de sodium (1%) pendant 10 minutes, elles sont laissées à prégermer pendant 72 heures entre deux couches de coton imbibé d'eau

### **1.6.4. Préparation du substrat**

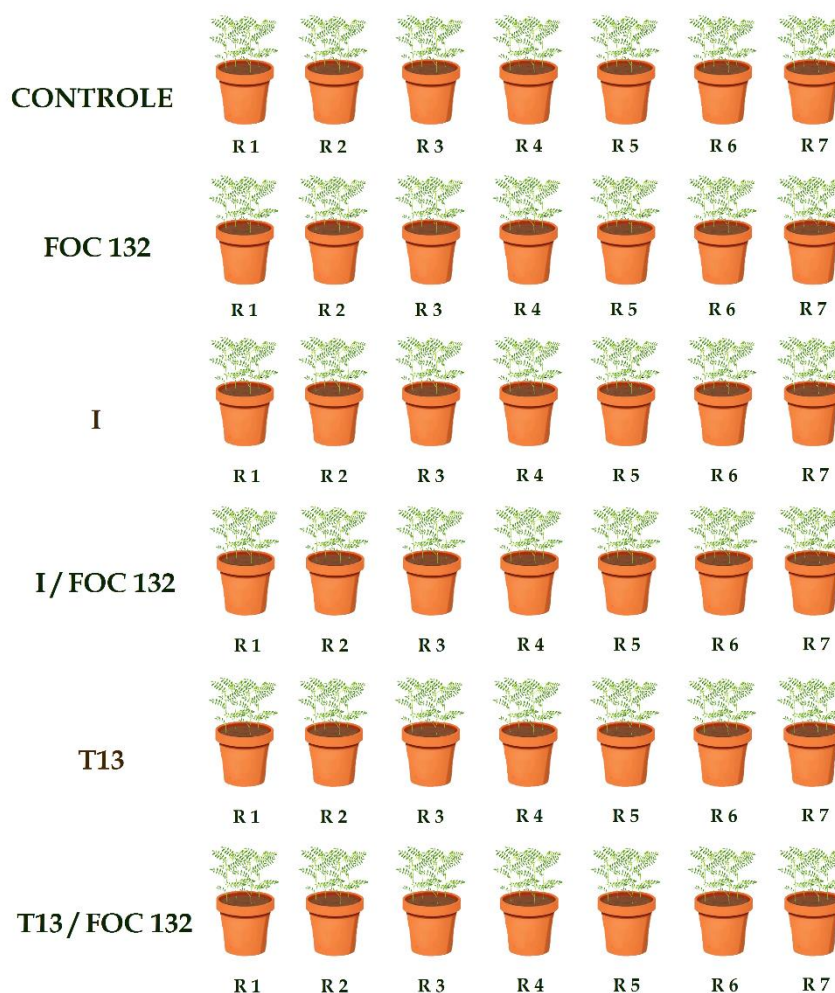
Le substrat utilisé était composé d'un mélange de sable et de tourbe ( $\frac{2}{3}$ ,  $\frac{1}{3}$ ), stérilisé à l'autoclave (121°C, 1 bar, 20 min). Le substrat stérilisé a été réparti dans des pots en plastique de 3 kg de capacité, préalablement désinfectés avec une solution d'hypochlorite de sodium à 1% et rincés à l'eau.

### **1.6.5. Dispositif expérimental**

L'essai *in vivo* a été conduit selon un dispositif en blocs complètement randomisés avec 6 blocs et 7 répétitions par bloc, soit un total de 42 pots. Chaque pot contient 04 plants de pois chiche (figure 14). Les traitements suivants ont été appliqués :

1. Témoin non inoculé (T-).
2. Inoculation avec *F. oxysporum* f. sp. *ciceris* seul (FOC 132).
3. Inoculation avec I.
4. Inoculation avec FOC 132/I.
5. Inoculation avec T13.
6. Inoculation avec FOC 132/T13.

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES



**Figure 14 :** Diapositif expérimental d'évaluation *in vivo* du potentiel antagonisme de *Trichoderma* spp. vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Originale 2025).

### 1.6.6. Technique d'inoculation des plantes

#### 1.6.6.1. Préparation de l'inoculum de *F. oxysporum* f. sp. *ciceris*

L'inoculum de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* a été préparé selon la méthode décrite par Trapero-Casas & Jiménez-Díaz (1985). Brièvement, des cultures de 10 jours sur milieu PDA ont été inondées avec de l'eau distillée stérile et les conidies ont été récoltées par grattage de la surface de la culture. La suspension a été filtrée à travers une double couche de mousseline stérile pour éliminer toute trace de gélose et de fragments mycéliens. La concentration de la suspension a été ajustée à  $10^6$  conidies/ml à l'aide d'une cellule Malassez.

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

### **1.6.6.2. Préparation de l'inoculum de *Trichoderma* spp.**

L'inoculum des isolats de *Trichoderma* a été préparé de manière similaire à celui de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. La concentration de chaque suspension a été ajustée à  $10^6$  conidies/ml.

### **1.6.6.3. Inoculation par trempage des racines sectionnées**

L'inoculation est effectuée à 8 jours, après la levée des plantules, par trempage des racines dans une suspension de micro conidies du parasite ou de *Trichoderma* sp.

Huit jours après levée, les plantules du pois chiche sont retirées délicatement du pot, leurs racines sont d'abord lavées à l'eau puis trempées pendant 30 minutes dans un récipient contenant l'inoculum désiré (Foc seul, ou FOC avec *Trichoderma* ou encore *Trichoderma* seul). Les plantules ainsi inoculées sont repiquées à raison de quatre par pot. Les plantules témoins sont trempées dans l'eau distillée stérile (El Aoufir, 2001).

Nous avons utilisé un dispositif en blocs, avec 7 pots correspondant aux répétitions (unités expérimentales) et chacun des pots porte 4 plantes.

### **1.6.7. Conditions de culture**

Les plants ont été maintenus dans une serre à une température de  $25 \pm 2^\circ\text{C}$  le jour et  $18 \pm 2^\circ\text{C}$  la nuit, avec une photopériode naturelle. L'irrigation a été effectuée régulièrement pour maintenir le substrat à environ 60% de sa capacité au champ.

Deux traitements avec fongicides 'chlorothalonil' et 'azoxystrobine' ont été réalisés préventivement pour parer à toute attaque d'anthracnose.

### **1.6.8. Evaluation de l'action des antagonistes et estimation des symptômes**

La fusariose vasculaire se traduit par des troubles physiologiques et métaboliques se manifestant morphologiquement par des jaunissements et des flétrissements des feuilles des plantes. Les plantules inoculées sont examinées au bout de 8 jours et l'évaluation de la maladie a été effectuée en fonction de la gravité des symptômes à 2 jours d'intervalle, sur une échelle de gravité de 0 à 4 en fonction du pourcentage de tissus foliaires affectés.

Cette échelle comprend :

- 0= plante saine, sans symptômes
- 1= jaunissement léger des feuilles inférieures
- 2= jaunissement modéré des feuilles et flétrissement léger
- 3 = jaunissement sévère, flétrissement prononcé et rabougrissement
- 4= plante morte Landa et al. (2004).

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

Les réactions moyennes à la maladie de <1 et >3 ont été considérées comme résistantes (R) et sensibles (S), respectivement. Les réactions intermédiaires à la maladie ont été considérées comme modérément sensibles (M) (Jimenez-Díaz et al., 1989b).

Ensuite, une courbe d'intensité d'attaque en fonction du temps est tracée et l'AUDPC (Area Under Disease Progression Curve), soit l'aire située sous la courbe d'intensité d'attaque de la fusariose, est calculée pour chaque modalité. Ainsi, plus l'aire est grande, plus l'attaque est importante et donc moins la souche de *Trichoderma* testée est efficace.

L'AUDPC est calculée selon la formule de Madden et al. (2007) suivante :

$$AUDPC = \sum_{i=1}^n \left[ \frac{(Y_{i+1} + Y_i)}{2} \right] [X_{i+1} - X_i]$$

- **Y<sub>i</sub>** : est la valeur de l'intensité de la maladie au temps X<sub>i</sub>.
- **X<sub>i</sub>** : est le temps de la i<sup>ème</sup> évaluation.
- **Σ** : représente la sommation de tous les trapèzes.
- **n** : le nombre des observations.

### II Evaluation des *Trichoderma* spp. pour leur potentiel à promouvoir la croissance des plantes de pois chiche

L'étude vise à évaluer et comparer l'efficacité de isolats de *Trichoderma* à promouvoir la croissance des plantules de pois chiche.

#### 2.1. Conditions de culture

Les plantules de pois chiche sont cultivées dans le même substrat que précédemment. Les graines sont semées de la même façon, à raison de 4 graines par pot. Les spores de *Trichoderma* sont apportées directement au niveau de la racine, en y déposant 2 ml d'un inoculum à 10<sup>6</sup> spores/ml.

Les plantules ont été maintenues dans une serre à une température de 25 ± 2°C le jour et 18 ± 2°C la nuit, avec une photopériode naturelle. L'irrigation a été effectuée régulièrement pour maintenir le substrat à environ 60% de sa capacité au champ.

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 2.2. Dispositif expérimental

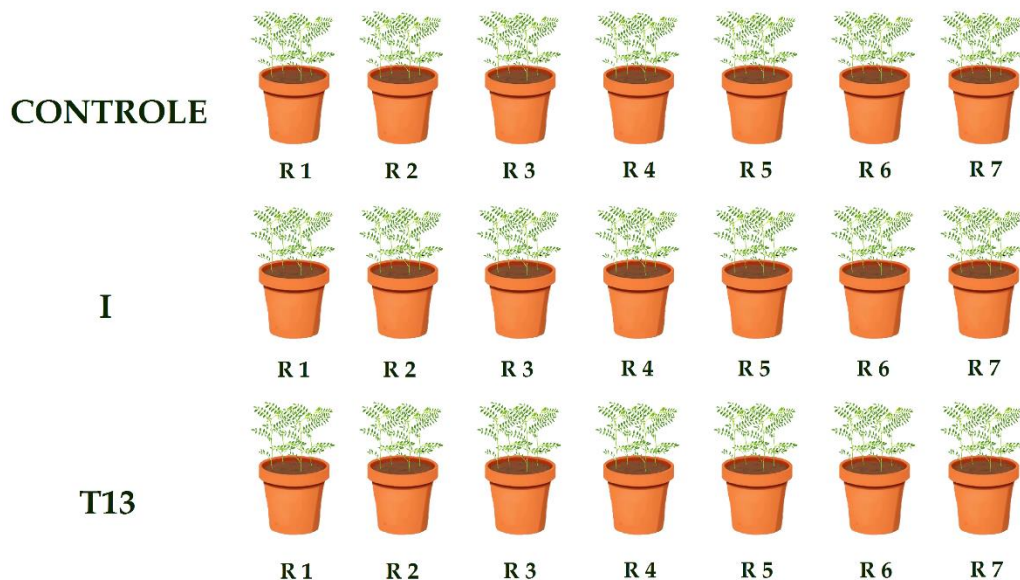
Le dispositif utilisé est un dispositif en blocs, avec 7 pots correspondant aux répétitions ou unités expérimentales et chacun des pots portes 4 plantes (Figure 15).

Un type de témoin à réaliser :

- Un témoin négatif (contrôle): Plantules de pois chiche non inoculées par *Trichoderma*.

Quatre modalités (conditions de traitement) ont été testées :

- Témoin négatif : Plantules de pois chiche non inoculées par aucun champignon.
- Traitement I : Plantules inoculées avec la isolat I de *Trichoderma*.
- Traitement T13 : Plantes inoculées avec la isolat T13 de *Trichoderma*.



**Figure 15 :** Dispositif expérimental d'évaluation des *Trichoderma* spp. pour leur potentiel à promouvoir la croissance des plantes de pois chiche.

### 2.3. Estimation des indices biochimiques à l'aide d'un capteur optique « Dualex® »

#### 2.3.1. Principe de fonctionnement de l'appareil « Dualex® »

L'appareil « DUALEX® » mesure les pigments clés des feuilles en utilisant différentes méthodes optiques (figure 16).

**Teneur en chlorophylle :** DUALEX®® détermine la teneur en chlorophylle en analysant le rapport de la lumière transmise à travers la feuille à deux longueurs d'onde spécifiques. Une première longueur d'onde est absorbée par la chlorophylle, tandis que l'autre, dans le proche

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

infrarouge, sert de référence. Ce qui permet de mesurer avec précision la quantité de chlorophylle présente.

**Teneur en flavonols et en anthocyanes :** les flavonols et les anthocyanes se trouvent dans l'épiderme des feuilles, « DUALEX® » utilise un rapport différentiel de fluorescence de la chlorophylle. Cette technique exploite la façon dont ces pigments affectent la réémission de la lumière par la chlorophylle après absorption, ce qui fournit une indication de leur concentration.



**Figure 16 :** Estimation des indices biochimiques à l'aide d'un capteur optique « Dualex® » (Originale 2025).

### 2.3.2. Estimation d'NBI, chlorophylle et flavonoïdes des feuilles

« Dualex® » est un appareil optique, non destructif et facile à manipuler sur le terrain. Il permet une estimation rapide et fiable des indices biochimiques des feuilles. Les mesures ont été prises directement sur le limbe foliaire, en gardant la même foliole pour toutes les notations à effectuer, afin d'assurer la reproductibilité et la comparabilité des données. Les mesures ont été prises au niveau de la 5<sup>ème</sup> feuille, en partant de la base de la plantule. Les mesures sont prises sur la foliole du sommet de la feuille. Quatre notations sont effectuées selon une cinétique de temps suivant : 7 jours, 15 jours, 21 jours et 28 jours après l'inoculation.

## **PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES**

### **2.4. Mesure des paramètres morphométriques**

Les paramètres morphométriques sont des indicateurs directs et mesurables de la croissance et du développement des plantes.

En comparant les plantes inoculées avec des isolats bénéfiques aux plantes non inoculées (témoins), on peut objectivement évaluer et quantifier l'ampleur de l'effet de promotion de croissance.

Dans notre cas, les paramètres comme la mesure de la hauteur de la plante, le nombre de branches, la biomasse aérienne et racinaire (poids frais et sec), sont mesurés à la fin de l'expérience (60 jours après l'inoculation).

## **III. Activité métabolique des champignons étudiés**

### **3.1. Production d'AIA (Acide indole acétique)**

Les isolats fongiques ont été cultivés sur un milieu solide à base de PDA afin de favoriser une croissance mycélienne optimale. Six disques mycéliennes de 6 mm de diamètre ont été prélevées et transférées dans des fioles Erlenmeyer contenant 100 ml de milieu liquide PDB (Annexe 2), supplémenté avec 1 ml de tryptophane préalablement stérilisé par filtration à travers une membrane PES de 0,22  $\mu\text{m}$ . Ce composé est utilisé comme précurseur essentiel à l'induction de la biosynthèse de l'acide indole-3-acétique (AIA). Dans le cas de la co-culture, trois disques mycéliens de *Trichoderma* ont été associés à trois disques de FOC 132 dans le même volume de PDB enrichi.

L'ensemble des cultures a été incubé dans un agitateur orbital à 28 °C pendant une durée de 7 jours, à une vitesse de rotation de 180 rpm. À l'issue de l'incubation, les surnageants ont été collectés puis transférés dans des tubes de centrifugation de 15 ml. Ces derniers ont ensuite été soumis à une centrifugation à 6000 rpm pendant 40 minutes, afin de séparer les résidus solides. Le surnageant clair obtenu a été versé dans des cuvettes en vue d'une analyse spectrophotométrique destinée à évaluer la concentration en AIA.

La quantification de l'AIA a été réalisée en utilisant le réactif de Salkowski, méthode colorimétrique conventionnelle couramment utilisée pour la détection des auxines, selon Brick et al. (1991) et Goswami et al. (2013). Pour ce faire, 1 ml du surnageant obtenu a été mélangé avec 1 ml du réactif de Salkowski et incubé à l'obscurité pendant 30 minutes, à température ambiante. Le développement d'une coloration rose à rouge indique la présence d'AIA, dont l'intensité a été mesurée par un spectrophotomètre UV-visible (Jenway 6715) à une longueur d'onde de 530 nm. Une courbe étalon préparée à partir de concentrations ascendantes d'AIA a été utilisée pour quantifier précisément la production de cette phytohormone.

## PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 3.2 Criblage de l'activité cellulolytique basé sur la zone de clarification des isolats de *Trichoderma*

Les colonies fongiques *Trichoderma* T13 et I ont été préalablement cultivées sur des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA et incubés à 28 °C pendant trois jours. Après cette période, chaque isolat a été repiqué sur quatre boîtes de Pétri contenant un milieu spécifique composé de 1 % de carboxyméthylcellulose (CMC), 0,1 g de NaNO<sub>3</sub>, 0,05 g d'extrait de levure, 0,1 g de KH<sub>2</sub> PO<sub>4</sub>, 0,1 g de MgSO<sub>4</sub> · 7H<sub>2</sub> O et 0,1 g de glucose (Murti et al., 2018) (Annexe 4). Les cultures ont été incubées à 28 °C durant 3 jours. La production de cellulases a été évaluée sur 4 répétitions par isolat de *Trichoderma*.

La détection de la zone de clarification, indicatrice de l'activité cellulolytique, a été réalisée en colorant le milieu avec une solution à 1 % de rouge congo pendant 30 minutes, suivie d'une décoloration avec une solution de NaCl 1 M pendant 20 minutes. La zone claire autour des colonies indique la capacité des champignons à dégrader la cellulose. L'indice de clarification a été déterminé par le rapport entre le diamètre de la zone claire et celui de la colonie (en cm), selon Khokhar et al. (2012), suivant la formule :

$$IH = \frac{D \text{ zone claire}}{D \text{ zone colonie}}$$

Où  $D = \sqrt{L \times l}$  (colonie ovale), avec :

- L : longueur de la zone (ou de la colonie),
- l : largeur de la zone (ou de la colonie).

Ainsi, la formule complète de l'indice d'hydrolyse est :

$$IH = \frac{\sqrt{L \text{ zone claire} \times l \text{ zone claire}}}{\sqrt{L \text{ zone colonie} \times l \text{ zone colonie}}}$$

## 4. Analyse statistique des données

Le test ANOVA suivi du test de la différence significative minimale (LSD), avec un seuil de signification fixé à  $p < 0,05$  a été réalisé pour l'ensemble des essais. Toutes les analyses statistiques ont été menées à l'aide du logiciel STATBOX.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

#### I. Resultats

##### 1. Isolement des microorganismes du sol

Après avoir isolé des échantillons de sol et purifié les isolats fongiques, nous avons identifié et caractérisé 39 isolats fongiques distincts. Parmi ces isolats, 8 appartiennent au genre *Trichoderma*, ce qui représente environ 20,51% de la collection totale (tableau 07). Les isolats ont été isolés selon des protocoles normalisés de microbiologie du sol, y compris une étape de purification sur PDA pour obtenir des cultures pures, la majorité des champignons sont obtenues à partir du sol des régions de Sétif et El-Taref, en revanche aucune isolat de *Trichoderma* n'a été isolé à partir du sol de Skikda. L'absence de ce genre au niveau du sol de Skikda pourrait s'expliquer par plusieurs raisons notamment des conditions environnementales (Ph, Température, Humidité et même la forte compétition avec d'autres champignons telluriques) (Chihat, et al., 2021). Les *Trichoderma* présentent un intérêt particulier en raison de leur potentiel biotechnologique et de leurs propriétés antifongiques.

Les colonies isolées à partir des trois sols, à l'exception de *Trichoderma*, comprennent : *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium*, *Verticillium*, *Chaetomium* et *Sclerotinia*. Toutes ont été conservées en vue de recherches ultérieures.

Notre étude dans ce présent mémoire ne concerne que le genre *Trichoderma*, nous avons sélectionné 4 morphotypes différents, correspondant à 4 isolats, pour la suite de nos expérimentations (Tableau 07).

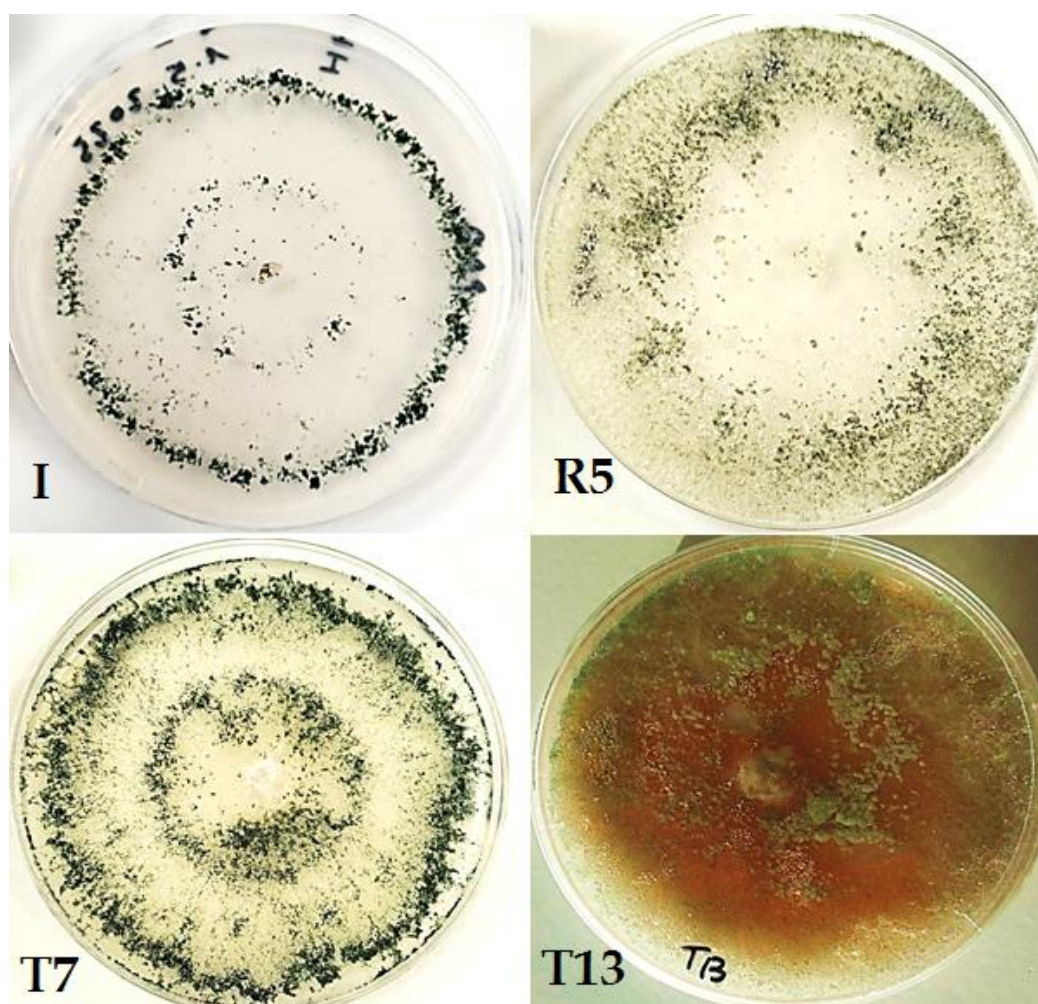
**Tableau 7** : Origine des isolats de *Trichoderma* et codification adoptée.

GENRE	CODE	RÉGION	DILUTION	DATE D'ISOLEMENT	MILIEU DE CULTURE
TRICHODERMA	I	El-Taref	10 <sup>-2</sup>	05/12//2024	PDA
	R5	Sétif	10 <sup>-2</sup>	01/12//2024	PDA
	T7	El-Taref	10 <sup>-2</sup>	05/12//2024	PDA
	T13	El-Taref	10 <sup>-2</sup>	01/11/2024	RB-S-F

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 1.1. Caractérisation morphologique et culturale des champignons isolés

L'identification préliminaire des isolats de *Trichoderma* a été basée sur des critères morphologiques macroscopiques (couleur, texture et taux de croissance des colonies) (figure 17) et des caractéristiques microscopiques (morphologie des conidiophores et des conidies) (figure 18). Nous avons noté certains caractères comme le nombre d'anneaux concentriques, la couleur des conidies, la couleur de l'agar, la structure du mycélium et des conidiophores, la forme des phialides et la taille des conidies selon les critères de (Tableau 08).



**Figure 17** : Aspects morphologiques des colonies de *Trichoderma* spp. sur milieu PDA.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

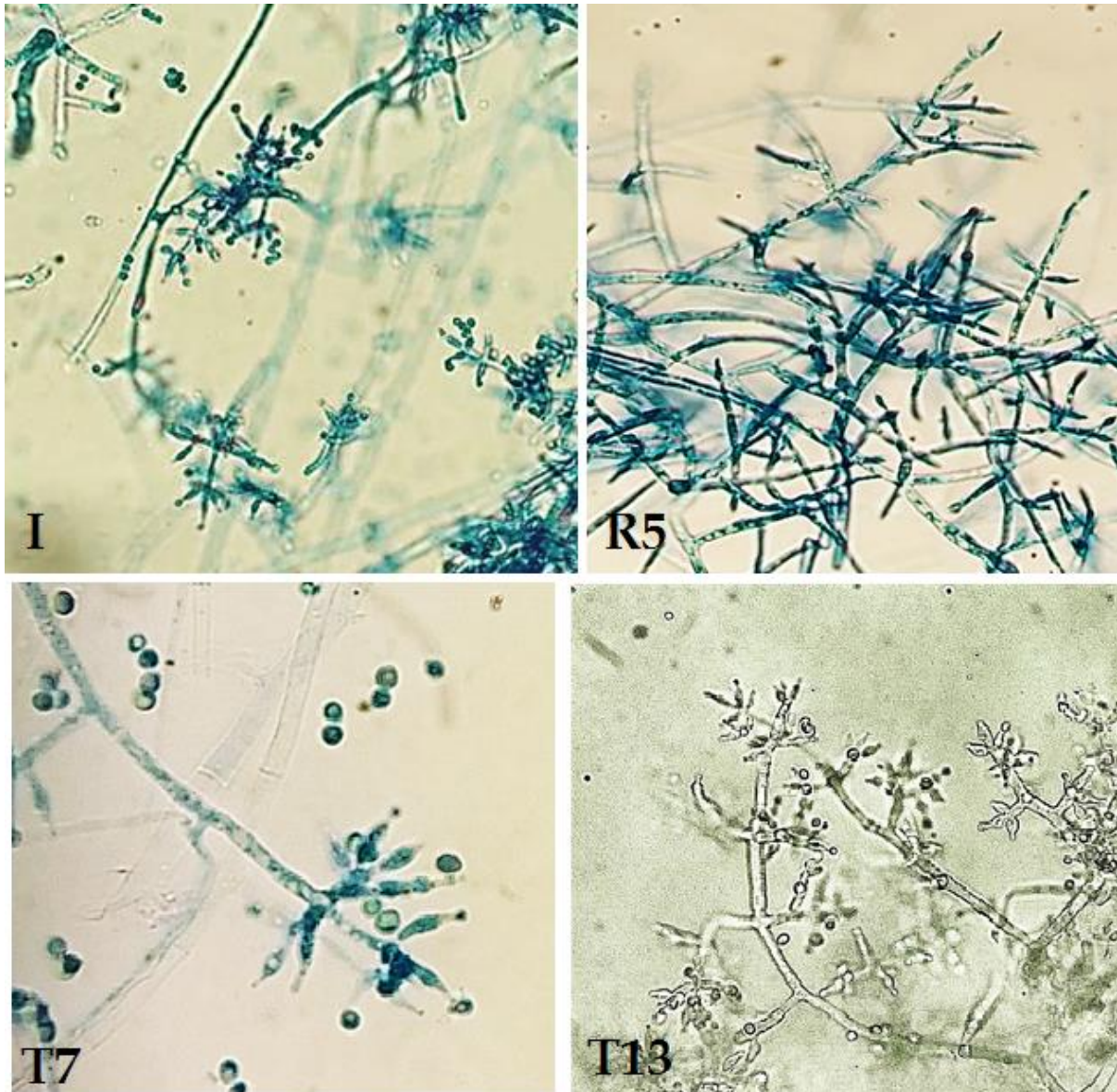
**Tableau 8 :** Caractères morphologiques des isolats de *Trichoderma*.

CARACTÈRE	I	R5	T7	T13	
MACROSCOPIQUE	Anneaux concentriques	2	Aucun	3	1 ou 2
	Couleur des conidies	Vert	Blanc / vert clair	jaune / blanc / vert clair	vert foncé / blanc
	Couleur de l'agar	Pas de diffusion de couleur ni de pigment	Blanc	blanc	Pigment jaune orangé intense et diffus
	Structure du mycélium	Absence de mycélium aérien	Mycélium aérien présent	Mycélium aérien présent	Initialement lisse, de couleur blanc aqueux, et clairsemé
	Odeur	Aucune odeur particulière	Noix de coco douce	Noix de coco	Mûrier blanc ou cocotier
MICROSCOPIQUE	Conidiophores	Très ramifié et étalé vers le haut en forme de pyramide	Simple, ramifié unilatéralement ou par paires	Très ramifié et étalé vers le haut en forme de pyramide.	Très ramifié et étalé vers le sommet en forme de pyramide
	Phialides	En forme de flacon, généralement court et large, d'une longueur de 4 à 6 $\mu\text{m}$	8 $\mu\text{m}$ de long, présent à l'extrémité des branches primaires, secondaires et tertiaires	En forme de flacon, généralement court et large, d'une longueur de 4 à 6 $\mu\text{m}$ .	En forme de flacon, généralement court et large, d'une longueur de 4 à 6 $\mu\text{m}$
	Conidies	Globulaire. Longueur moyenne de 2 à 4 $\mu\text{m}$	Globulaire à subglobulaire ou ovoïde, de 2 à 4 $\mu\text{m}$	Forme globuleuse à subglobuleuse ou ovoïde, oblongue ou ellipsoïdale. Longueur moyenne de 2,5 à 4 $\mu\text{m}$ .	Parois lisses, de couleur vert pâle, de forme oblongue ou ellipsoïdale. Longueur moyenne de 2 à 4 $\mu\text{m}$

### 1.2. Identification des *Trichoderma* spp.

Les caractéristiques microscopiques, selon la clé de Barnett et Hunter (1993), sont compatibles avec celles du genre *Trichoderma*. En effet, ce dernier présente des conidiophores hyalins, fortement ramifiés, ainsi que des phialides simples ou disposées en grappes. De plus, les phialospores sont hyalines, unicellulaires, ovales et se trouvent généralement en petites grappes terminales (figure 18).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS



**Figure 18 :** Aspects microscopiques des isolats de *Trichoderma* spp. Les structures des champignons sont colorées en bleu lactophénol (x40).

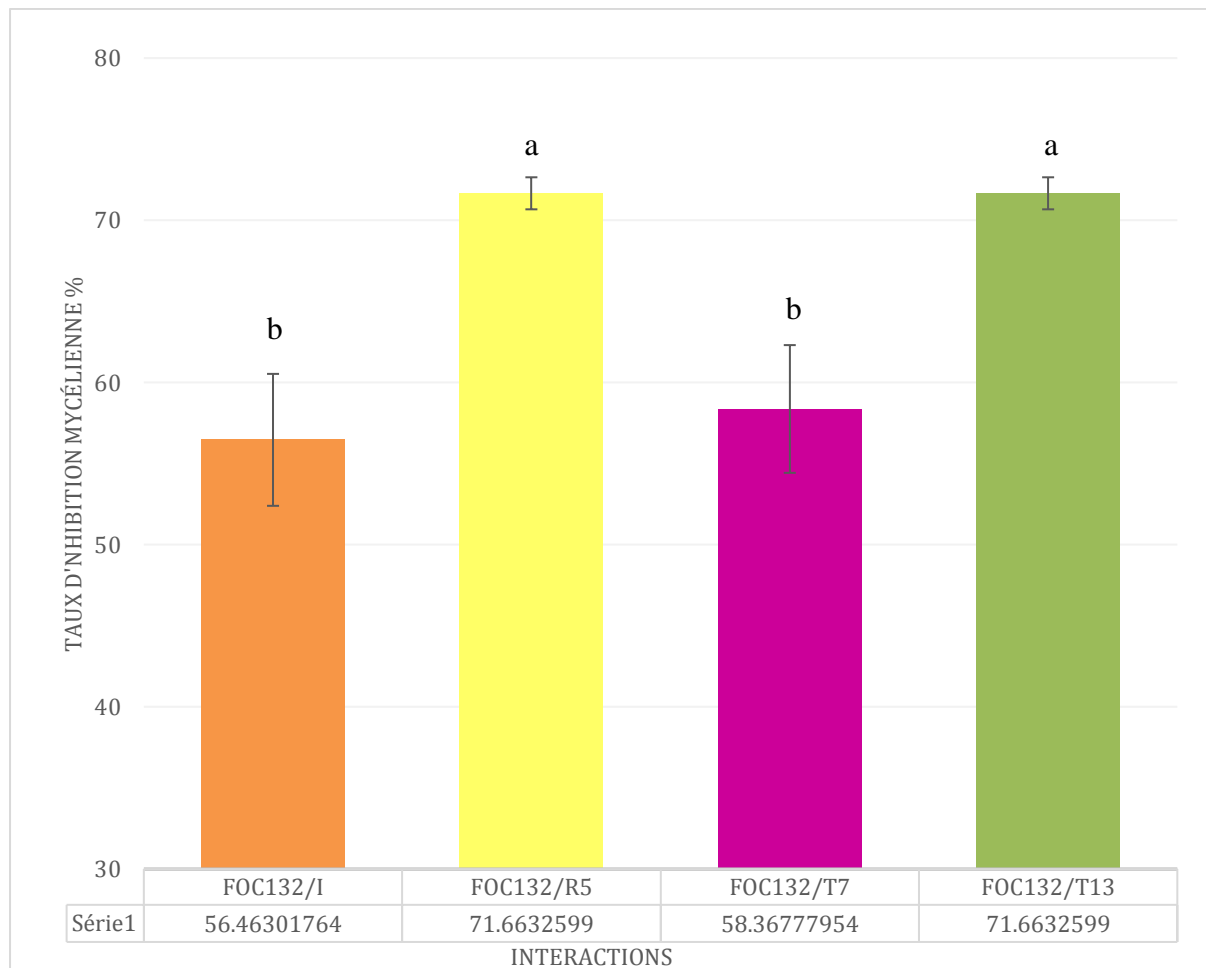
### 1.3. Potentiel antagoniste de *Trichoderma* spp. vis-à-vis de FOC

#### 1.3.1. Croissance mycélienne du parasite

L'évaluation de l'efficacité de divers isolats de *Trichoderma* vis-à-vis de FOC 132 a montré des niveaux variables d'inhibition de la croissance mycélienne de ce dernier. Les valeurs moyennes d'inhibition de la croissance mycélienne (MGI) observées pour chaque interaction sont reportées dans la figure 19. Au bout de 4 jours de confrontation *in vitro*, les isolats R5 et T13 se distinguent par leur forte capacité d'inhibition (plus de 71 %), tandis que les autres isolats présentent des niveaux d'inhibition modérés, compris entre 54 % et 60 %.

### PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

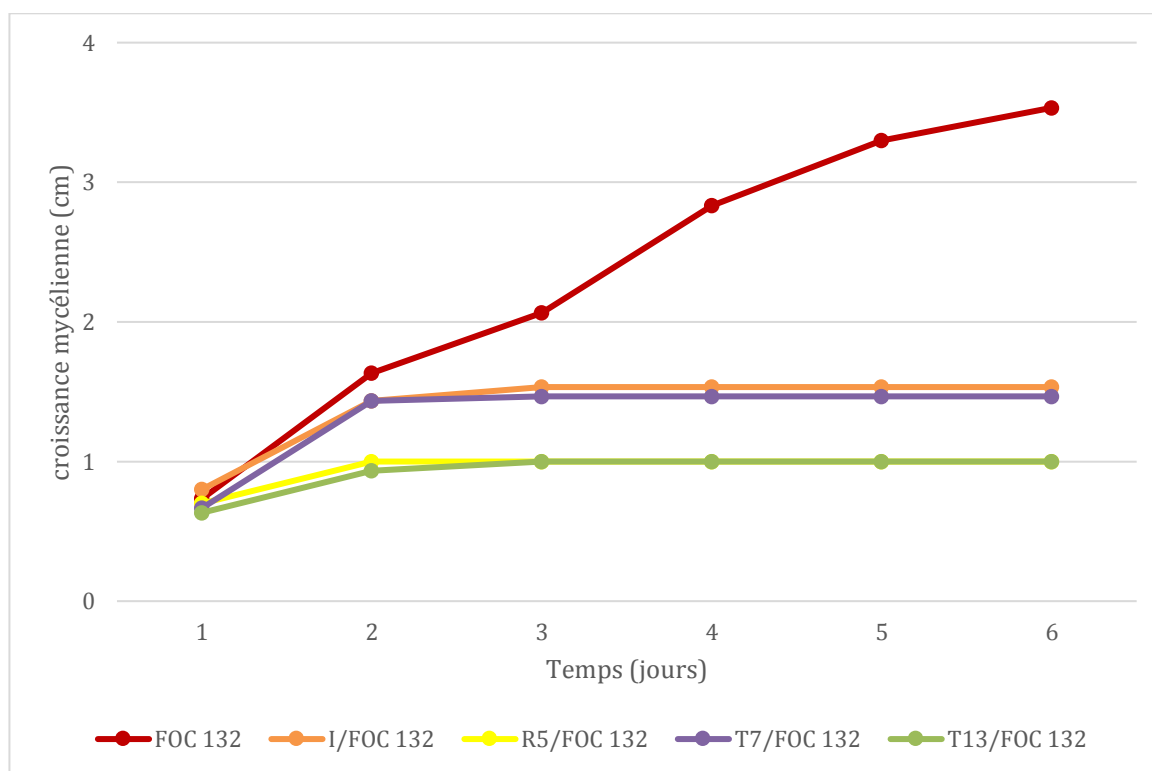
L'analyse de variance (ANOVA) effectuée sur les valeurs MGI indique une différence hautement significative ( $p < 0,05$ ) entre les isolats testés. Ce qui suggère que l'effet inhibiteur dépend fortement de l'isolat de *Trichoderma* considéré. Les isolats se répartissent en 2 groupes homogènes (Figure 19 ; Annexe 5 et 6).



**Figure 19 :** Taux d'inhibition de la croissance mycélienne de FOC 132 en présence de *Trichoderma* sp.

Le suivi au cours du temps de la croissance mycélienne de FOC 132, en présence de *Trichoderma*, révèle une diminution significative de la croissance de la colonie du pathogène lorsqu'il est exposé aux isolats les plus efficaces (R5 et T13) relativement au témoin non confronté. La croissance se stabilise au troisième jour de notation lorsque le pathogène est confronté à une des isolats de *Trichoderma* (figure 20). A la fin de l'expérience, au 7<sup>ème</sup> jour, la croissance moyenne de FOC 132 atteint 35,3 mm pour le témoin, alors qu'elle se limite à seulement 10 mm lorsque FOC 132 est confronté à R5 et T13 (figure 20).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS



**Figure 20** : Croissance mycélienne du pathogène (FOC 132) confronté à *Trichoderma* spp.

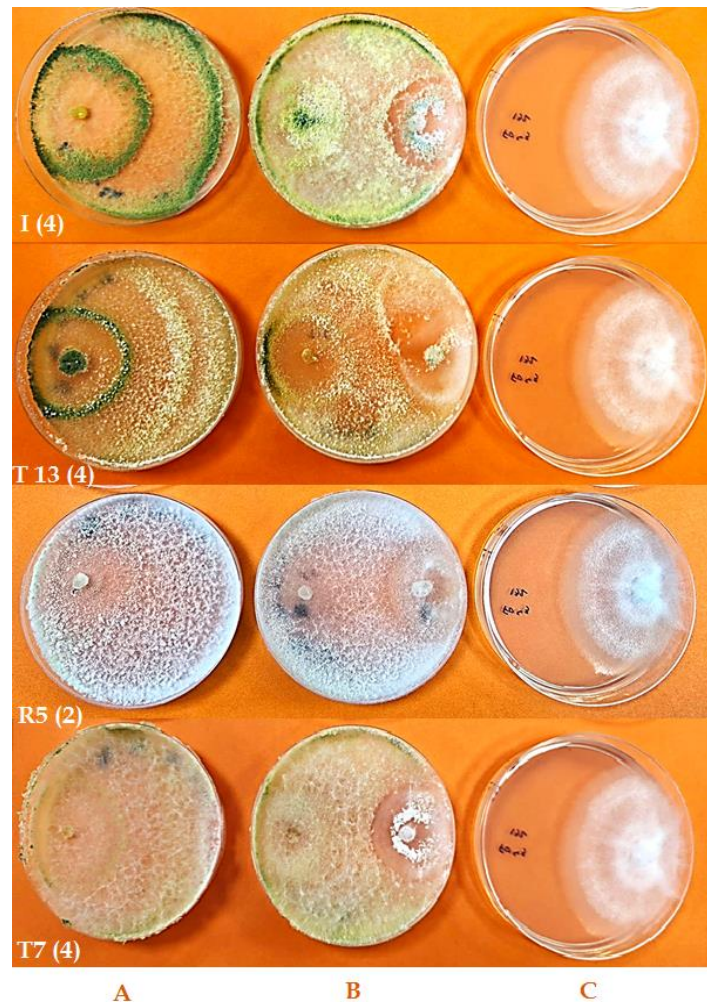
### 1.3.2. Évaluation du mycoparasitisme de *Trichoderma*

Les tests *in vitro* comparant différentes *Trichoderma* spp. face à la isolat pathogène FOC 132 ont démontré une activité mycoparasitaire remarquablement élevée pour toutes les isolats choisies dans notre étude. Les colonies des antagonistes (T 7, T13, I et R7) ont poussé sur le mycélium de FOC. Chaque isolat a montré une capacité significative à envahir complètement ou presque entièrement le mycélium du pathogène, avec un taux d'invasion supérieur à 75 %, ce qui les classe dans la catégorie 4 selon l'échelle d'intensité mycoparasitaire (0-4) selon l'échelle établie par Elias et al., (1993). Rappelons que la Classe 4 est la situation dans laquelle on note une invasion complète du mycélium pathogène associée à une sporulation active de *Trichoderma* sur la colonie de celui-ci.

Le fait d'obtenir cette classification une efficacité mycoparasitaire maximale pour les deux isolats de *Trichoderma* (figure 21), démontre une capacité des isolats testées à coloniser et à dégrader le mycélium de FOC 132. Le classement des isolats dans la classe 4 souligne non seulement leur capacité à inhiber la croissance de *Fusarium*, mais démontre également leur sporulation active sur son mycélium.

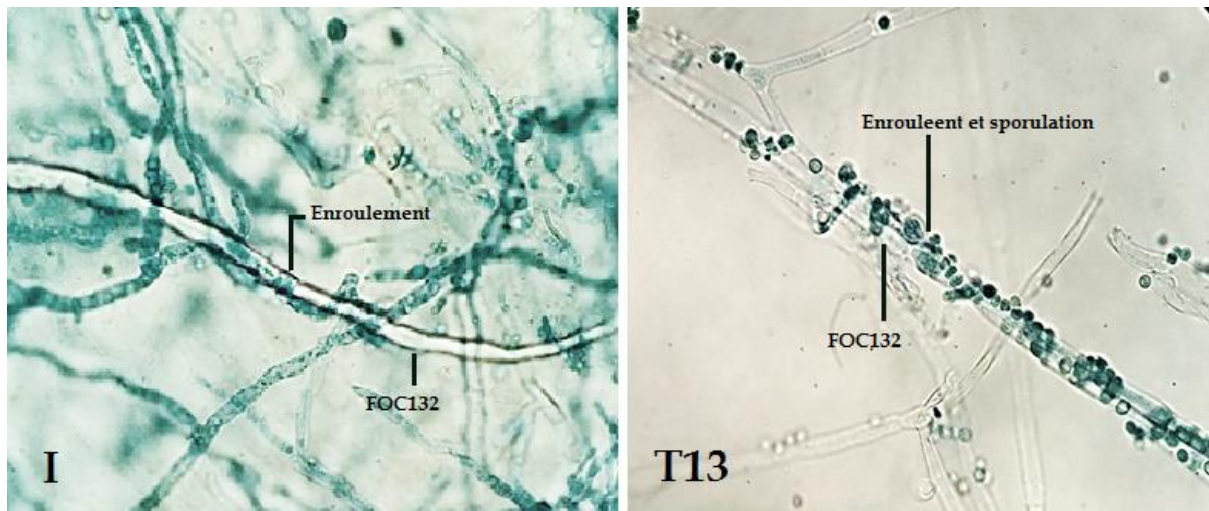
### PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

Les observations de l'interaction des hyphes indiquent que les hyphes antagonistes s'enroulent autour des hyphes du pathogène et les tuent (Figure 22). Occasionnellement, les hyphes des *Trichoderma* ont formé des structures en forme de crochets (appressoria) ou de grappes autour des hyphes du pathogène à partir desquelles la pénétration a eu lieu. Les hyphes de l'antagoniste se sont enroulés autour des hyphes du FOC avant la pénétration ou ont pénétré directement. Ce qui permettrait éventuellement un contact étroit et l'application d'une pression mécanique et enzymatique pour traverser la paroi cellulaire de l'hôte.



**Figure 21** : Effet *in vitro* des isolats de *Trichoderma* I, R5, T7 et T13 et FOC132 vis-à-vis de FOC 132, après 7 jours de confrontation. (A): *Trichoderma* (Témoin) seul, non confronté, (B): Confrontation entre I et FOC 132 (C): FOC132 seul, non confronté. Le chiffre entre parenthèses, après le code de la isolat, représente la classe de l'activité antagoniste de la isolat de *Trichoderma* (Originale, 2025).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS



**Figure 22 :** Enroulement des hyphes de *Trichoderma* (I et T13) sur les hyphes du parasite (FOC 132).

### 1.4. Evaluation *in vivo* du potentiel antagonisme de *Trichoderma* spp. vis-à-vis de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*

#### 1.4.1 Incidence de la maladie

L'incidence correspond au pourcentage de plantes présentant des symptômes de fusariose. Elle a été évaluée 8 jours après l'inoculation (première évaluation). Elle correspond au début des symptômes.

- T- (témoin sain) : 0% des plantes présentent des symptômes (toutes les plantes ont été notées 0), confirmant l'absence de contamination.

- T+ (Foc 132 seul) : 100% des plantes ont présenté des symptômes dès la première évaluation (toutes les plantes ont été notées  $\geq 1$ ). Les symptômes observés consistent en un jaunissement progressif des folioles commençant par les feuilles de la base et remontant progressivement vers le sommet.

- I (Foc 132 + *Trichoderma* I) et T13 (Foc 132 + *Trichoderma* T13) : Les premiers symptômes sont apparus dès la première évaluation ; cependant, la proportion de plantes montrant des symptômes de la fusariose étaient inférieure à celle observée dans le témoin T+.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 1.4.2. Sévérité de la maladie

La sévérité a été évaluée sur une échelle de 0 à 4 (Landa et al., 2004) toutes les 48 heures.

- **T-** : La note moyenne était de 0 à toutes les dates d'évaluation, ce qui indique que les plantes sont saines.

- **T+** : Les notes ont rapidement augmenté, atteignant des niveaux élevés (3 à 4) à la troisième évaluation, et de nombreuses plantes sont mortes à la quatrième et cinquième évaluation. Les symptômes comprenaient principalement un flétrissement sévère, un rabougrissement et une mort précoce, ce qui correspond au pathotype « flétrissement ».

- **I et T13** : Les notes moyennes étaient inférieures à T+ à chaque évaluation. Il y avait plus de plantes avec des indices 1 et 2, indiquant un jaunissement modéré ou léger, et moins de plantes mortes à la fin de l'essai. Ceci reflète un effet de biocontrôle partiel, ralentissant la progression de la maladie (figure 23).



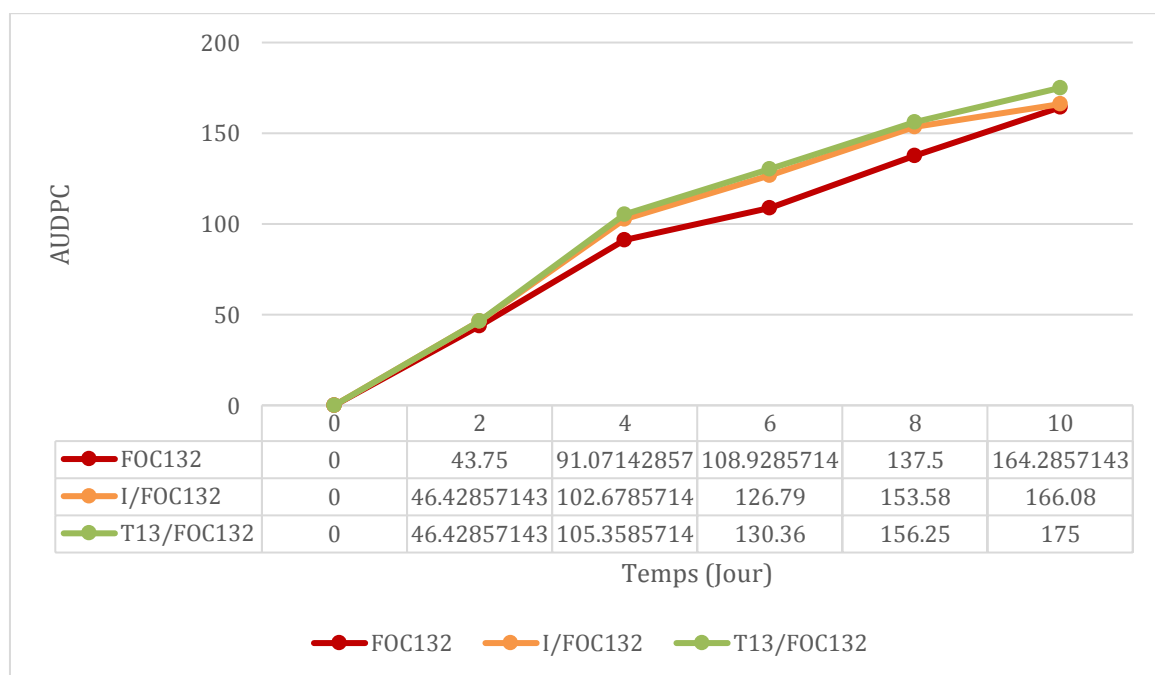
**Figure 23 :** Symptômes de fusariose vasculaire sur plantules de pois chiche traitées avec *Trichoderma* I et T13 comparativement au témoin avec FOC132 (T+) et témoin sans FOC132 et sans *Trichoderma* (T-).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 1.4.3. Analyse de l'AUDPC (Area Under Disease Progression Curve)

L'AUDPC est un indicateur clé utilisé pour quantifier l'intensité et la progression de la maladie dans le temps. Une AUDPC élevée signifie une progression plus rapide de la maladie et un traitement moins efficace. La figure 24 illustrent l'évolution de l'AUDPC pour les trois différents traitements.

Nous constatons que l'expression de la maladie se manifeste différemment en fonction du type de isolat. Les figures nous montrent que l'incidence du flétrissement vasculaire est élevée et ceci quelque soit la isolat de *Trichoderma* antagoniste utilisé dans l'essai de biocontrôle *in vivo*.



**Figure 24 :** AUDPC dans le cas des plantules (ILC 3279) inoculées avec FOC 132 (T+), I/FOC132 et T13/FOC132.

Les valeurs de l'AUDPC sont légèrement inférieures à celles du T13/FOC132. La stagnation de l'AUDPC après le 8ème jour indique une stabilisation de la maladie, peut-être due à une réponse immunitaire locale ou à une compétition accrue entre le pathogène et le *Trichoderma*.

Le T13/FOC132 présente un AUDPC légèrement plus élevé que l'I/FOC132, ce qui traduit une efficacité moindre dans la réduction de la progression de la maladie. Cependant, par rapport au contrôle positif (FOC132), il montre une amélioration significative dans le retardement de la progression de la maladie. Le traitement I/FOC132 semble offrir une performance initiale supérieure, l'AUDPC se stabilisant après quelques jours, ce qui peut suggérer une activité synergique ou une stimulation des mécanismes de défense de la plante.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

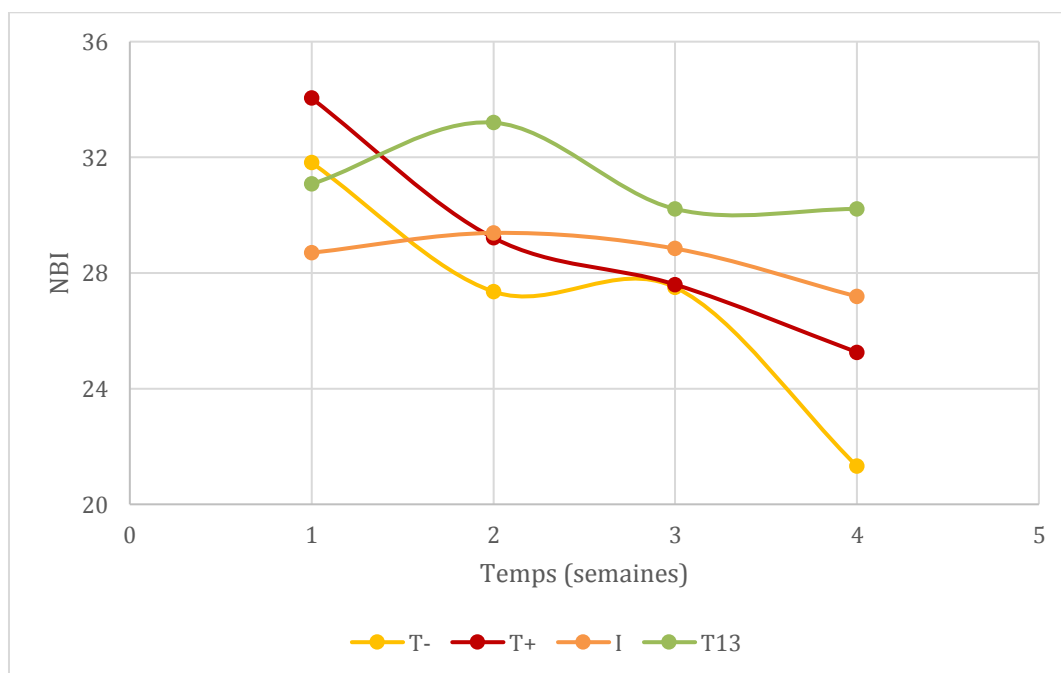
### 2. Evaluation des *Trichoderma* spp. Pour leur potentiel à promouvoir la croissance des plantes de pois chiche

#### 2.1. Estimation de paramètres biochimiques à l'aide d'un capteur optique « Dualex® »

Les indices NBI, Chll et Flavonols sont notés à 7, 14, 21, 28 jours après inoculation, ce qui correspond à 16, 23, 30 et 37 jours après semis.

##### 2.1.1. NBI (Nitrogen balance index)

La figure 25 illustre les indices NBI. Quelque soit le traitement appliqué, une réduction progressive du NBI est observée. En effet, Le contrôle négatif (T-) montre une réduction allant d'un indice de l'ordre de 31,81 à 21,31 enregistrés après une semaine et 4 semaines, respectivement, soit une chute d'équivalent teneur azote de 10,50. Le traitement (T+) montre également un déclin de l'indice NBI, puisque celui-ci est passé 34,04 à 25,26, soit une réduction de l'ordre de 8,78. En revanche, les traitements au *Trichoderma* (I et T13) induisent des baisses insignifiantes à la fin de l'expérimentation. Ainsi, avec le T13, l'écart calculé est de 0, 86. De même, avec le traitement I, affiche un écart de 1,51. (Figure 25).



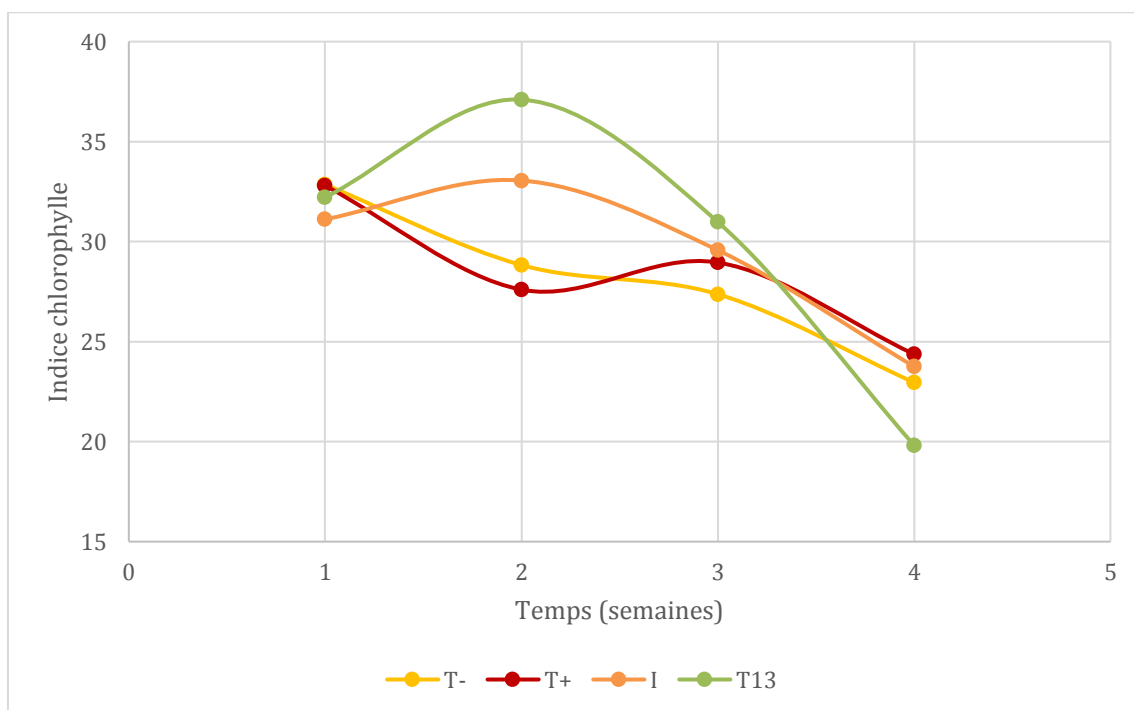
**Figure 25 :** NBI du pois chiche traité aux *Trichoderma* (T13 et I) et non traité (T- et T+).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 2.1.2. Chlorophylle foliaire (Chll)

La figure 26 illustre l'indice équivalent chlorophylle des plantules de pois chiches. Nous observons une baisse significative de l'indice qui diminue pour tous les traitements, mais la baisse est plus marquée pour T- et I à J4. T+ et T13 qui montrent une meilleure stabilité de la chlorophylle en fin d'essai, ce qui traduit un meilleur état physiologique des feuilles (figure 26).

La figure 26 illustre les indices chl. Nous remarquons que quelque soit le traitement appliqué, une réduction progressive du NBI est observée. En effet, Le contrôle négatif (T-) montre une réduction allant d'un indice de l'ordre de 32,85 à 22,95 enregistrés après une semaine et 4 semaines, respectivement, soit une chute d'équivalent teneur chlorophylle de 9,9. Le traitement (T+) montre aussi une diminution de l'indice chlorophylle, puisque celui-ci est passé 32,8 à 24,37, soit une réduction de l'ordre de 8,43. En revanche, les traitements réalisés avec T13 et I induisent des baisses insignifiantes à la fin de l'expérimentation. Ainsi, avec le T13, l'écart calculé est de 12,4. De même, avec le traitement I, affiche un écart de 9,36. (Figure 26).



**Figure 26 :** Indice chlorophylle (Chll) du pois chiche traités aux *Trichoderma* (T13 et I) et non traités (T- et T+).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

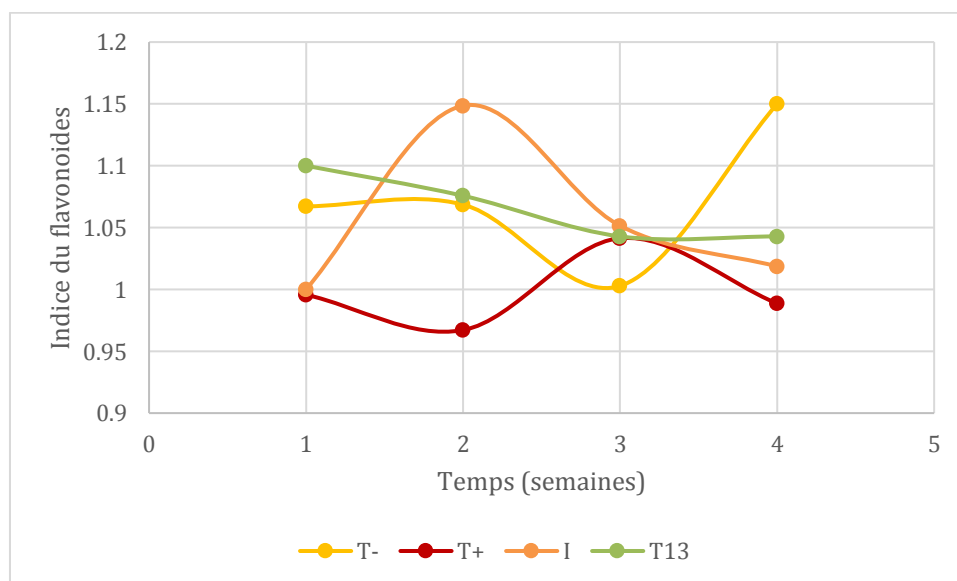
### 2.1.3. Indice flavonoïdes (Flav)

Des fluctuations modérées mais globalement en hausse, notamment en semaine 4 ont été notées. C'est le cas du contrôle négatif (T-) où nous avons enregistré 1,06 et 1,15, respectivement, après 1 et 4 semaines. Cela peut s'expliquer par l'absence de stress biotique, le métabolisme des flavonoïdes reste stable ou augmente légèrement avec le développement de la plante (Figure 27).

Dans le cas du traitement (T+), nous notons une tendance à la baisse entre la première et la quatrième notation où nous avons enregistré une baisse de 0,01. L'infection par FOC affaiblit la plante, entraînant une réduction de la synthèse de flavonoïdes, souvent mobilisés ou consommés face au stress oxydatif.

Dans le cas du traitement I, nous observons un pic à la semaine 2 (>1,15), puis une baisse progressive jusqu'à atteindre 1,02. L'inoculation avec *Trichoderma* stimule la biosynthèse des flavonoïdes au début (activation des voies de défense), mais l'effet diminue avec le temps.

En ce qui concerne *Trichoderma* T13, nous remarquons une évolution plus stable avec des légères variations, puisque l'indice enregistré 1,1 et 1,04, à la première et à la dernière notation, respectivement. T13 induit une réponse plus modérée mais durable. Cela peut être le signe d'un équilibre entre stimulation des défenses et réduction du stress oxydatif.



**Figure 27 :** Indice flavonoïdes du pois chiche traité aux *Trichoderma* (T13 et I) et non traité (T- et T+).

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 2.2. Mesure des paramètres morphométriques des plantules

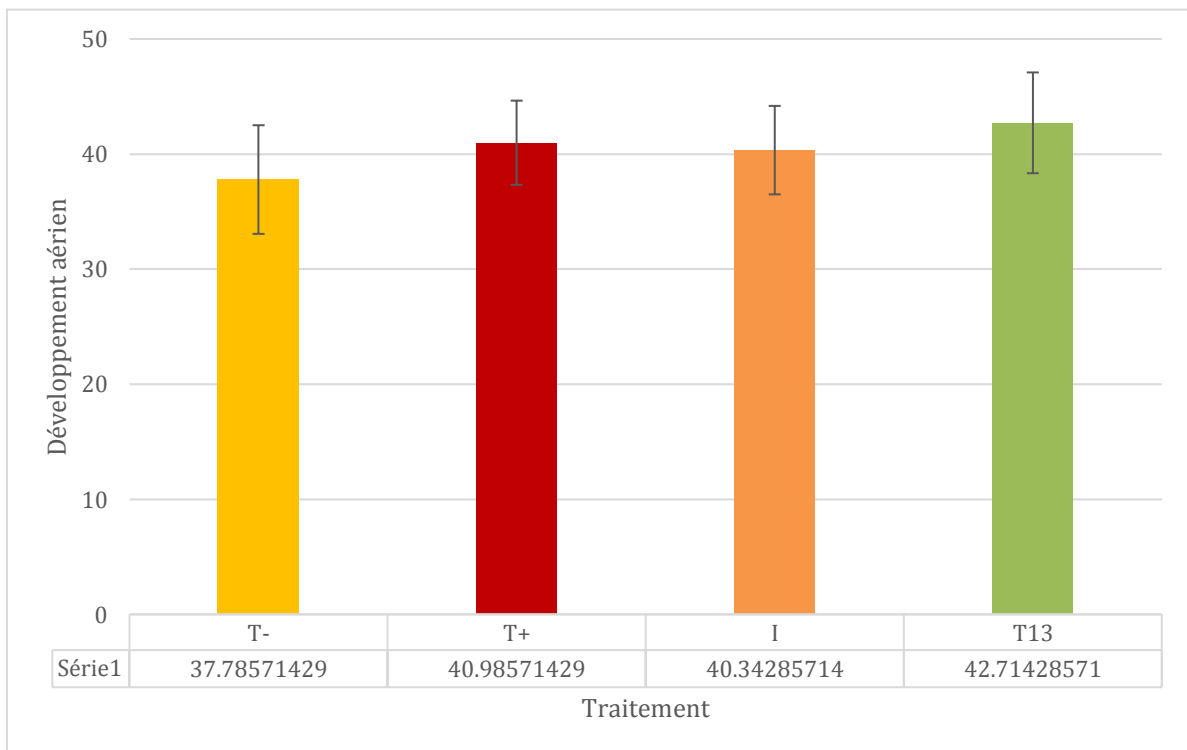
En comparant les plantes inoculées avec des isolats bénéfiques aux plantes non inoculées (témoins), on peut objectivement évaluer et quantifier l'effet de promotion de croissance.

Dans notre cas, les paramètres comme la hauteur de la plante et le nombre de feuilles sont mesurés à la fin de l'expérience (60 jours après inoculation).

#### 2.2.1. Effet des traitements sur la croissance du pois chiche

L'étude de la croissance du pois chiche, évaluée par la longueur du système aérien et la vitesse de croissance, a porté sur quatre traitements principaux : témoin négatif (T-), témoin positif (T+), isolat I et isolat T13.

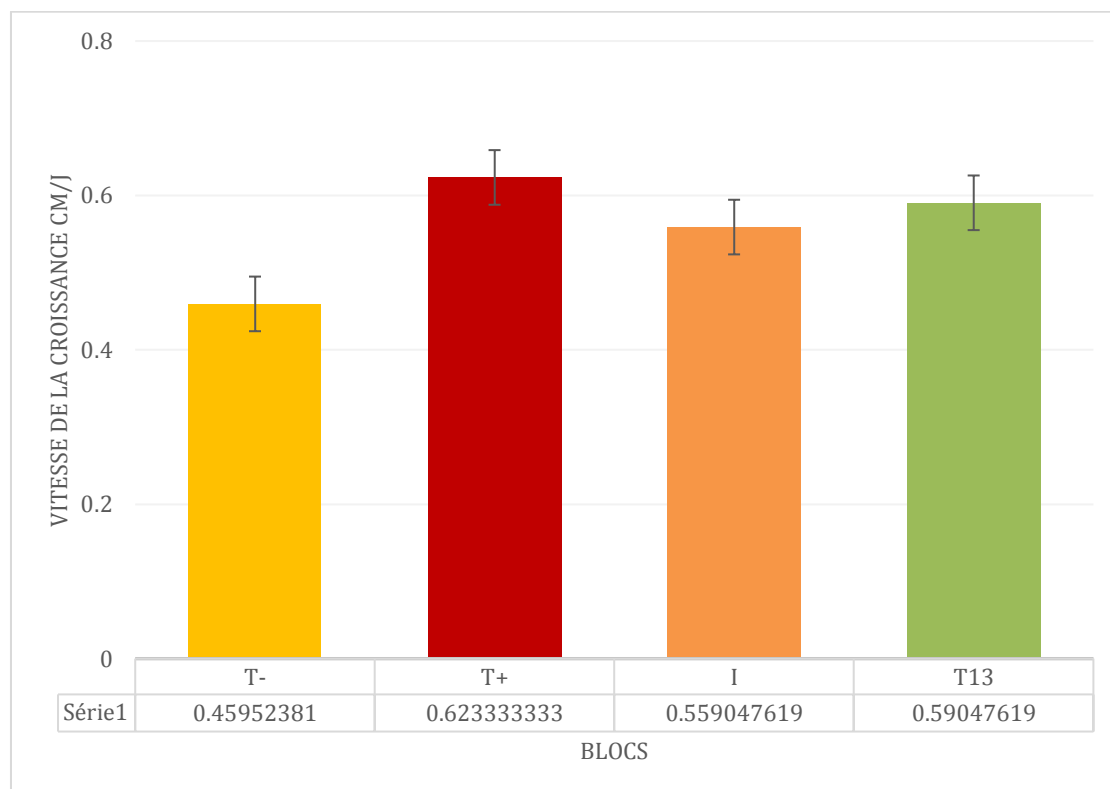
La figure 28 illustre les données de la longueur du système aérien des plantules. Le traitement T13 montre des valeurs de la hauteur la plus importante (42,71 cm) contre 40,98 cm pour T+, 40,34 cm pour I et 37,78 cm dans le cas du témoin (T-).



**Figure 28 :** Hauteur des plantules du pois chiche traités aux *Trichoderma* (T13 et I) et non traités ( T- et T+), (les moyennes représentent la somme de 7 répétitions correspondant à 1 plantule par pot).

### PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

La vitesse de croissance moyenne (mm/jour) enregistrée dans le témoin positif (T+) est la plus élevée, suivie par les vitesses de T13 et I, qui montrent également une stimulation notable de la croissance par rapport au témoin négatif (figure 29).



**Figure 29 :** Vitesse de croissance des plantules de pois chiche traités avec T13 et I, comparativement aux témoins non traités.

L'analyse de variance (ANOVA) n'a pas révélé de différences de vitesse statistiquement significatives entre les traitements ( $F = 1,65$  ;  $p = 0,20$ ), ce qui indique que, malgré une tendance à l'augmentation de la croissance avec T+, I et T13, l'impact reste modeste et pourrait être affecté par la variabilité expérimentale.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

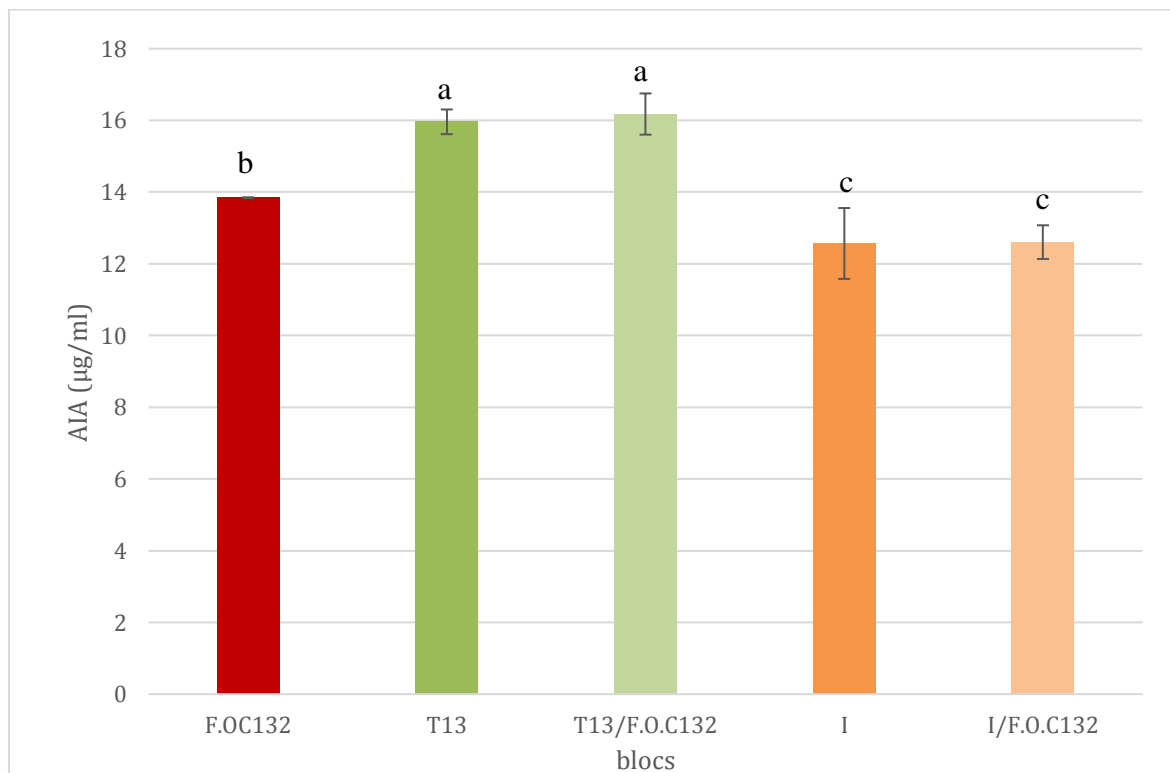
### 3. Estimation des paramètres biochimiques des isolats de *Trichoderma*

#### 3.1. Production d'AIA (Acide indole acétique) par les isolats de *Trichoderma*

L'évaluation quantitative de la production d'AIA (exprimée en  $\mu\text{g/ml}$ ) par les différents isolats a révélé des différences significatives entre les traitements. Les valeurs moyennes obtenues pour chaque isolat et chaque condition sont rapportées dans la figure 30.

Dans la figure 30, isolats T13 et le mélange isolats T13/FOC132 présentent les plus fortes productions d'AIA, supérieures à  $15 \mu\text{g/ml}$ , tandis que les isolats I et le mélange I/FOC132 montrent des valeurs plus faibles, proches de  $12,6 \mu\text{g/ml}$ .

Une analyse de variance (ANOVA) effectuée sur les données AIA indique une différence hautement significative entre les traitements ( $F = 18,48$  ;  $p < 0,0001$ ) (Annexe 7 et 8). Ceci suggère que la capacité de production d'AIA est fortement influencée par l'isolat testé.



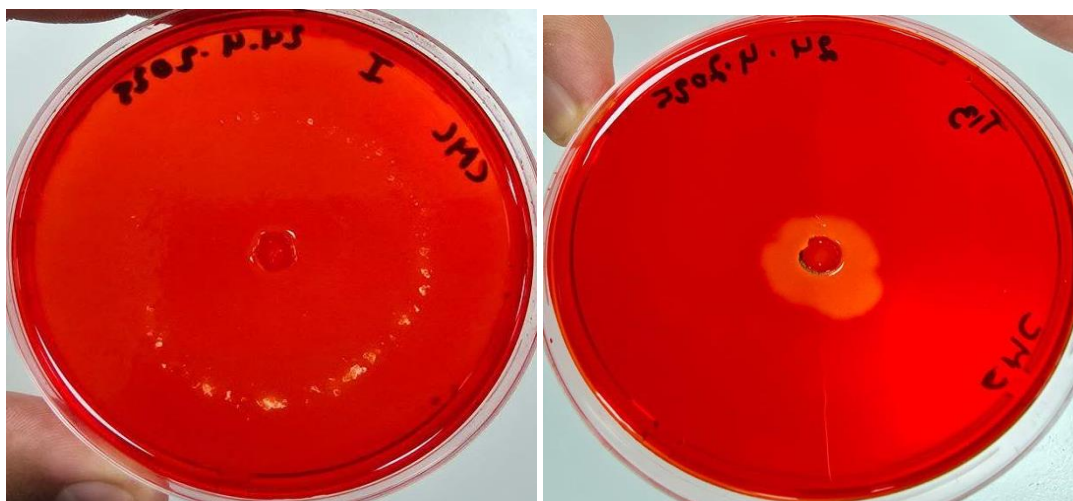
**Figure 30 :** Variation de la production de l'AIA *in vitro*, pour le pathogène et les différents isolats de *Trichoderma*. T13/FOC132 ; I/Foc 132 FOC et I seul et FOC132 seul.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### 3.2. Criblage de l'activité cellulolytique basé sur la zone de clarification

Les boîtes de Pétri contenant le milieu de CMC utilisées dans le test de screening de l'activité cellulolytique et colorées au rouge congo puis décolorées avec la solution de NaCl montrent un halo clair autour de la colonie de T13 (figure 31). L'indice d'hydrolyse moyen de T13 est de  $0,46 \pm 0,08$ . Ces résultats indiquent une activité cellulolytique modérée à élevée, suggérant une production significative d'enzymes dégradant la cellulose. Cette capacité peut être liée au potentiel mycoparasitaire de cet isolat.

Pour l'isolat I, l'indice d'hydrolyse est de 0, malgré une croissance mycélienne significative (diamètre moyen des colonies : 8,4 cm). Cela indique une absence totale d'activité cellulolytique détectable dans les conditions expérimentales utilisées.



**Figure 31 :** Zone claire de *Trichoderma* T13 (à droite), comparativement à la *isolat* I (à gauche), où l'on note une absence totale de cette activité, sur milieu de culture CMC, 3 jours à 28°C.

## PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS

### II. Discussion

L'efficacité des isolats de *Trichoderma* à inhiber le développement du pathogène, notamment les isolats R5, I, T7 et T13 qui se distinguent par leurs fortes capacités mycoparasitaires, indique un fort potentiel d'utilisation en lutte biologique. L'inhibition de la croissance de la colonie du parasite observée ne peut être attribuée qu'à des mécanismes de mycoparasitisme, étant donné qu'il n'y a pas d'effet des *Trichoderma* à distance. Ce fait a d'ailleurs été corroboré par les résultats d'observations du phénomène d'enroulement des hyphes de *Trichoderma* autour des hyphes du pathogène confirmant ainsi le phénomène de mycoparasitisme.

Nos résultats confirment ceux de Dubey et al. (2007) qui ont observé une forte activité mycoparasitaire des espèces de *Trichoderma* comme *T. viride*, *T. harzianum*, *T. virens* contre FOC. Les observations réalisées au microscope optique (x40) ont montré un enveloppement des hyphes des isolats de *Trichoderma* autour des hyphes du pathogène. Ces observations ont permis de mettre en évidence la présence d'appressoria au niveau des points de pénétration du mycélium de FOC. Ce processus pourrait reposer sur plusieurs mécanismes synergiques, notamment, la production d'enzymes hydrolytiques (cellulases, chitinases,  $\beta$ -glucanases) (Dubey et al, 2007), enzymes nécessaires à la dégradation de la paroi fongique du parasite et donc à la pénétration. Selon Druzhinina et al. (2011), certaines espèces de *Trichoderma* se distinguent par leur arsenal enzymatique, codé par des gènes spécialisés et utiles à la dégradation de la paroi cellulaire des champignons phytopathogènes.

La sporulation active du mycélium des *Trichoderma* testés sur le mycélium du pathogène (FOC 132), observée au microscope, confirme une colonisation réussie et durable, essentielle à la réussite de la lutte contre l'agent de la fusariose vasculaire du pois chiche. Cette sporulation sur le substrat pathogène assure la persistance des agents de lutte biologique dans le sol, permettant leur action à long terme.

L'impact de *Trichoderma* sur FOC a été élevé *in vitro* mais modéré *in vivo*. Dans ce dernier cas, les isolats I et T13 retardent l'apparition des symptômes, mais n'empêchent pas la progression de la maladie, qui comme nous l'avons observée évolue plus lentement.

L'introduction de *Trichoderma* (I ou T13) dans le sol aide à réduire la sévérité de la maladie et à retarder la mortalité des plantules. Les plantules traitées présentent principalement des réactions modérées, ce qui indique une efficacité partielle du biocontrôle.

### **PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS**

Pour la isolat T13, bien que son AUDPC soit inférieure à celle observée dans le contrôle positif (T+), elle ne parvient pas à empêcher complètement la progression de la maladie. Cette observation est en accord avec des études antérieures montrant que les agents de biocontrôle à base de *Trichoderma* peuvent ralentir la progression de la maladie sans toujours fournir une protection totale (Vinale et al., 2008).

A l'avenir, il serait intéressant de monter un dispositif expérimental dans lequel les *Trichoderma* seraient introduits dans le sol avant l'introduction du parasite.

Les données obtenues avec le capteur *Dualox*® ont permis d'évaluer *in vivo* l'effet des traitements à base de *Trichoderma* sur le statut nutritionnel et physiologique des plantules de pois chiche. L'analyse des indices NBI, Chll et Flav montre que les isolats testées (I et T13) influencent positivement la nutrition azotée, la stabilité chloroplastique ainsi que la synthèse des flavonoïdes, en comparaison avec les traitements témoins (T- : non traité/non infecté; T+ : non traité/ infecté par FOC).

L'indice NBI traduit la teneur relative en azote foliaire, qui est un facteur essentiel pour la croissance et la productivité des plantes. Les traitements témoins (T- et T+) montrent une baisse significative de cet indice au cours du temps, ce qui peut refléter une diminution naturelle de la concentration en azote avec le développement des feuilles matures ou une altération du métabolisme azoté induite par le stress pathologique dans le cas de T+.

En revanche, les traitements aux isolats de *Trichoderma* (I et T13) présentent des variations mineures, indiquant une meilleure préservation de la teneur en azote. Cela pourrait s'expliquer par une amélioration de l'absorption racinaire, une augmentation de la disponibilité de l'azote dans le sol via l'activité microbienne, ou encore une modulation du métabolisme azoté interne de la plante. Ces résultats sont en accord avec plusieurs études montrant que *Trichoderma* peut stimuler indirectement l'assimilation de l'azote en favorisant la croissance racinaire ou en sécrétant des substances exogènes modulant l'expression des gènes liés à l'absorption minérale (Chihat, et al., 2021; Yedidia et al., 2001).

La chlorophylle est un indicateur clé de la santé photosynthétique des feuilles. Une réduction de son contenu peut être associée à divers stress biotiques ou abiotiques. Dans notre cas, tous les traitements montrent une baisse progressive de l'indice Chll, ce qui est attendu compte tenu de l'avancement du stade végétatif. Toutefois, cette baisse est plus prononcée chez les plants non protégés (T- et I), tandis que ceux traités avec la isolat T13 maintiennent une valeur plus

### **PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS**

élevée en fin d'essai. Cela suggère que T13 pourrait contribuer à la stabilisation des membranes chloroplastiques ou à la protection contre les espèces réactives d'oxygène (ROS) générées lors du stress biotique. En effet, certaines isolats de *Trichoderma* sont connues pour activer les systèmes antioxydants de la plante, limitant ainsi la peroxydation lipidique et la dégradation chloroplastique (Contreras-Cornejo et al., 2009). Ce mécanisme pourrait expliquer la meilleure préservation de la chlorophylle observée dans ce traitement.

Les flavonoïdes jouent un rôle crucial dans la réponse immunitaire des plantes, notamment comme antioxydants et signaux moléculaires dans les voies de défense. Nos résultats montrent une évolution contrastée selon les traitements ; le contrôle T- présente une légère augmentation progressive, probablement liée à un développement normal de la plante. Le traitement T+ montre une tendance à la baisse, ce qui pourrait indiquer une consommation accrue de ces composés face au stress oxydatif induit par l'infection fongique. Le traitement I montre un pic précoce suivi d'une baisse, suggérant une activation transitoire des mécanismes de défense. Le traitement T13 se distingue par une évolution plus stable, reflétant possiblement une induction plus équilibrée et soutenue des défenses sans surexploitation des ressources métaboliques.

Ces observations appuient l'hypothèse selon laquelle *Trichoderma* peut réguler la production de flavonoïdes via l'activation des voies de signalisation impliquées dans la résistance systémique induite (ISR), comme cela a été rapporté dans la littérature (Harman et al., 2004 ; Martínez-Medina et al., 2017). La isolat T13 semble particulièrement efficace dans ce sens, en maintenant un niveau adéquat de flavonoïdes tout au long de l'essai.

Par ailleurs, nous avons noté que I et T13 de *Trichoderma* spp. stimulent la croissance du pois chiche d'une manière similaire au contrôle positif, révélant un potentiel intéressant pour améliorer la croissance des plantes. Cette stimulation pourrait être associée à la production de phytohormones ou à une meilleure absorption des nutriments. Cependant, l'absence de différences significatives appelle à des investigations supplémentaires avec un plus grand nombre de répétitions ou dans des conditions de stress afin de mieux mettre en évidence les effets des traitements.

En laboratoire, le dosage d'AIA indique que certains isolats de *Trichoderma*, en particulier T13 seul ou T13/F.OC132 sont capables de produire des quantités significativement plus élevées d'AIA. Cette hormone de croissance végétale est essentielle pour stimuler la croissance des racines et améliorer la santé des plantes. La production accrue d'AIA dans ce cas peut

### **PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSIONS**

contribuer à améliorer la résistance des plantes au stress biotique, en particulier contre *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* comme cela a été rapporté par Sharma et al. (2023).

Selon Vinale et al. (2008), cette variabilité observée dans la production d'AIA entre des isolats pourrait être attribuée à des différences génétiques ou physiologiques. Nos résultats sont en accord avec la littérature existante, qui rapporte que certaines isolats de *Trichoderma* sont d'excellents producteurs d'AIA et peuvent donc fonctionner comme des promoteurs de croissance en plus de leurs effets antagonistes (Abdelrahman et al., 2020 ; Saravanakumar et al., 2020).

La production d'enzymes lytiques comme les cellulases, les chitinases et les glucanases est l'une des principales méthodes par lesquelles les champignons du genre *Trichoderma* exercent leurs effets antagonistes contre les pathogènes du sol, notamment *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* (Dubey et al., 2007). Plus précisément, les cellulases jouent un rôle crucial dans la décomposition des parois cellulaires des champignons cibles, facilitant ainsi le processus de mycoparasitisme.

L'isolat T13, avec un indice d'hydrolyse moyen de 0,46 se distingue par son activité cellulolytique notable. Cette caractéristique renforce son potentiel en tant que candidat prometteur pour la lutte biologique, en particulier dans les environnements où l'interaction directe avec le pathogène est critique.

Aucune zone claire n'a été observée autour de la colonie, ce qui pourrait impliquer soit une absence de production de cellulases, soit un défaut d'expression ou d'activation. Néanmoins, cet isolat pourrait exercer son effet antagoniste par des mécanismes alternatifs tels que la compétition pour les nutriments, la production d'antibiotiques, ou l'induction d'une résistance systémique induite.

A l'inverse, l'absence d'activité enzymatique de l'isolat I met en évidence la diversité des stratégies adoptées par les isolats de *Trichoderma*. Comme l'indiquent plusieurs études (Harman et al., 2004 ; Benítez et al., 2004), certains isolats peuvent supprimer la croissance du pathogène sans nécessairement produire d'enzymes lytiques. Cette variabilité mécanistique souligne l'importance d'une approche multidisciplinaire pour caractériser de manière exhaustive les modes d'action des agents de biocontrôle.

## CONCLUSION GÉNÉRALE

La fusariose vasculaire, causée par le champignon *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*, constitue une menace majeure pour la culture du pois chiche, particulièrement en Algérie où cette légumineuse joue un rôle important dans l'alimentation humaine et les systèmes agricoles. Face à l'inefficacité croissante des méthodes chimiques et aux contraintes environnementales associées, la recherche de solutions alternatives durables s'impose comme une priorité.

Dans ce contexte, notre étude a porté sur l'évaluation du potentiel antagoniste de plusieurs isolats de *Trichoderma* spp., isolés à partir de sols algériens cultivés en pois chiche, contre la souche pathogène FOC 132. Les résultats obtenus ont révélé que tous les isolats testés présentent une activité mycoparasitaire très élevée (>75 %) *in vitro*.

L'isolat T13 se distingue par une activité cellulolytique notable (0,46), confirmant son pouvoir lytique accru.

Les essais menés en serre ont montré une réduction significative de la sévérité des symptômes chez les plantes traitées par les isolats de *Trichoderma*, bien que l'efficacité observée ne soit pas totale. Les paramètres agronomiques tels que la hauteur des plantules, le nombre de feuilles et l'indice chlorophyllien mesuré via « Dualex® » ont été améliorés, traduisant une influence positive des *Trichoderma* sur la croissance et la santé des plantes.

Enfin, ces travaux montrent que les isolats locaux de *Trichoderma*, notamment T13, constituent des candidats prometteurs pour le développement de formulations biologiques adaptées aux conditions pédoclimatiques locales. Leur utilisation pourrait offrir une alternative aux produits chimiques pour la gestion durable de la fusariose du pois chiche.

Une caractérisation génétique (ex. séquençage ITS, TEF-1 $\alpha$ ) permettrait d'identifier précisément les espèces de *Trichoderma* impliquées, facilitant ainsi leur classification taxonomique et la compréhension de leurs modes d'action spécifiques.

Il serait pertinent de valider l'efficacité de ces isolats dans des conditions proches de celles rencontrées sur le terrain, afin d'évaluer leur persistance, leur compétitivité et leur efficacité sous contraintes environnementales réelles.

Le développement de formulations (poudres, granulés, suspensions) adaptées aux conditions agricoles algériennes est indispensable pour garantir une application uniforme et une survie accrue des agents biocontrôleurs dans le sol.

L'analyse de l'expression des gènes codant pour les enzymes lytiques (chitinases, cellulases, glucanases) pourrait aider à mieux comprendre les bases moléculaires de l'antagonisme et à sélectionner les isolats les plus performants.

Des analyses complémentaires sur l'effet des isolats sur la nutrition minérale, la fixation de l'azote, ou la synthèse d'hormones végétales (AIA, gibbérellines) pourraient élargir leur champ d'application à l'amélioration de la productivité des cultures.

## Références bibliographique

- AAC., 2004. Pois chiche: Situation et perspectives. Le Bulletin Bimensuel, 17(15), 4 p. Abbo S., Redden R.J., Yadav S.S., 2007. Utilization of wild relatives. In: Yadav S.S., Redden B., Chen W., Sharma B. (eds) Chickpea breeding and management. CAB International, Wallingford, pp 338-354.
- Abdelrahman, M., Abdel-Motaal, F., El-Sayed, M. A., Jogaiah, S., & El-Keblawy, A. (2020). *Trichoderma harzianum* enhances salinity tolerance of tomato plants by modulating phytohormones and antioxidants. Journal of Plant Interactions, 15(1), 554–561. <https://doi.org/10.1080/17429145.2020.1814824>
- Ahmad P, Abdel Latef AA, Hashem A, AbdAllah EF, Gucl S, Tran LSP (2016) Nitric oxide mitigates salt stress by regulating levels of osmolytes and antioxidant enzymes in chickpea. Front Plant Sci 7:347
- Alajaji S.A., El-Adawy T.A., 2006. Nutritional composition of chickpea (*Cicer arietinum* L.) as affected by microwave cooking and other traditional cooking methods. J Food Composition Analysis 19: 806 – 812.
- Altomare, C., Norvell, W.A., Björkman, T., Harman, G.E., 1999. Solubilization of phosphates and micronutrients by the plant growth promoting and biocontrol fungus *Trichoderma harzianum* Rifai 1295-22. Appl. Environ. Microbiol. 65, 2926–2933.
- Ameziane E. A., 1981. Modalité d'expression de la résistance d'un cultivar de pois chiche (*Cicer arietinum*) à *Ascochyta rabiei* (Pass.) Lab. Thèse de docteur-ingénieur, E.N.S.A., Rennes, 41p.
- Arora, D.K., Pandey, A.K., Srivastava, A.K., 1996. Effects of heat stress on loss of C, germination and pathogenicity from chlamydospores of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. Soil Biol. Biochem. 28, 399-407.
- Arshad, M., Frankenberger, W.T.J., 1992. Microbial production of plant growth regulators. In: Metting, F.B.J. (Ed.), Soil Microbial Ecology, Marcel Dekker Inc., New York, pp. 307–347.
- Bae, H., Roberts, D.P., Lim, H.S., Strem, M.D., Park, S.C., Ryu, C.M., Melnick, R.L., Bailey, B.A., 2011. Endophytic *Trichoderma* isolates from tropical environments delay disease onset and induce resistance against *Phytophthora capsici* in hot pepper using multiple mechanisms. Mol. Plant-Microbe Interact. 24 (3), 336–351.
- Bae, H., Sicher, R.C., Kim, M.S., Kim, S.H., Strem, M.D., Melnick, R.L., Bailey, B.A., 2009. The beneficial endophyte *T. hamatum* isolate DIS 219b promotes growth and delays the onset of the drought response in *Theobroma cacao*. J. Exp. Bot. 60 (11), 3279–3295.
- Bailey, B.A., Strem, M.D., Wood, D., 2009. *Trichoderma* species form endophytic associations within *Theobroma cacao* trichomes. Mycol. Res. 113 (Pt 12), 1365–1376.
- Bailey, B.A., Bae, H., Strem, M.D., Roberts, D.P., Thomas, S.E., Crozier, J., Samuels, G.J., Choi, I.Y., Holmes, K.A., 2006. Fungal and plant gene expression during the colonization of cacao seedlings by endophytic isolates of four *Trichoderma* species. Planta 224 (6), 1449–1464.
- Bailey, B.A., Bae, H., Strem, M.D., Roberts, D.P., Thomas, S.E., Crozier, J., Samuels, G.J., Choi, I.Y., Holmes, K.A., 2006. Fungal and plant gene expression during the colonization of cacao seedlings by endophytic isolates of four *Trichoderma* species. Planta 224 (6), 1449–1464.
- Bailey, K.L., Lazarovits, G., 2003. Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. Soil Till. Res. 72, 169-180.
- Baker, R., 1988. *Trichoderma* spp. as plant-growth stimulants. CRC Crit. Rev. Biotechnol. 7, 34–38.
- Baker, R., 1989. Improved *Trichoderma* spp for promoting crop productivity. Trends Biotechnol. 7 (2), 34–38.

- Baker, R., Elad, Y., Chet, I., 1984. The controlled experiment in the scientific method with special emphasis on biological control. *Phytopathology* 74 (9), 1019–1021.
- Barnett, H. L., & Hunter, B. B. (1993). *Illustrated genera of imperfect fungi* (4th ed.). APS Press, 218 p.
- Behncken, G.M. (1983) A disease of chickpea caused by lettuce necrotic yellows virus. *Australasian Plant Pathology* 12, 64–65.
- Bejjiga G., Vander maesen L.J.G., 2006. *Cicer arietinum* L. In Brink, M. & Belay, G. Ressources végétales de l'Afrique tropicale (PROTA) 1: cereals and pulses/cereals et legumes secs. PROTA, Wageningen, Pays bas, 46-51.
- Bellemou, D., Millán, T., Gil, J., Abdelguerfi, A., & Laouar, M. (2020). Genetic diversity and population structure of Algerian chickpea (*Cicer arietinum*) genotypes: Use of agro-morphological traits and molecular markers linked or not to the gene or QTL of interest. *Crop and Pasture Science*, 71(2), 155–170. <https://doi.org/10.1071/CP19268>
- Benali, A. (2018). *Étude des propriétés physico-chimiques et microbiologiques des sols de la région de Skikda*. Mémoire de Master, Université Mohamed Boudiaf – Oran 1, Algérie.
- Benhamou, N., & Chet, I. (1999). The microfungus *Trichoderma harzianum* elicits defense responses in bean plants. *The Plant Journal*, 19(4), 347–358. <https://doi.org/10.1046/j.1365-313X.1999.00528.x>
- Benítez, T., Rincón, A. M., Limón, M. C., & Codón, A. C. (2004). Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. *International Microbiology*, 7(4), 249–260.
- Benmbarek K., 2011. Comportement du pois chiche (*Cicer arietinum*) du type « Kabuli » vis-à-vis du stress hydrique et identification des génotypes tolérants la sécheresse; Th. Doct., institut supérieur agronomique de Chott Meriem –Tunisie.
- Benyettou, F., & Kherbache, R. (2021). *Étude de la microflore tellurique dans les sols de la région d'Annaba*. Mémoire de Master, Université Badji Mokhtar – Annaba.
- Berrada AF, Shivakumar BG, Yaburaju NT (2007) Chickpea in cropping systems. In: Yadav SSS, Redden R, Chen W, Sharma B (eds) Chickpea breeding and management. CABI Publishing, Wallingford, UK
- Blok, W.J., Lamers, J.G., Termorshuizen, A.J., Bollen, G.J., 2000. Control of soilborne plant pathogens by incorporating fresh organic amendments followed by tarping. *Phytopathology* 90, 253-259.
- Bockus, W.W., O'Connor, J.P., Raymond, P.J., 1983. Effect of residue management method on incidence of *Cephalosporium* stripe under continuous winter wheat production. *Plant Dis.* 67, 1323-1324.
- Boerema, G.H., de Gruyter, J., Noordeloos, M.E. and Hamers, M.E.C. (2004) *Phoma Identification Manual. Differentiation of Specific and Infra-specific Taxa in Culture*. CAB International, Wallingford, UK.
- Bouslama, M., 1980. Chickpea Improvement in Tunisia, in: Proc. Int. Workshop Chickpea Improvement. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics (ICRISAT), Patancheru, India, pp. 277-280.
- Bouznad, Z., Maatougui, M.E.H., Labdi, M. (2012). Importance et distribution géographique des maladies fongiques des légumineuses alimentaires en Algérie. In: Proceeding du 2ème Séminaire International sur les Légumineuses. Algérie, 25-26 Avril 2012.
- Bowden, R.L., Wiese, M.V., Crock, J.E. and Auld, D.L. (1985) Root rot of chickpeas *Cicer arietinum* and lentils *Lens culinaris* caused by *Thielaviopsis basicola*. *Plant Disease* 69, 1089–1091.
- Brahim, M. (2017). *Caractérisation des sols et diversité microbienne dans la région de Sétif : Étude agroécologique*. Mémoire de Master, Université Ferhat Abbas – Sétif 1, Algérie.

- Brick JM, Bostock RM, Silversone SE (1991) Rapid in situ assay for indole acetic acid production by bacteria immobilized on nitrocellulose membrane. *Appl Environ Microbiol* 57:535–538
- Caballo, C., Castro, P., Gil, J., Millan, T., Rubio, J., Die, J.V., 2019. Candidate genes expression profiling during wilting in chickpea caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 5. *PLoS One* 14, e0224212.
- Cardoso Lopes, F.A., Steindorff, A.S., Geraldine, A.M., Brandão, R.S., Monteiro, V.N., Júnior, M.L., Guedes Coelho, A.S., Ulhoa, C.J., Silva, R.N., 2012. Biochemical and metabolic profiles of *Trichoderma* strains isolated from common bean crops in the Brazilian Cerrado, and potential antagonism against *Sclerotinia sclerotiorum*. *Fungal Biol.* 116, 815–824.
- Cardoza, R. E., Vizcaíno, J. A., Hermosa, R., & Monte, E. (2021). New insights into *Trichoderma* as a biocontrol agent: Mechanisms and omics approaches. *Frontiers in Plant Science*, 12, 748588. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.748588>
- Chand H, Khirbat SK (2009) Chickpea Wilt and Its Management- a Review. *Agric Rev* 30:1–12
- Chang, Y.C., Baker, R., Kleifeld, O., Chet, I., 1986. Increased growth of plants in the presence of the biological-control agent *Trichoderma harzianum*. *Plant Dis.* 70 (2), 145–148.
- Chaux C., Fourry C., 1994. Production légumières secs, Tome 3, Légumineuses fourragères, Légumes fruits. Technique et Documentation. Lavoisier Paris, pp 3-15.
- Chihat, S., Aleandri, M. P., Vannini, A., & Bouregghda, H. (2021). *Identity and biocontrol efficiency of Trichoderma spp. isolated from different soils and ecosystems in Algeria*. *Journal of Plant Pathology*, 103, 493–511. <https://doi.org/10.1007/s42161-021-00761-0>
- Claydon, N., Allan, M., Hanson, J.R., Avent, A.G., 1987. Antifungal alkyl pyrones of *Trichoderma harzianum*. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 88, 503–513.
- Conn, K.L., Tenuta, M., Lazarovits, G., 2005. Liquid swine manure can kill *Verticillium dahliae* microsclerotia in soli by volatile fatty acids, nitrous acid, and ammonia toxicity. *Phytopathology* 95, 28-35.
- Contreras-Cornejo, H. A., Macías-Rodríguez, L., Cortés-Penagos, C., & 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), 1579–1592. <https://doi.org/10.1104/pp.108.130369>
- Covelle S., Ellis R.H., Roberts E.H., Summerfield R.J., 1986. The influence of temperature on seed germination rate in grain legumes. A comparison of chickpea, lentil, soybean and cowpea at constant temperatures. *J Exp Botanic* 38T 37 36T38T (5): 36T37T 705-715.
- Cubillos-Hinojosa, J., Mejia, L., Valero, N., 2009. *Trichoderma harzianum* as a plant growth promoter in yellow passion fruit (*Passiflora edulis* var. *flavicarpa* Degener). *Agron. Colomb.* 27 (1), 81–86.
- Cunnington, J., Lindbeck, K., Jones, R.H., 2007. National Diagnostic Protocol for the Detection of *Fusarium* Wilt of Chickpea (*Fusarium Oxysporum* f. sp. *ciceris*). *Plant Health Australia*, Canberra, Australia.
- Davet, P., Rouxel, F. (1997). Détection et isolement des champignons du sol. INRA Editions, Paris, 203 p.
- Davis P.H., 1969. Material for a flora of Turkey, XIX -Leguminosae-Viciae, *Notes Roy Bot Gard. Ed.*, 29:312-313.
- 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., Kubicek, C.P., 2011. *Trichoderma*: The genomics of opportunistic success. *Nature Microbiol. Rev.* 9, 749–759.

- Dubey, S. C., Singh, V., Priyanka, K., Upadhyay, B. K., & Singh, B. (2015). Combined application of fungal and bacterial bio-agents, together with fungicide and Mesorhizobium for integrated management of *Fusarium* wilt of chickpea. International Organization for Biological Control (IOBC).
- Dubey, S. C., Suresh, M., & Singh, B. (2007). Evaluation of *Trichoderma* species against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* for integrated management of chickpea wilt. *Biological Control*, 40(1), 118–127. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2006.06.006>
- Dubey, S. C., Suresh, M., & Singh, B. (2007). Evaluation of *Trichoderma* species against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* for integrated management of chickpea wilt. *Biological Control*, 40(1), 118–127.
- Duro Almazan, M.D., 2000. Influencia de la Temperatura y el pH en el Desarrollo *in vitro* de Razas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. M. Sc. thesis. Universidad de Cordoba, Cordoba, Spain (in Spanish).
- El Aoufir A. 2001. Étude du Flétrissement Vasculaire du Pois Chiche (*Cicer arietinum*) Causé par le *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*. Evaluation de la Fiabilité de L'analyse Isoen-zymatique et de la Compatibilité Végétative pour la Car-actérisation des Races Physiologiques. Thèse de doctorat, Université Laval, Canada, 161 pp.
- Elías, R.; Arcos, O.; Arbeláez, G. Estudio del antagonismo de algunas especies de *Trichoderma* aisladas de suelos colombianos en el control de *Fusarium oxysporum* y *Rhizoctonia solani*. *Agron. Colomb.* 1993, 10, 52–61.
- Fabre C., 2008. Pois chiche. Fiche Technique Production Développée en Langudoc-Roussillon. [En ligne], [http://www.gard.chambagri.fr/fileadmin/Pub/CA30/Internet\\_CA30/Documents\\_Internet\\_CA30/Diversification\\_Fiches/Fiche\\_Pois\\_Chiche.pdf](http://www.gard.chambagri.fr/fileadmin/Pub/CA30/Internet_CA30/Documents_Internet_CA30/Diversification_Fiches/Fiche_Pois_Chiche.pdf) ).
- FAO. (2025). *Principaux pays producteurs de pois chiches dans le monde (2020–2023) : production, commerce et enjeux clés* Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture. <https://www.fao.org/>
- Fazlali, Y., Farzadfar, S., Ghotbi, T. and Mansouri, A. (2003) Identification and seasonal variation of viral diseases of chickpea and lentil in Iran. *Zeitschrift fuer Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz* 110, 157–169.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2024). Production and trade of chickpeas (2020–2023). FAOSTAT. <https://www.fao.org/faostat/>
- Fravel, D., Olivain, C., & Alabouvette, C. (2003). *Fusarium oxysporum* and its biocontrol. *New Phytologist*, 157(3), 493–502. <https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00698.x>
- Freeman, S., Katan, J., 1988. Weakening effects on propagules of *Fusarium* by sublethal heating. *Phytopathology* 78, 1656-1661.
- Gal-Hemed, I., Atanasova, L., Komon-Zelazowska, M., Druzhinina, I.S., Viterbo, A., Yarden, O., 2011. Marine isolates of *Trichoderma* spp. as potential halotolerant agents of biological control for arid-zone agriculture. *Appl. Environ. Microbiol.* 77, 5100–5109.
- Gaur P.M., Tripathi S., Gowda C.L.L., et al. 2010. Chickpea Seed Production Manual. Patancheru, Andhra Pradesh, India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics. 28 pp.
- Ghodbani, R., Amrani, M., & Bouaziz, A. (2019). Influence du climat sur la distribution des micro-organismes telluriques dans les sols de la région d'El Tarf. *Revue des Sciences Agronomiques* , 15(2), 87–95.
- Gil J., Nadal S., Luna D., Moreno M.T., De Haro A., 1996. Variability of some physico-chemical characters in Desi and Kabuli chickpea types. *J. Sci. Food Agric.* 71: 179-184.
- Girard C., 1985. Installation du pois chiche de printemps. In: Bulletin FNAMS semences 25-27.
- Gopalakrishnan, S., 2004. Toxigenicity of *Fusarium* species Causing Wilt of chickpea, Doctoral Thesis. University of London, England.

- Gordon, T. R. (2017). *Fusarium oxysporum* and the *Fusarium* wilt syndrome. Annual Review of Phytopathology, 55, 23–39. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080615-095919>
- Goswami D, Vaghela H, Parmar S, Dhandhukia P, Thakker JN (2013) Plant growth promoting potentials of *Pseudomonas* spp. strain OG isolated from marine water. J Plant Interact 8(4):281–290
- Gupta, V. K., Schmoll, M., Herrera-Estrella, A., Upadhyay, R. S., Druzhinina, I., & Tuohy, M. G. (Eds.). (2014). Biotechnology and biology of *Trichoderma*. Elsevier
- Halila, H.M., Strange, R., 1996. Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia as *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 0. Phytopathol. Mediterr. 35, 67-74.
- Halila, H.M., Strange, R., 1996. Identification of the causal agent of wilt of chickpea in Tunisia as *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* race 0. Phytopathol. Mediterr. 35, 67-74.
- Hanada, R.E., de Jorge Souza, T., Pomella, A.W., Hebbbar, K.P., Pereira, J.O., Ismaiel, A., Samuels, G.J., 2008. *T. martiale* sp. nov., a new endophyte from sapwood of *Theobroma cacao* with a potential for biological control. Mycol. Res. 112, 1335–1343.
- Harman, G.E., 2000. Myths and dogmas of biocontrol: changes in perceptions derived from research on *Trichoderma harzianum* T-22. Plant Dis. 84 (4), 377–393.
- Harman, G.E., Howell, C.R., Viterbo, A., Chet, I., Lorito, M., 2004. *Trichoderma* species - opportunistic, avirulent plant symbionts. Nat. Rev. Microbiol. 2, 43–56. <https://doi.org/10.1038/nrmicro797>
- Harman, G. E., Petkar, A., & Comis, A. (2021). *Trichoderma*: Current biology and biotechnology. *Microorganisms*, 9(4), 815. <https://doi.org/10.3390/microorganisms9040815>
- Harman, G.E., 2006. Overview of mechanisms and uses of *Trichoderma* spp. Phytopathology 96, 190–194.
- Harman, G.E., 2012. *Trichoderma* spp., Including *T. harzianum*, *T. viride*, *T. kononingii*, *T. hamatum* and Other spp. Deuteromycetes, Moniliales (Asexual Classification System). Retrieved Oct 2, 2012 from <http://www.biocontrol.entomology.cornell.edu/pathogens/trichoderma.html>.
- Harman, G.E., Bjorkman, T., 2005. Potential and existing uses of *Trichoderma* and *Gliocladium* for plant disease control and plant growth enhancement. In: Harman, G.E., Kubicek, C.P. (Eds.), *Trichoderma* and *Gliocladium*, vol. 2. Taylor & Francis Ltd, London, pp. 229–265.
- Harman, G.E., Howell, C.R., Viterbo, A., Chet, I., Lorito, M. (2004). *Trichoderma* species opportunistic, avirulent plant symbionts. Nature Reviews Microbiology, 2(1), 43-56.
- Haseeb, H. A., Naseem, U., Ali, S., & Sahi, S. T. (2021). Inhibitory potential of selected fungicides and plant extracts against mycelial growth of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* causal agent of chickpea wilt.
- Haware MP (1990) *Fusarium* wilt and other important diseases chickpea in the Mediterranean area. In: Saxena MC, Cubero JI, Wery J (eds) Present Status and Future Prospects of Chickpea Crop Production and Improvement in the Mediterranean Countries. CIHEAM, Zaragoza, Spain, pp 61–64
- Haware, M.P., Jiménez-Díaz, R.M., Amin, K.S., Phillips, J.C., Halila, M.H., 1990. Integrated management of wilt and root rots of chickpea. In: Chickpea in the Nineties (Ed.), ICRISAT (International Crops Research Institute for the Semi Arid Tropics). ICRISAT Center, Patancheru, India, pp. 129-133.
- Haware, M.P., Nene, Y.L., 1980. Influence of wilt at different stages on the yield loss in chickpea. Trop. Grain Legume Bull. 19, 38-40.
- Haware, M.P., Nene, Y.L., Natarajan, M., 1996. Survival of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri* in the soil in the absence of chickpea. Phytopathol. Mediterr. 35, 9-12.

- Haware, M.P., Nene, Y.L., Rajeswari, R., 1978. Eradication of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* transmitted in chickpea seed. *Phytopathology* 68, 1364-1368.
- Herrera-Estrella, A., Chet, I., 2003. The biological control agent *Trichoderma*: from fundamentals to applications. In: Arora, D. (Ed.), *Hand-book of Fungal Biotechnology*, Dekker, New York, pp. 1000–10020.
- Hervas, A., Landa, B.B., Dafnoff, L., Jiménez-Díaz, R.M., 1998. Effects of host plant resistance, and commercial and indigenous microorganisms on *Fusarium* wilt development in chickpea. *Biol. Control* 13, 166-176.
- Hervas, A., Landa, B.B., Jiménez-Díaz, R.M., 1997. Influence of chickpea genotype and *Bacillus* sp. on protection from *Fusarium* wilt by seed treatment with nonpathogenic *Fusarium oxysporum*. *Eur. J. Plant Pathol.* 103, 631-642.
- Holmes, K.A., Schroers, H.-J., Thomas, S.E., Evans, H.C., Samuels, G.J., 2004. Taxonomy and biocontrol potential of a new species of *Trichoderma* from the Amazon basin in South America. *Mycol. Prog.* 3, 199–210.
- Horn, W. S., & Dorsay, D. (2016). Microbiological techniques for the evaluation of fungal growth and enumeration. In C. R. Brandt (Ed.), *Fungal diagnostics: Methods and protocols* (pp. 45–60). Springer. [https://doi.org/10.1007/978-1-4939-3360-0\\_5](https://doi.org/10.1007/978-1-4939-3360-0_5)
- Hossain, M. M., Hossain, N., Sultana, F., Islam, S. M. N., Islam, M. S., & Bhuiyan, M. K. A. (2021). Integrated management of *Fusarium* wilt of chickpea (*Cicer arietinum* L.) caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* with microbial antagonist, botanical extract and fungicide.
- Hoyos-Carvajal, L., Bissett, J., 2011. Biodiversity of *Trichoderma* in neo-tropics. In: Grillo, O., Venora, G. (Eds.), *The Dynamical Processes of Biodiversity – Case Studies of Evolution and Spatial Distribution*, Intech, pp. 303–320.
- <https://fr.dreamstime.com/C3%A91%C3%A9ments-infographic-d-%C3%A9tapes-croissance-plantes-pois-chiche-conception-plate-proc%C3%A9d%C3%A9-plantation-du-gramme-des-image141746283>
- <https://theplantbasedschool.com/35-best-chickpea-recipes/>
- [https://www.researchgate.net/figure/Morphological-characteristics-of-Fusarium-oxysporum-A-Oval-to-kidney-shaped\\_fig1\\_49776295](https://www.researchgate.net/figure/Morphological-characteristics-of-Fusarium-oxysporum-A-Oval-to-kidney-shaped_fig1_49776295)
- Inbar, J., Abramsky, M., Cohen, D., Chet, I., 1994. Plant-growth enhancement and disease-control by *Trichoderma harzianum* in vegetable seedlings grown under commercial conditions. *Eur. J. Plant Pathol.* 100 (5), 337–346.
- Institut Technique des Grandes Cultures [ITGC]. (2018). Rapport annuel sur les légumineuses alimentaires : Superficies et productions du pois chiche en Algérie (2009-2017) (Rapport No. 12-2018). Ministère de l’Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche.
- Institut Technique des Grandes Cultures. (2018). La culture du pois chiche en Algérie (Brochure, 1000 exemplaires). Institut Technique des Grandes Cultures. Récupéré de <https://www.itgc.dz/?product=la-culture-du-mais-grain-et-fourrager>
- Irwin, J.A.G. and Dale, J.L. (1982) Relationships between *Phytophthora megasperma* iso-lates from chickpea, lucerne and soybean. *Australian Journal of Botany* 30, 199–210.
- ITGC (Institut Technique des Grandes Cultures). (2018). La culture du pois chiche en Algérie. Brochure technique, 24p.
- Jaklitsch, W.M., 2009. European species of *Hypocrea* part I. The green-spored species. *Stud. Mycol.* 63, 1–91.
- Jalali, B.L., Chand, H., 1992. Chickpea wilt. In: Singh, U.S., Mukhopadhyay, A.N., Kumar, J., Chaube, H.S. (Eds.), *Plant Diseases of International Importance, Diseases of Cereals and Pulses*, vol. I. Prentice Hall, Englewood Cliffs, NJ, USA, pp. 429-444.

- Jambhulkar, P. P., Singh, B., Raja, M., Ismaiel, A., Lakshman, D. K., Tomar, M., & Sharma, P. (2024). Genetic diversity and antagonistic properties of *Trichoderma* strains from the crop rhizospheres in southern Rajasthan, India. *Scientific Reports*, 14(1), Article 58302. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-58302-5>
- Jamwal, S., Jamwal, A., Jha, A. C., Reena, Dutta, U., Kumar, A., Sharma, N., Kumar, S., & Kumar, A. (2022). Evaluation of fungicides, botanicals and *Trichoderma* spp. against wilt of chickpea caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*.
- Jangir, P., Mehra, N., Sharma, K., Singh, N., Rani, M., & Kapoor, R. (2021). *Secreted in Xylem genes: Drivers of host adaptation in Fusarium oxysporum*. *Frontiers in Plant Science*, 12, Article 628611. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.628611>
- Jendoubi W, Bouhadida M, Boukteb A, Béji M, Kharrat M (2017) *Fusarium* wilt affecting chickpea crop. *Agriculture* 7(3):23
- Jiménez-Díaz RM, Castillo P, del M Jiménez-Gasco M, Landa BB, Navas-Cortés JA (2015) *Fusarium* wilt of chickpeas: Biology, ecology and management. *Crop Prot.* 73:16–27
- Jiménez-Díaz, R.M., Basallote-Ureba, M.J., Rapoport, H., 1989. Colonization and pathogenesis in chickpea infected by races of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. In: Tjamos, E.C., Beckman, C. (Eds.), *Vascular Wilt Diseases of Plants*, vol. H28. Springer-Verlag, Berlin, Germany, pp. 113-121.
- Jiménez-Díaz, R.M., Jiménez-Gasco, M.M., 2011. Integrated management of *Fusarium* wilt diseases. In: Alves-Santos, F.M., Díez, J.J. (Eds.), *Control of Fusarium Diseases*. Research Signpost, Kerala, India, pp. 177-215.
- Jiménez-Fernández, D., González, R., & García-Sánchez, R. (2011). *Fusarium* wilt of chickpea (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*): Epidemiology, biology, and management strategies. *Crop Protection*, 30(10), 1327–1335. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2011.06.004>
- Jiménez-Fernandez, D., Landa, B.B., Kang, S., Jiménez-Díaz, R.M., Navas-Cortés, J.A., 2013. Quantitative and microscopic assessment of compatible and incompatible interactions between chickpea cultivars and *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* races. *PLoS One* 8 (4), e61360. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0061360>.
- Jiménez-Fernandez, D., Navas-Cortés, J.A., Montes-Borrego, M., Jiménez-Díaz, R.M., Landa, B.B., 2011b. Molecular and pathogenic characterization of *Fusarium redolens*, a new causal agent of *Fusarium* yellows in chickpea. *Plant Dis.* 95, 860-870.
- Joshi, B.B., Bhatt, R.P., Bahukhandi, D., 2010. Antagonistic and plant growth activity of *Trichoderma* isolates of Western Himalayas. *J. Environ. Biol.* 31 (6), 921–928.
- Jukanti A. K., Gaur P. M., Gowda C.L.L., Chibbar R.N., 2012. Nutritional quality and health benefits of chickpea (*Cicer arietinum* L.): a review. *British J Nutrition* 108: 11-26.
- Kaiser, W.J., Klein, R.E., Larsen, R.C., Wyatt, S.D., 1993. Chickpea wilt incited by Pea streak carlavirus. *Plant Dis.* 77, 922-26.
- Katan, J., 1981. Solar heating solarization of soil for control of soilborne pests. *Ann. Rev. Phytopathol.* 19, 311-336.
- Khokhar, Ibatsam, Muhammad SH, Sobia MIM. 2012. Isolation and screening of highly cellulolytic filamentous fungi. *J Appl Sci Environ Manag* 16: 223-226.
- Kirk PM, Cannon PF, Minter DW, Stalpers JA (2008) *Dictionary of the Fungi*, 10th edn. Wallingford, UK: CAB International. ISBN 9780851998268. URL: <http://books.hop.cabi.org/default.aspx?site=191&page=2633&pid=2112>.
- Kirkegaard, K., 2009. Biofumigation for plant disease control- from the fundamentals to the farming system. In: Wale, D. (Ed.), *Disease Control in Crops*. Wiley-Blackwell, Chichester, West Sussex, UK, pp. 172-195.

- Kleifeld, O., Chet, I., 1992. *Trichoderma harzianum*: interaction with plants and effect on growth-response. *Plant Soil* 144 (2), 267–272.
- Koul, B.; Sharma, K.; Sehgal, V.; Yadav, D.; Mishra, M.; Bharadwaj, C. Chickpea (*Cicer arietinum* L.) Biology and Biotechnology: From Domestication to Biofortification and Biopharming. *Plants* 2022, 11, 2926. <https://doi.org/10.3390/plants11212926>
- Kubicek, C.P., Komon-Zelazowska, M., Druzhinina, I.S., 2008. Fungal genus *Hypocrea/Trichoderma*: from barcodes to biodiversity. *J. Zhejiang Univ. Sci. B* 9, 753–763.
- Labdi, M. (2015). Génétique de la résistance à l'antracnose et à la fusariose vasculaire chez le pois chiche (*Cicer arietinum* L.). Thèse de Doctorat, École Nationale Supérieure Agronomique, El Harrach, Alger, Algérie.
- Ladizinsky G., 1975. A new *Cicer* from Turkey. *Notes of the Royal Botanic Garden Edinburgh* 34: 201-202.
- Ladizinsky G., Alder A., 1976a. Genetic relationships among annual species of *Cicer* L. *Theor Appl. Genet* 48 (4):197-203.
- Ladizinsky G., 1989. Pulse domestication: Fact and Fiction. *Econ. Bot* 43: 131-133.
- Landa, B. B., Navas-Cortés, J. A., & Jiménez-Díaz, R. M. (2004). Integrated management of *Fusarium* wilt of chickpea with sowing date, host resistance, and biological control. *Phytopathology*, 94(9), 946–960. <https://doi.org/10.1094/PHYTO.2004.94.9.946>
- Landa, B.B., Hervas, A., Bettiol, W., Jimenez-Díaz, R.M., 1997. Antagonistic activity of bacteria from chickpea rhizosphere against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. *Phytoparasitica* 25, 305-318.
- Landa, B.B., Navas-Cortés, J.A., Hervas, A., Jiménez-Díaz, R.M., 2001. Influence of temperature and inoculum density of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* on suppression of *Fusarium* wilt of chickpea by rhizosphere bacteria. *Phytopathology* 91, 807-816.
- Li, Y.; Sun, R.; Yu, J.; Saravanakumar, K.; Chen, J. Antagonistic and biocontrol potential of *Trichoderma asperellum* ZJSX5003 against the maize stalk rot pathogen *Fusarium graminearum*. *Indian J. Microbiol.* 2016, 56, 318–327.
- Lie T.A, 1971. Temperature dependent root nodule formation in pea cv. Iran. *Plant soil* 34: 751-752.
- López-Bellido L., López-Bellido R.J., Castillo J.E., López-Bellido F.J., 2004. Chickpea response to tillage and soil residual nitrogen in a continuous rotation with wheat: I. Biomass and seed yield. *Field Crop Res* 88: 191-200.
- Lynch, J.M., Wilson, K.L., Ousley, M.A., Whipps, J.M., 1991. Response of lettuce to *Trichoderma* treatment. *Lett. Appl. Microbiol.* 12 (2), 59–61.
- Maatougui, M.E.H. (1996). Situation de la culture des pois chiches en Algérie et perspectives de relance. *Revue Céréaliculture*, 29, 6-14.
- Madden, L. V., Hughes, G., & van den Bosch, F. (2007). *The Study of Plant Disease Epidemics*. St. Paul, MN: APS Press.
- Mahajan, S., Kumar, D., Singh, S. K., Mahajan, D., Kumar, D., & Paswal, S. (2021). Evaluation of different fungicides and bioagents for the management of chickpea wilt (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*).
- Malcolm, G.M., Kuldau, G.A., Gugino, B.K., Jimenez-Gasco, M.M., 2013. Hidden host plant associations of soilborne fungal pathogens: an ecological perspective. *Phytopathology* 103, 538-544.
- Malcolm, G.M., Kuldau, G.A., Gugino, B.K., Jimenez-Gasco, M.M., 2013. Hidden host plant associations of soilborne fungal pathogens: an ecological perspective. *Phytopathology* 103, 538-544.

- Martínez-Medina, A., Fernandez, I., Lok, G. B., Pozo, M. J., Pieterse, C. M. J., & van Wees, S. C. M. (2017). Shifting from priming of salicylic acid- to jasmonic acid-regulated defences by *Trichoderma* protects tomato against the root knot nematode *Meloidogyne incognita*. *New Phytologist*, 213(3), 1363–1377. <https://doi.org/10.1111/nph.14251>
- Mastouri, F., Björkman, T., Harman, G.E., 2010. Seed treatment with *Trichoderma harzianum* alleviates biotic, abiotic, and physiological stresses in germinating seeds and seedlings. *Phytopathology* 100 (11), 1213–1221.
- Maurya AK, Simon S, John V, Lal AA (2020) Survey of Wilt (*Fusarium udum*) and the Cyst nematode (*Heterodera cajani*) Incidence on pigeonpea of prayagraj district. *Curr J Appl Sci Technol* 39(18):23–28. <https://doi.org/10.9734/CJAST/2020/v39i1830768>. (ISSN: 2457-1024)
- Medie, F.M., Davies, G.J., Drancourt, M., Henrissat, B., 2012. Genome analyses highlight the different biological roles of cellulases. *Nat. Rev. Microbiol.* 10, 227–234.
- Mengist, Y., Sahile, S., Sintayehu, A., & Singh, S. (2021). Evaluation of chickpea varieties and fungicides for the management of chickpea *Fusarium* wilt disease (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*) at Adet Sick Plot in Northwest Ethiopia.
- Mohamed, E. H., Haroun, N. E., & AbdAlla, M. A. E. (2021). Control of chickpea wilt caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* with botanical extracts and fungicides.
- Monte, E. (2001). *Understanding Trichoderma: Between biotechnology and microbial ecology*. *International Microbiology*, 4(1), 1–4. <https://www.im.microbios.org/0401/0401001.pdf>
- Moolani M.K., Chandra S., 1970. Gram cultivation in Haryana. *Bulletin of the Haryana Agricultural University, Hisar India*, 15pp.
- Moreno M.T., Cubero J.I., 1978. Variation in *Cicer arietinum* L. *Euphytica* 27:465-485.
- Mukherjee, P. K., Horwitz, B. A., Herrera-Estrella, A., Schmoll, M., & Kenerley, C. M. (2022). *Trichoderma* research in the genome era. *Annual Review of Phytopathology*, 60, 259–283. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-081021-031228>
- Mulaw, T.B., Kubicek, C.P., Druzhinina, I.S., 2010. The rhizosphere of *Coffea arabica* in its native highland forests of Ethiopia provides a niche for a distinguished diversity of *Trichoderma*. *Diversity* 2, 527–549.
- Murti MW, Sudarsono MA, Suryadi H, Murti MW, SudarMA, Suryadi H. 2018. Isolation of cellulolytic fungi and utilization of its cellulolytic activity for microcrystalline cellulose preparation from water hyacinth (*Eichhornia crassipes*). *Pharmacogn J* 10 (6): 1082-1088.
- Navas-Cortés, J.A., Hau, B., Jiménez-Díaz, R.M., 2000. Yield loss in chickpeas in relation to development of *Fusarium* wilt epidemics. *Phytopathology* 90, 1269-1278.
- Nene Y.L., Sheila V.K., Sharma S.B., 1996. A world list of chickpea and pigeonpea pathogens. Patancheru 502 324, Andhra Pradesh, India: International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics.
- Nene, Y.L., Reddy, M.V., Haware, M.P., Ghanekar, A.M. and Amin, K.S. (1991) Field diagnosis of chickpea diseases and the control. *Information Bulletin No. 28*, ICRIASAT, Hyderabad, India.
- Nene, Y.L., Reddy, M.V., 1987. Chickpea diseases and their control. In: Saxena, M.C., Singh, K.B. (Eds.), *The Chickpea*. CAB Int., Oxon, UK, pp. 233-270.
- Nielsen D.C., 2001. Production Functions for chickpea, Field Pea, and Lentil in the Central Plains. *Agron. J.* 93: 563-569. Singh Gurmel, and L.S. Bhushan, 1979. Water use efficiency and yield of dryland chickpeas as influenced by P fertilization and stored soil water and crop season rainfall. *Agric. Water Manage* 2: 299-305.

- Ousley, M.A., Lynch, J.M., Whipps, J.M., 1993. Effect of *Trichoderma* on plant-growth: a balance between inhibition and growth promotion. *Microb. Ecol.* 26 (3), 277–285.
- Ousley, M.A., Lynch, J.M., Whipps, J.M., 1993. Effect of *Trichoderma* on plant-growth: a balance between inhibition and growth promotion. *Microb. Ecol.* 26 (3), 277–285.
- Ousley, M.A., Lynch, J.M., Whipps, J.M., 1994a. Potential of *Trichoderma* spp as consistent plant-growth stimulators. *Biol. Fertil. Soils* 17 (2), 85–90.
- Ousley, M.A., Lynch, J.M., Whipps, J.M., 1994b. The effects of addition of *Trichoderma* inocula on flowering and shoot growth of bedding plants. *Sci. Hortic.* 59 (2), 147–155.
- Ousley, M.A., Lynch, J.M., Whipps, J.M., 1994b. The effects of addition of *Trichoderma* inocula on flowering and shoot growth of bedding plants. *Sci. Hortic.* 59 (2), 147–155.
- Pande, S., Rao, J.N., Sharma, M., 2007. Establishment of the chickpea wilt pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* in the soil through seed transmission. *Plant Pathol. J.* 23, 3-6.
- Pande, S., Sharma, M., Ghosh, R., & Rao, J. N. (2005). Integrated disease management in chickpea. ICRISAT.
- Pande, S., Sharma, M., Ghosh, R., Rao, J. N., & Sharma, R. N. (2006). Bionomics of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* and its management in chickpea. *Plant Pathology Journal*, 22(1), 1–8. <https://doi.org/10.5423/PPJ.2006.22.1.001>
- Patra, S., & Biswas, M. K. (2020). Efficacy of fungicides for the management of chickpea wilt disease caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*.
- Patra, S., & Biswas, M. K. (2020). Efficacy of fungicides for the management of chickpea wilt disease caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceri*.
- Paulitz, T., Windham, M., Baker, R., 1986. Effect of peat – vermiculite mixes containing *Trichoderma harzianum* on increased growth-response of radish. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.* 111 (5), 810–814.
- Paz, Z., Komon-Zelazowska, M., Druzhinina, I.S., Aveskamp, M.M., Shnaiderman, A., Aluma, Y., Carmeli, S., Ilan, M., Yarden, O., 2010. Diversity and potential antifungal properties of fungi associated with a Mediterranean sponge. *Fungal Diversity* 42, 17–26.
- Persoon, C.H., 1794. Dispositio methodica fungorum. *Neues Magazin für die Botanik* 1, 81–128.
- Plancquaert P.H., Wery J., 1991. Le pois chiche : Culture et utilisation. Brochure Ed. ITCF, Paris, France ; 11 p.
- Powelson, M.L., Rowe, R.C., 2008. Managing diseases caused by seedborne and soilborne fungi and fungus-like pathogens. In: Johnson, D.A. (Ed.), *Potato Health Management*, second ed. APS Press, St. Paul, MN, pp. 183-195.
- Rabeendran, N., Moot, D.J., Jones, E.E., Stewart, A., 2000. Inconsistent growth promotion of cabbage and lettuce from *Trichoderma* isolates. *N. Z. Plant Protect.* 53, 143–146.
- Rapilly, F. (1968). *Les techniques de mycologie en pathologie végétale*. *Annales des Épiphyties*, 19, 1–100.
- Ravichandran, S., & Hegde, Y. R. (2020). Evaluation of fungicides against *Fusarium oxysporum ciceri* causing chickpea wilt.
- Redden, R.J. and J.D. Berger, 2007. History and origin of chickpea. In: : Chickpea breeding and management. Edited by S. S. Yadav, R. Redden, W. Chen and B. Sharma. Wallingford, UK: CAB International (2007), pp. 638.

- Rudresh, D.L., Shivaprakash, M.K., Prasad, R.D., 2005. Effect of combined application of Rhizobium, phosphate solubilizing bacterium and *Trichoderma* spp. on growth, nutrient uptake and yield of chickpea (*Cicer aritenium* L.). *Appl. Soil Ecol.* 28 (2), 139–146.
- Samuels, G.J., 1996. *Trichoderma*: a review of biology and systematics of the genus. *Mycol. Res.* 100, 923–935.
- Samuels, G.J., Suarez, C., Solis, K., Holmes, K.A., Thomas, S.E., Ismaiel, A., Evans, H.C., 2006b. *T. theobromicola* and *T. paucisporum*: two new species isolated from cacao in South America. *Mycol. Res.* 110, 381–392.
- Saravanakumar, K., Fan, L., Fu, K., Yu, C., & Chen, J. (2020). *Trichoderma* spp. improves drought tolerance in plants by modulating physiological responses and hormone levels. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 26(9), 1701–1711. <https://doi.org/10.1007/s12298-020-00844-6>
- Saxena M.C., 1987. Agronomy of chickpea. Pages 207-232 in *The chickpea* (Saxena, M . C, and Singh, K.B., eds.). Wallingford, Oxon , UK: CAB International.
- Segarra, G., Casanova, E., Bellido, D., Odena, M.A., Oliveira, E., Trillas, I., 2007. Proteome, salicylic acid, and jasmonic acid changes in cucumber plants inoculated with *T. asperellum* strain T34. *Proteomics* 7, 3943–3952.
- Sekkal, I., Mahiout, D., Ben-dahmane, B. S., Farah, T., Bentahar, M.-C. & Rickauer, M. (2025). Isolation and identification of *Fusarium* spp. associated with *Fusarium* wilt of chickpea (*Cicer arietinum* L.) in Algeria. *Phytopathologia Mediterranea* 64(1): 87-99. doi: 10.36253/phyto-15328
- Sharma, K.D., Chen, W., Muehlbauer, F.J., 2005. Genetics of chickpea resistance to five races of *Fusarium* wilt and a concise set of race differentials for *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. *Plant Dis.* 89, 385-390.
- Sharma, K.D., Muehlbauer, F.J. (2007). *Fusarium* wilt of chickpea: physiological specialization, genetics of resistance and resistance gene tagging. *Euphytica*, 157(1-2), 1-14.
- Sharma, P., Meena, R. K., & Verma, S. (2023). Role of beneficial microbes in improving chickpea resistance against *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*. *Biological Control*, 180, 105249. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2023.105249>
- Shoresh, M., Harman, G. E., & Mastouri, F. (2010). *Induced systemic resistance and plant responses to fungal biocontrol agents*. *Annual Review of Phytopathology*, 48, 21–43. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-073009-114450>
- Shroeder B.K., 2011. Diseases caused by bacteria and phytoplasma. In: Chen W, Sharma HC, Muehlbauer FJ (eds). *Compendium of chickpea and lentil diseases and pests*. APS Press, St. Paul, MN, USA, pp 92-94.
- Singh F., Diwakar B., 1995. *Chickpea Botany and Production Practices*. Manual. Skill development series no. 16. International Crops Research Institute for the Semi-Arid Tropics Patancheru, Andhra Pradesh, India.
- Singh G., Bhushan L.S., 1979. Water use efficiency and yield of dryland chickpeas as influenced by P fertilization and stored soil water and crop season rainfall. *Agric. Water manage* 2: 299-305.
- Singh K.B. (1987). In: *The chickpea*, pp 127-162 (eds. M.C. Saxena and K.B. Singh) Wallingford, Oxon.
- Singh, H., Kumar, J., Haware, M.P., Smithson, J.B., 1987b. Genetics of resistance to *Fusarium* wilt in chickpeas. In: Day, P.R., Jellis, G.J. (Eds.), *Genetics and Plant Pathogenesis*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, UK, pp. 339-342.
- Singh, H., Kumar, J., Smithson, J.B., Haware, M.P., 1987a. Complementation between genes for resistance to race 1 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris* in chickpea. *Plant Pathol.* 36, 539-543.
- Singh, K. B., & Saxena, M. C. (1999). Chickpeas. In R. Coste (Ed.), *The Tropical Agriculturist* (134 pp.). London, UK: Macmillan Education Ltd., en collaboration avec CTA et ICARDA, Aleppo, Syrie .

- Singh, K.B., Dahiya, B.S., 1973. Breeding for wilt resistance in chickpea. In: Symposium on Wilt Problem and Breeding for Wilt Resistance in Bengal Gram. Indian Research Institute, New Delhi, India, pp. 13-14.
- Smithson J.B., Thompson J.A, Summerfield R.J., 1985. Chickpea (*Cicer arietinum* L.). p. 312-390. In: R.J.
- Sofa, A., Scopa, A., Manfra, M., De Nisco, M., Tenore, G., Troisi, J., et al., 2011. *Trichoderma harzianum* strain T-22 induces changes in phyto-hormone levels in cherry rootstocks (*Prunus cerasus* × *P-canescens*). *Plant Growth Regul.* 65 (2), 421–425.
- Stevenson, P.C., Turner, H.C., Haware, M.P., 1997. Phytoalexin accumulation in the roots of chickpea (*Cicer arietinum* L.) seedlings associated with resistance to *Fusarium* wilt (*Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*). *Physiol. Mol. Plant Pathol.* 50, 167-178.
- Strange, R. N., & Scott, P. R. (2005). Plant disease: A threat to global food security. *Annual Review of Phytopathology*, 43, 83–116. <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.43.113004.133839>
- Summerfield R.J., Minchin F.R., Roberts E.H., Hadley P., 1979. The effect of photoperiod and air temperature on the growth and yield of chickpea (*Cicer arietinum* L.). in: Workshop International sur l'amélioration du pois chiche, ICRISAT, Hyerabad, India, 28 Feb-2 march.
- Tanimoto, E., 2005. Regulation of root growth by plant hormones: roles for auxin and gibberellin. *Crit. Rev. Plant Sci.* 24 (4), 249–265. Martinez-Medina et al. (2011)
- Thavarajah D., Ball A.R., Schoenau J.J., 2005. Nitrogen Fixation, Amino Acid, and Ureide Associations in Chickpea. *Crop Science* 45:2497-2502, Wageningen, Netherland.
- Thomas, J.E., Schwinghamer, M.W., Parry, J.N., Sharman, M., Schilg, M. and Dann, E.K. (2004) First report of Tomato spotted wilt virus in chickpea (*Cicer arietinum* L.) in Australia. *Australasian Plant Pathology* 33, 597–599.
- Toker C., 2009. A note on the evolution of kabuli chickpeas as shown by induced mutations in *Cicer reticulatum* Ladizinsky. *Genet Resour Crop Evol* 56: 7-12.
- Toker C., Uzun B., Ceylan F.O., Ikten C., 2014. Chickpea. In: *Alien Gene Transfer in Crop Plants*, A. Pratap and J. Kumar Eds., Volume 2, Springer, Dordrecht, pp:121-151.
- Trapero-Casas, A., Jiménez-Díaz, R.M., 1985. Fungal wilt and root rot diseases of chickpea in southern Spain. *Phytopathology* 75, 1146-1151.
- Upadhyaya, H.D., Haware, M.P., Kumar, J., Sminthson, J.B., 1983a. Resistance to wilt in chickpea. I. Inheritance of late-wilting in response to race 1. *Euphytica* 32, 447-452.
- Upadhyaya, H.D., Sminthson, J.B., Haware, M.P., Kumar, J., 1983b. Resistance to wilt in chickpea. II. Further evidence for two genes for resistance to race 1. *Euphytica* 32, 749-755.
- Upadhyaya, H.D., Sminthson, J.B., Haware, M.P., Kumar, J., 1983b. Resistance to wilt in chickpea. II. Further evidence for two genes for resistance to race 1. *Euphytica* 32, 749-755.
- Van Der Maesen L.J.G., 1972. *Cicer* L., A Monograph of The Genus, With Special Reference to the Chickpea (*Cicer arietinum* L.), Its Ecology and Cultivation. Meded. Landbouwhoges. Wageningen 72(10): 342p. <http://library.wur.nl/WebQuery/wurpubs/fulltext/195431>.
- Van der Maesen. J. G. M. (1987). Origin. history and taxonomy of chickpea. pages 11-34. In M. C. Saxena and K. B. Singh (eds.). *The Chickpea*. C. A. B. International, Wallingford, UK.
- Vargas, W.A., Mandawe, J.C., Kenerley, C.M., 2009. Plant-derived sucrose is a key element in the symbiotic association between *T. virens* and maize plants. *Plant Physiol.* 151, 792–808.

- Verret, 1982. Etude de quelques légumineuses à gousses graines adaptées au semis de printemps dans la zone méditerranéenne. Mémoire D.E.A. ENSA Montpellier, 72p.
- Vessey, J.K., 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant Soil* 255 (2), 571–586.
- Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., Marra, R., Woo, S. L., & Lorito, M. (2008). *Trichoderma*-plant-pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(1), 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.07.002>
- Wery J., 1986. Un pois pas si chiche que cela ! Bulletin FNAMS; Semences 97: 32-35.
- Westerlund Jr., F.V., Campbell, R.N., Kimble, K.A., 1974. Fungal root rots and wilt of chickpea in California. *Phytopathology* 64, 432-436.
- Windham, M.T., Elad, Y., Baker, R., 1986. A mechanism for increased plant-growth induced by *Trichoderma* spp. *Phytopathology* 76 (5), 518–521.
- Wood J.A., Knights E.J., Chocty M., 2011. Morphology of Chickpea Seeds (*Cicer arietinum* L.): Comparison of desi and kabuli Types. *Int J Plant Sci* 172 (5): 632-643.
- Wood J.A., Grusak M.A., 2007. Nutritional value of chickpea. In Chickpea breeding and management. pp. 101-142 [SS Yadav, R Redden, W Chen and B Sharma, editors]. Wallingford, UK: CAB International.
- Yadav S.S., Redden R.J., Chen W., Sharma B., 2007. Chickpea Breeding and Management. CAB International, Oxfordshire, UK. ISBN 1-84593-213-7.
- Yadav, A. S., Yadav, S., & Singh, R. (2021). Screening of fungicides *in vitro* and seed treatment against *Fusarium* wilt of chickpea caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *ciceris*.
- Yedidia, I.I., Benhamou, N., Chet, I., 1999. Induction of defense responses in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.) by the biocontrol agent *T. harzianum*. *Appl. Environ. Microbiol.* 65, 1061–1070.
- Yedidia, I., Srivastva, A. K., Kapulnik, Y., & Chet, I. (2001). Effect of *Trichoderma harzianum* on microelement concentrations and increased growth of cucumber plants. *Plant and Soil*, 235, 235–242. <https://doi.org/10.1023/A:1011995016054>
- Zaim, Souad, and Ahmed Amine Bekkar. "First report of *Fusarium redolens* causing *Fusarium* yellows on chickpea in Algeria." *Journal of Plant Pathology* 104.2 (2022): 835-835.
- Zeghouane, O. (2015). Les légumineuses alimentaires en Algérie : situation et perspectives. In: Les légumineuses pour des systèmes agricoles et alimentaires durables. INRA, France, pp. 123-126.
- Zhang, C.L., Liu, S.P., Lin, F.C., Kubicek, C.P., Druzhinina, I.S., 2007. *Trichoderma taxi* sp. nov., an endophytic fungus from Chinese yew *Taxus mairei*. *FEMS Microbiol. Lett.* 270, 90–96.
- Zin, N. A., & Badaluddin, N. A. (2020). Biological functions of *Trichoderma* spp. for agriculture applications: A review. *Journal of Agronomy*, 19(1), 23–34. <https://doi.org/10.3923/ja.2020.23.34>

## ANNEXE

### Annexe 1 : Milieu de culture PDA

Faire cuire 200 g de pommes de terre pelées, lavées et coupées en tranches fines dans 1 l d'eau pendant 1 h. Filtrer sur plusieurs couches d'étamine puis presser pour exprimer le liquide restant. Ajouter 20 g de glucose et 15 à 20 g de gélose. Compléter à 1 l si nécessaire. Autoclaver 15 mn à 121 °C.

### Annexe 2 : Milieu de culture PDB, selon Atlas (2010) :

- Infusion de pomme de terre : 200 g (environ 200 g de pommes de terre tranchées, bouillies dans 1 L d'eau)
- Dextrose (Glucose) : 20 g
- Eau distillée : 1 L pour compléter le volume

### Annexe 3 : Milieu de culture RB-S-F :

Pour l'isolement des champignons du genre *Trichoderma*, le milieu RB-S-F décrit par McFadden et al. (1975). Ce milieu contient (par litre) :

- Phosphate monopotassique ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ) : 1 g
- Sulfate de magnésium heptahydraté ( $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ) : 0,5 g
- Peptone : 5 g
- Glucose : 10 g ( $\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$ )
- Rose Bengale : 17 mg
- Sulfate de streptomycine : 30 mg
- Agar-agar (gélose) : 20 g

### Annexe 4 : Milieu spécifique composé de 1 % de CMC (Murti et al., 2018).

- 0,1 g de  $\text{NaNO}_3$ ,
- 0,05 g d'extrait de levure,
- 0,1 g de  $\text{KH}_2\text{PO}_4$ , 0,1 g de  $\text{MgSO}_4$
- $7\text{H}_2\text{O}$  et 0,1 g de glucose
- 15 g de gélose

**Annexe 5 :** L'analyse de la variance (ANOVA) effectuée sur les valeurs MGI

	<b>S.C.E</b>	<b>DDL</b>	<b>C.M.</b>	<b>TEST F</b>	<b>PROBA</b>	<b>E.T.</b>	<b>C.V.</b>
VAR.TOTALE	716.432	11	65.13				
VAR.FACTEUR 1	614.446	3	204.815	16.066	0.00115		
VAR.RESIDUELLE 1	101.986	8	12.748			3.57	5.53 %

**Annexe 6 :** Comparaisons de moyennes effectuée sur les valeurs MGI

<b>F1</b>	<b>LIBELLES</b>	<b>MOYENNES</b>	<b>GROUPES HOMOGENES</b>
<b>2.0</b>		71.663	A
<b>4.0</b>		71.663	A
<b>3.0</b>		58.368	B
<b>1.0</b>	F1n1	56.463	B

**Annexe 7 :** L'analyse de la variance (ANOVA) effectuée sur les données AIA

	<b>S.C.E</b>	<b>DDL</b>	<b>C.M.</b>	<b>TEST F</b>	<b>PROBA</b>	<b>E.T.</b>	<b>C.V.</b>
VAR.TOTALE	73.36	19	3.861				
VAR.FACTEUR 1	60.985	4	15.246	18.482	0.00002		
VAR.RESIDUELLE 1	12.374	15	0.825			0.908	6.45 %

**Annexe 8 :** Comparaisons de moyennes effectuée sur les données AIA

<b>F1</b>	<b>LIBELLES</b>	<b>MOYENNES</b>	<b>GROUPES HOMOGENES</b>
<b>3.0</b>		16.177	A
<b>2.0</b>		15.96	A
<b>1.0</b>	F1n1	13.846	B
<b>5.0</b>		12.605	B C
<b>4.0</b>		11.825	C