République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة أبو بكر بلقايد– تلمسان
Université ABOUBEKR BELKAID – TLEMCEN
كلية علوم الطبيعة والحياة ،وعلوم الأرض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de la Terre et de l'Univers
Département des Ressources forestières
Labo N°31 : Gestion conservatoire de l'eau, du sol et des forêts et développement durable des zones montagneuses de la région de Tlemcen

MÉMOIRE

Présenté par

DJILALI-MERZOUG Sana Aicha

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Foresterie/ **Spécialité :** Protection des forêts

Thème

Maladies fongiques des jeunes plantules en pépinière de Sidi-Medjahed et de Beni-Ouassine (Maghnia).

Soutenu le 29 / 09 /2026, devant le jury composé de :

Président	BOUHRAOUA Rachid Tarik	Prof.	Université de Tlemcen
Examinateur	BENMAHIOUL Benamar	Prof.	Université de Tlemcen
Encadreur	SMAHI-CHOUIKHI Hadjer	MCA	Université de Tlemcen

Année universitaire 2025/2026

Table des matières

Titre	Pages
Introduction	**1**
CHAPITRE I : LES MALADIES FONGIQUES DES JEUNES PLANTULES	**3**
I.1. Généralités sur les champignons phytopathogènes	**3**
I.1.1. Définition	**3**
I.1.2. Caractéristiques générales	**3**
I.1.3. Classification générale	**5**
I.1.4. Reproduction sexuée et asexuée	**7**
I.2. Processus d'infection des jeunes plantules	**8**
I.2.1. Sources d'inoculum	**8**
I.2.2. Pénétration du pathogène	**9**
I.2.3. Colonisation des tissus	**9**
I.2.4. Dissémination des agents pathogènes	**10**
I.3. Principales maladies fongiques des jeunes plantules	**10**
I.3.1. Fonte de semis (*Damping-off*)	**10**
I.3.2. Pourritures racinaires	**12**
I.3.3. Chancres et nécroses des jeunes plants	**14**
I.4. Diagnostic des maladies fongiques	**15**
I.4.1. Diagnostic symptomatologique	**15**
I.4.2. Isolement des agents pathogènes	**16**
I.4.3. Identification morphologique	**16**
I.4.4. Identification moléculaire	**16**
I.5. Moyens de lutte contre les maladies fongiques	**16**
CHAPITRE II : GÉNÉRALITÉS SUR LES PÉPINIÈRES FORESTIÈRES ET CARACTÉRISATION DES SITES D'ÉTUDE	**18**

II.1. Généralités sur les pépinières	**18**
II.1.1. Définition et caractéristiques générales des pépinières	**18**
II.1.2. Types et fonctions des pépinières	**19**
II.1.3. Principales opérations de production en pépinière	**20**
II.1.4. Facteurs influençant la croissance et la qualité des jeunes plants	**22**
II.1.5. Infrastructures et équipements des pépinières	**23**
II.2. Présentation des pépinières étudiées	**25**
II.2.1. Pépinière de Sidi-Medjahed	**25**
II.2.1.1. Situation géographique et administrative	**25**
II.2.1.2. Caractéristiques édapho-climatiques	**26**
II.2.1.3. Infrastructures et équipements	**26**
II.2.1.4. Production et espèces cultivées	**29**
II.2.2. Pépinière de Beni-Ouassine (Maghnia)	**29**
II.2.2.1. Situation géographique et administrative	**29**
II.2.2.2. Caractéristiques édapho-climatiques	**30**
II.2.2.3. Infrastructures et équipements	**31**
II.2.2.4. Production et espèces cultivées	**31**
CHAPITRE III : MATÉRIEL ET MÉTHODES	**33**
III.1. Problématique de l'étude	**33**
III.2. Investigations sur le terrain	**33**
III.2.1. Prospection phytosanitaire des pépinières	**33**
III.2.2. Choix des sites d'étude	**34**
III.2.3. Échantillonnage des plants	**35**
III.3. Approche expérimentale au laboratoire	**35**
III.3.1. Préparation des milieux de culture	**35**
III.3.2. Isolement des champignons phytopathogènes	**37**

III.3.2.1. Préparation et désinfection des fragments végétaux	**37**
III.3.2.2. Mise en culture	**38**
III.3.3. Purification des isolats fongiques	**38**
III.3.4. Identification des champignons isolés	**39**
III.3.4.1. Identification macroscopique	**39**
III.3.4.2. Identification microscopique	**40**
III.3.5. Conservation des souches fongiques	**40**
III.3.4. Etude statistique	**41**
CHAPITRE IV : RÉSULTATS ET DISCUSSION	**42**
IV.1. Symptomatologie	**42**
IV.1.1. Symptômes observés sur la partie aérienne	**42**
IV.1.2. Symptômes observés sur la partie souterraine	**45**
IV.2. Importance et diversité des espèces fongiques isolées	**46**
IV.2.1. Importance des espèces fongiques isolées dans les deux pépinières	**47**
IV.2.1.1. La flore fongique de la pépinière de Beni ouassine	**49**
IV.2.1.2. La flore fongique de la pépinière de Sidi Medjahed	**51**
IV.2.2. Diversité des espèces selon les organes atteints	**54**
IV.2.2.1. Diversité des isolats associée aux racines	**57**
IV.2.2.2. Diversité des isolats associée aux feuilles	**58**
IV.2.2.3. Diversité des isolats associée aux tiges	**58**
IV.3. Caractérisation des espèces isolées	**59**
IV.3.1. *Fusarium sp.*	**59**
IV.3.2. *Fusarium oxysporum*	**60**
IV.3.3. *Fusarium solani*	**61**
IV.3.4. *Neofusicoccum sp.*	**62**
IV.3.5. *Alternaria alternata*	**63**

IV.3.6. *Alternaria solani*	**64**
IV.3.7. *Neopestalotiopsis sp.*	**65**
IV.3.8. *Cladosporium sp.*	**66**
IV.3.9. *Colletotrichum sp.*	**67**
IV.3.10. *Aspergillus sp.*	**68**
IV.3.11. *Aspergillus niger*	**69**
IV.3.12. *Penicillium sp.*	**70**
IV.3.13. *Rhizopus stolonifer*	**71**
IV.4. Dicussion générale	**72**
Conclusion et perspectives	**76**
Références bibliographiques	**78**
Annex	**-**

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, je tiens à exprimer ma profonde et sincère gratitude à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à sa réalisation et m'ont accompagnée tout au long de ce parcours.

Je souhaite adresser, en premier lieu, mes plus sincères remerciements à mon encadrante, **Dr. Smahi Chouikhi Hadjer**, enseignante au Département des Ressources Forestières de l'Université de Tlemcen, pour avoir accepté de diriger ce travail et pour la confiance qu'elle m'a accordée. Je lui suis particulièrement reconnaissante pour son encadrement rigoureux, sa disponibilité, ses précieux conseils, ainsi que pour sa patience et ses encouragements tout au long de la réalisation de ce mémoire. Son accompagnement et ses orientations ont été d'une grande importance dans l'aboutissement de ce travail. Qu'elle trouve ici l'expression de mon profond respect et de ma sincère reconnaissance.

Mes remerciements s'adressent également à **Pr. Benmahioul Benamar**, enseignant au Département des Ressources Forestières de l'Université de Tlemcen, pour avoir accepté de présider le jury de ce mémoire, ainsi qu'à **M. Chikh Mohamed**, enseignant au Département des Ressources Forestières de l'Université de Tlemcen, pour avoir accepté d'examiner ce travail.

J'adresse également mes sincères remerciements à **M. Hedadji Abdeldjalil**, ingénieur en foresterie et responsable des deux pépinières de Sidi Medjahed et de Beni-Oussine, ainsi qu'à **Mme Zouheiri Meriem**, technicienne, pour leur accueil au sein des pépinières, leur disponibilité, leur aide précieuse, ainsi que pour les informations qu'ils m'ont communiquées. Leur contribution a grandement facilité la réalisation de la partie expérimentale de ce travail.

Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à **Mme Bentabet Fatima**, Chef du pôle de Microbiologie de la Faculté SNV-STU de l'Université de Tlemcen, pour son accueil au sein du laboratoire, ainsi qu'à **Mme Amrani Nezha**, ingénieure du laboratoire de Mycologie, pour sa disponibilité et son aide.

Je tiens également à adresser mes sincères remerciements au **Directeur du Laboratoire de Recherche N°31**, pour m'avoir permis de réaliser les observations microscopiques au sein du laboratoire et pour les conditions mises à ma disposition à cet effet.

Je tiens enfin à remercier **l'ensemble des enseignants du Département des Ressources Forestières**, pour la qualité de leur enseignement, leurs conseils et les connaissances qu'ils m'ont transmises tout au long de ma formation.

À toutes ces personnes, j'adresse mes plus sincères remerciements et ma profonde reconnaissance pour leur soutien, leur disponibilité et leur contribution à la réalisation de ce travail.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail…

À mes chers parents, pour leur amour inconditionnel, leurs sacrifices et leurs encouragements tout au long de mon parcours. Que ce travail soit le fruit de votre patience et de votre soutien indéfectible.

À mes frères et sœurs, Yasser, Meriem, Sarah et Yacine, pour leur présence, leur affection et leur soutien moral, qui m'ont toujours accompagnée.

À mes chères amies, avec qui j'ai partagé ce parcours d'études, Badia, Wafae et Hadjer, pour leur soutien, leur complicité et tous les moments partagés durant ces années.

À tous mes camarades de promotion, Zhore, Zineb, Sabrine, Lidya, Nihed et Ilyes, pour la bonne ambiance et l'entraide qui ont marqué notre parcours ensemble.

À moi-même, pour ma persévérance, ma patience et tous les efforts fournis pour mener à bien ce travail malgré les difficultés rencontrées.

À tous ceux qui ont cru en moi, de près ou de loin.

ABREVIATION

ADN : Acide Desoxyribonucléique

°C : degré Celsius.

cm : centimètre

ha : Hectare

ITS : espaceur transcrit interne

F.A.O: Organisation pour l'alimentation et l'agriculture

L : litres

m : mètre

m^2 : mètre carrée

m^3 = mètre cube

MEA : Malt Extract Agar

mg : milligramme

mm : millimètre.

PDA : milieu à la pomme de terre

sp. : Espèce

spp. : plusieurs espèces

% : Pourcent

Figure 01. Représentation schématique de la physiologie du mycélium à différentes échelles.04

Figure 02. La reproduction sexuée et asexuée chez les champignons 07

Figure 03. Le triangle de la maladie des plantes représente les facteurs nécessaires à la survenue de la maladie 08

Figure 04. (A) Jeune plantule de *Tetraclinis articulata* nouvellement émergée, morte à la suite d'une fonte des semis post-émergence ; (B) plantules malades 11

Figure 05. Effet de *Fusarium oxysporum* sur les jeunes plantules de *Pinus pinea* 13

Figure 06. Symptômes et signes de la maladie associés à *Neofusicoccum yunnanense* et *Botryosphaeria dothidea* sur des jeunes plantules inoculées de *Sequoiadendron giganteum*…15

Figure 07. Localisation de la pépinière de Sidi-Medjahed 25

Figure 08. Vue générale de la pépinière de Sidi-Medjahed 27

Figure 09. Les serres de production et de protection des plants au sein de la pépinière 27

Figure 10. Les bassins de stockage et de réserve d'eau au sein de la pépinière 28

Figure 11. Localisation de la pépinière de Beni-Ouassine (Maghnia) 30

Figure 12. Infrastructures de la pépinière de Beni-Ouassine (Maghnia) 31

Figure 13. Etapes de semis du caroubier (Ceratonia siliqua) en pépinière 32

Figure 14. Les différentes phases de développement des plants de caroubier dans les trois serres de la pépinière de Beni-Ouassine 33

Figure 15. Échantillonnage des plants symptomatiques 36

Figure 16. Préparation et désinfection des fragments végétaux 37

Figure 17. Préparation et mise en culture des champignons phytopathogènes..... 38

Figure18. Purification des isolats fongiques.....39

Figure 19. Étapes de conservation des souches fongiques 41

Figure 20. Jaunissement et dessèchement des plants infectés 43

Figure 21. Nécroses foliaires observées chez les plants de caroubier 44

Figure 22. Altération générale des jeunes plantules 44

Figure 23. Nécrose au niveau de la tige du caroubier..... 45

Figure 24. Nécrose et pourriture des racines chez le caroubier 46

Figure 25. Fréquence des espèces fongiques isolées dans les deux pépinières 47

Figure 26. Diagrammes de probabilité normale des fréquences d'isolement des espèces fongiques dans les pépinières de Beni Ouassine et de Sidi Medjahed..... 48

Figure 27. Fréquence des espèces fongiques isolées dans la pépinière de Beni-Ouassine.....49

Figure 28. Diagrammes de probabilité normale des fréquences d'isolement des espèces fongiques dans la pépinière de Beni Ouassine 51

Figure 29. Fréquence d'isolement des espèces fongiques recensées dans la pépinière de Sidi Medjahed 51

Figure 30. Diagrammes de probabilité normale des fréquences d'isolement des espèces fongiques dans la pépinière de Sidi Medjahed 54

Figure 31. Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium sp.* 60

Figure 32. Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium oxysporum* 61

Figure 33. Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium solani* 62

Figure 34. Aspect macroscopique et microscopique de *Neofusicoccum sp* 63

Figure 35. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Alternaria alternata* 64

Figure 36. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Alternaria solani*.....65

Figure 37. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Neopestalotiopsis sp.* 66

Figure 38. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Cladosporium sp*.....67

Figure 39. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Colletotrichum sp* 68

Figure 40. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Aspergillus sp.* 69

Figure 41. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Aspergillus niger*..... 70

Figure 42. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Penicillium sp.* 71

Figure 43. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Rhizopus stolonifer* 72

Tableau 01. Principaux groupes de champignons phytopathogènes 6

Tableau 02. Principales opérations de préparation du sol et du substrat.....20

Tableau 03. Principales infrastructures et équipements d'une pépinière 24

Tableau 04. Principales infrastructures de la pépinière de Sidi-Medjahed 26

Tableau 05. Classification taxonomique des champignons identifiés.....47

Tableau 06. Diversité des espèces fongiques isolées selon les espèces végétales et les organes atteints chez les jeunes plants étudiés en pépinière..... 55

Introduction générale

Les pépinières forestières constituent une étape fondamentale dans la production de matériel végétal destiné aux programmes de boisement, de reboisement, de restauration écologique et d'enrichissement des écosystèmes forestiers. Elles assurent la multiplication, la culture et la préparation des jeunes plants avant leur transfert vers leur site définitif, tout en permettant de contrôler plusieurs facteurs essentiels à leur croissance, notamment la disponibilité en eau, la nutrition minérale, le substrat, la température, la lumière et les conditions sanitaires (FAO, 1992 ; Dumroese et al., 2009 ; Lamhamedi et al., 2021). La qualité des plants forestiers ne repose donc pas uniquement sur leurs caractéristiques morphologiques et physiologiques, mais également sur leur état sanitaire, qui constitue une composante déterminante de leur aptitude à survivre, à croître et à s'adapter après plantation.

Cependant, au cours de leur développement, les jeunes plants peuvent être exposés à différents agents biotiques, notamment les champignons phytopathogènes, les bactéries, les nématodes et les insectes. Parmi ces agents, les champignons occupent une place particulièrement importante en phytopathologie en raison de leur grande diversité, de leur capacité à coloniser différents organes végétaux et de leur aptitude à se maintenir dans le sol, les substrats, les débris végétaux ou les tissus infectés (Lilja et al., 1997 ; Menkis et al., 2006). Chez les jeunes plants forestiers, les infections fongiques peuvent se traduire par différents symptômes, tels que la fonte des semis, les pourritures racinaires et du collet, les flétrissements, les nécroses, les chancres, les taches foliaires, le dessèchement et le dépérissement, pouvant dans les cas sévères entraîner la mortalité des plantules. Les conditions particulières qui règnent en pépinière, notamment la forte densité des plants, l'humidité élevée, l'irrigation, la faible circulation de l'air et l'utilisation éventuelle de substrats contaminés, peuvent en outre favoriser l'installation, le développement et la dissémination de ces agents pathogènes.

La maîtrise des maladies phytopathogènes en pépinière représente ainsi un enjeu important pour garantir la production de plants sains et de qualité. En effet, une infection survenant durant les premiers stades de développement peut compromettre la croissance et la vigueur des plants et réduire leur aptitude à s'établir après transplantation. La fonte des semis et les pourritures racinaires figurent notamment parmi les problèmes phytosanitaires les plus préoccupants en pépinière, avec l'implication de plusieurs groupes fongiques et d'organismes fongiformes, notamment *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Pythium* et *Phytophthora*. Dans les pépinières forestières algériennes, l'importance de ces maladies a notamment été rapportée chez le pin d'Alep, avec la mise en évidence d'agents pathogènes responsables de fontes des semis et de pourritures racinaires (Lazreg et al., 2016). Cette situation souligne la nécessité d'une surveillance phytosanitaire régulière et d'une meilleure connaissance des agents associés aux symptômes observés.

Dans la région de Tlemcen, les pépinières forestières jouent un rôle important dans la production de plants destinés notamment aux opérations de plantation et de reboisement.

Toutefois, les informations relatives à la diversité des agents phytopathogènes associés aux jeunes plants produits dans ces structures demeurent limitées. C'est dans ce contexte que s'inscrit la présente étude réalisée au niveau de deux pépinières de la wilaya de Tlemcen, **Sidi-Medjahed et Beni-Ouassine à Maghnia**, choisies en raison de leur importance dans la production végétale et de leurs conditions de fonctionnement différentes. L'étude vise principalement à caractériser l'état sanitaire des jeunes plants, à mettre en évidence les symptômes associés aux maladies, à isoler et identifier les champignons associés aux tissus affectés et à apprécier leur diversité selon les pépinières, les espèces végétales et les organes atteints. Les investigations ont notamment concerné *Ceratonia siliqua* à Beni-Ouassine et plusieurs essences forestières à Sidi-Medjahed, notamment *Pinus halepensis*, *Tetraclinis articulata*, *Cupressus sempervirens*, *Eucalyptus* sp. et *Pistacia lentiscus*.

La problématique de ce travail repose ainsi sur la nécessité de mieux connaître les maladies phytopathogènes affectant les jeunes plants dans ces pépinières et de déterminer la diversité des champignons qui leur sont associés. Pour répondre à cette problématique et atteindre les objectifs fixés, le présent travail a été structuré de manière à présenter successivement le contexte scientifique de l'étude, les sites concernés, les démarches expérimentales mises en œuvre ainsi que les principaux résultats obtenus et leur interprétation.

Le présent document est organisé en quatre chapitres complémentaires :

- ✓ Le premier chapitre présente les principales notions relatives aux maladies fongiques des jeunes plantules, notamment les caractéristiques des champignons phytopathogènes, les processus d'infection, les principales maladies et les méthodes de diagnostic et de lutte ;
- ✓ Le deuxième chapitre expose les généralités sur les pépinières forestières et présente les caractéristiques des deux sites d'étude retenus dans la région de Tlemcen ;
- ✓ Le troisième chapitre décrit le matériel utilisé et les méthodes adoptées pour les investigations de terrain, l'isolement et l'identification des champignons ;
- ✓ Le quatrième chapitre présente les résultats obtenus et leur discussion à la lumière des données bibliographiques disponibles.

CHAPITRE I : LES MALADIES FONGIQUES DES JEUNES PLANTULES

I.1. Généralités sur les champignons phytopathogènes

I.1.1. Définition

Les champignons phytopathogènes sont des organismes fongiques capables de provoquer des maladies chez les plantes en établissant une interaction pathogène avec leur hôte. Leur développement au sein ou à la surface des tissus végétaux peut perturber les fonctions normales de la plante et entraîner l'apparition de symptômes caractéristiques, tels que des nécroses, des flétrissements, des pourritures ou des altérations de la croissance (Agrios, 2005, 2024).

Les champignons constituent l'un des principaux groupes d'agents responsables des maladies végétales. Leur importance en phytopathologie réside notamment dans leur grande diversité et dans leur capacité à infecter différents organes végétaux et à affecter un large éventail d'espèces cultivées, forestières et ornementales (Crous et al., 2015). Certaines espèces présentent une gamme d'hôtes relativement large, tandis que d'autres sont associées à un nombre limité d'hôtes ou à des organes végétaux particuliers (Doehlemann et al., 2017 ; Lepoivre, 2003).

Dans le contexte des pépinières forestières, les champignons phytopathogènes peuvent affecter les jeunes plants à différents stades de leur développement et compromettre leur qualité sanitaire. Les infections peuvent notamment se manifester par une fonte des semis, des pourritures, des flétrissements, des nécroses ou des lésions des parties aériennes. Ces maladies revêtent une importance particulière durant les premiers stades de développement, lorsque les jeunes plantules présentent une sensibilité accrue aux contraintes biotiques.

La relation entre un champignon phytopathogène et son hôte dépend également de la compatibilité entre les deux organismes et de l'équilibre entre les mécanismes d'agression du pathogène et les mécanismes de défense de la plante. La plante dispose de barrières physiques et chimiques ainsi que de systèmes de reconnaissance moléculaire capables de détecter certains signaux associés aux agents pathogènes. En réponse, elle peut activer différentes voies de défense. Les champignons phytopathogènes ont, en parallèle, développé des mécanismes permettant de contourner, supprimer ou moduler ces défenses, ce qui contribue à leur capacité à établir une infection durable (Zhu et al., 2023 ; Kainat et al., 2025).

I.1.2. Caractéristiques générales

Les champignons sont des organismes eucaryotes hétérotrophes caractérisés par une organisation cellulaire complexe et une grande diversité morphologique, physiologique et écologique. Contrairement aux végétaux chlorophylliens, ils sont dépourvus de chlorophylle et ne réalisent pas la photosynthèse. Leur nutrition repose sur l'absorption de molécules organiques préalablement dégradées par des enzymes extracellulaires. Cette particularité leur permet d'utiliser une grande diversité de substrats organiques et de coloniser des environnements très variés (Agrios, 2005; Doehlemann et al., 2017).

La plupart des champignons phytopathogènes présentent une organisation filamenteuse. Leur appareil végétatif est généralement constitué d'hyphes microscopiques, dont l'ensemble forme le mycélium (Fig. 1). Cette organisation filamenteuse confère aux champignons une capacité importante d'exploration du substrat et facilite leur progression dans les tissus végétaux (Agrios, 2024). De plus, la cellule fongique possède une paroi rigide dont les principaux constituants sont les glucanes et la chitine. La structure et la composition de cette paroi peuvent varier selon les groupes fongiques et les conditions de développement. Elle joue plusieurs rôles essentiels, notamment dans le maintien de la forme cellulaire, la résistance aux contraintes environnementales et les interactions avec l'hôte (Gow & Lenardon, 2023).

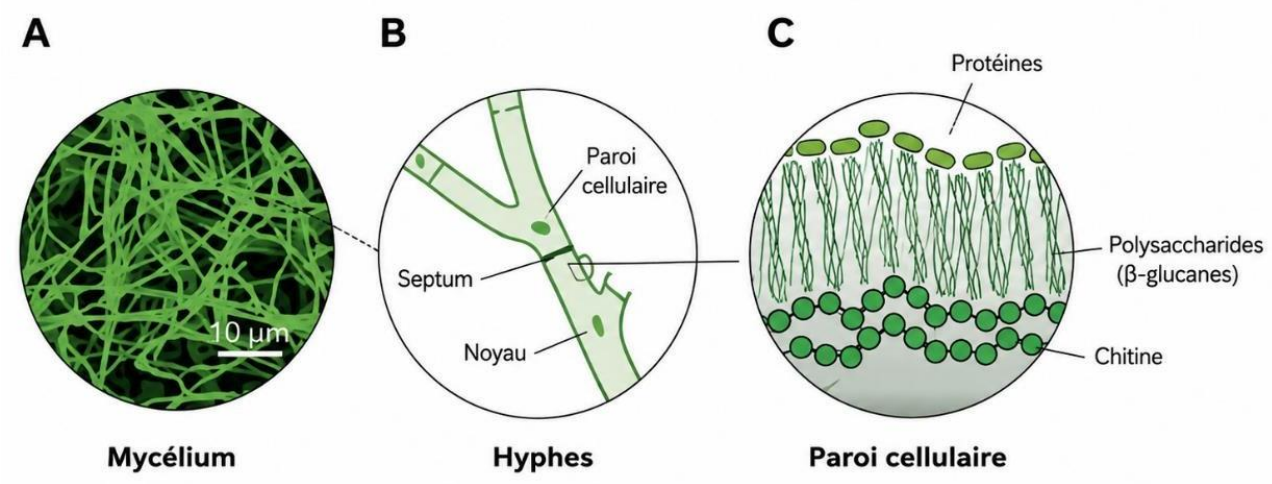


Figure 1. Représentation schématique de la physiologie du mycélium à différentes échelles (Haneef et al., 2017)

La membrane plasmique des champignons possède également des caractéristiques particulières, notamment la présence d'ergostérol comme stérol majeur. L'ergostérol participe au maintien des propriétés physiques et fonctionnelles de la membrane cellulaire et constitue une cible de plusieurs substances antifongiques. Les particularités de la membrane et de la paroi fongiques présentent ainsi un intérêt à la fois biologique et phytopathologique, notamment dans le développement et le mode d'action de certaines molécules utilisées pour lutter contre les maladies fongiques (Gow & Lenardon, 2023).

La croissance des champignons repose principalement sur l'allongement des extrémités des hyphes, phénomène appelé croissance apicale (Agrios, 2024). Cette croissance permet au mycélium de s'étendre dans le substrat et, chez les champignons phytopathogènes, de progresser à travers ou entre les tissus de la plante. La croissance mycélienne est fortement influencée par les conditions environnementales, notamment la température, l'humidité, le pH et la présence de nutriments. Les exigences optimales diffèrent toutefois considérablement d'une espèce à l'autre.

Les champignons phytopathogènes possèdent également une remarquable diversité de structures spécialisées. Certaines sont impliquées dans la nutrition et l'interaction avec les tissus de l'hôte, tandis que d'autres permettent la survie dans des conditions défavorables ou participent à la production et à la dispersion des propagules. La capacité de certains agents pathogènes à survivre dans le sol, les débris végétaux ou les tissus infectés contribue à leur persistance dans les écosystèmes et constitue un élément important de leur cycle biologique.

Selon Mapuranga et al. (2022), une caractéristique essentielle des champignons phytopathogènes est leur capacité à interagir de manière étroite avec les plantes. Cette interaction peut être associée à différentes stratégies nutritionnelles et pathogènes. Certains champignons exploitent principalement les tissus vivants de leur hôte, tandis que d'autres provoquent la destruction des cellules avant d'utiliser les tissus nécrosés comme source de nutriments. D'autres encore peuvent présenter une stratégie intermédiaire au cours de laquelle différentes phases de développement se succèdent pendant l'infection (Mishra et al., 2024).

I.1.3. Classification générale

La classification des champignons a considérablement évolué au cours des dernières décennies grâce au développement de la phylogénie moléculaire, du séquençage des génomes et des approches phylogénomiques (Spatafora et al., 2017). Contrairement aux classifications anciennes, fondées principalement sur les caractères morphologiques et reproductifs, la classification actuelle repose davantage sur les relations évolutives révélées par les données moléculaires. Cette évolution a notamment conduit à l'abandon de certains regroupements traditionnels, tels que les « Zygomycètes », qui ne constituent pas un groupe monophylétique (Wijayawardene et al., 2024).

Les synthèses récentes reconnaissent actuellement 19 embranchements (phyla) au sein du règne **« Fungi »**, même si cette classification peut continuer à évoluer avec l'acquisition de nouvelles données phylogénétiques et génomiques (Wijayawardene et al., 2024). En phytopathologie, les Ascomycota et les Basidiomycota revêtent une importance particulière, car ils regroupent une grande proportion des champignons responsables de maladies chez les plantes, notamment chez les espèces agricoles et forestières. Ces deux embranchements constituent ensemble le sous-règne Dikarya (Tab. 1) :

a. Les Ascomycota : Ils constituent l'un des principaux embranchements du règne *Fungi* et regroupent une grande diversité d'espèces, dont de nombreux champignons phytopathogènes. Leur caractéristique reproductive principale est la formation d'ascospores dans des structures spécialisées appelées **asques**.

b. Les basidiomycota : représentent également un groupe majeur de champignons phytopathogènes. Leur structure reproductive caractéristique, la **baside**, produit généralement des basidiospores.

Tableau 1. Principaux groupes de champignons phytopathogènes (Hyde et al. (2024) ; Spatafora et al. (2017) ; Jung et al., (2018))

Embranchement	Principales caractéristiques	Exemples d'agents phytopathogènes ou d'intérêt phytopathologique
Ascomycota	Groupe très diversifié ; production des ascospores dans des asques ; comprend de nombreux champignons filamenteux et levuriformes	*Fusarium* spp., *Alternaria* spp., *Botrytis cinerea, Colletotrichum* spp., *Diplodia* spp., *Biscogniauxia mediterranea*, agents des oïdiums
Basidiomycota	Production des basidiospores sur des basides ; comprend notamment les rouilles, charbons et nombreux champignons lignicoles	*Puccinia* spp., *Melampsora* spp., *Cronartium* spp., *Armillaria* spp., *Heterobasidion* spp.
Mucoromycota	Groupe comprenant notamment des champignons saprotrophes, mycorhiziens et décomposeurs ; anciennement associés aux « Zygomycètes »	*Mucor* spp., *Rhizopus* spp. ; importance phytopathologique généralement secondaire
Chytridiomycota	Champignons généralement associés à des milieux humides ou aquatiques ; plusieurs espèces produisent des zoospores mobiles	Certaines espèces phytopathogènes ou parasites de végétaux, mais importance moindre en pathologie des jeunes plants
Glomeromycota	Principalement connus pour leurs associations mycorhiziennes arbusculaires avec les racines des plantes	Principalement symbiotiques plutôt que phytopathogènes ; importance dans la santé et la nutrition des plantes
Zoopagomycota	Groupe comprenant principalement des parasites d'animaux, d'amibes et d'autres champignons	Importance limitée en phytopathologie végétale
Oomycota	Stramenopiles/ Très important en pépinière	*Phytophthora, Pythium, Pseudoperonospora*

c. Mucoromycota et groupes anciennement appelés « Zygomycètes » : Le terme **« Zygomycètes »** correspond à une ancienne classification qui regroupait différents champignons sur la base de caractères morphologiques et reproductifs. Les analyses phylogénétiques ont montré que ce regroupement n'était pas monophylétique. Il a donc été abandonné en tant que groupe taxonomique formel, et les organismes anciennement désignés sous ce terme ont été répartis dans plusieurs lignées, notamment Mucoromycota et Zoopagomycota.

d. Oomycota (Oomycètes) : Ils constituent un groupe d'organismes filamenteux à caractère fongiforme qui ont longtemps été classés parmi les champignons en raison de leur

morphologie et de leur mode de vie. Les données phylogénétiques ont cependant montré qu'ils appartiennent aux Stramenopiles, une lignée évolutivement distincte du règne *Fungi*. Ils présentent ainsi plusieurs différences fondamentales avec les champignons véritables, notamment au niveau de la composition de la paroi cellulaire et de certains caractères cellulaires et reproductifs (Judelson, 2022 ; Thines, 2018).

I.1.4. Reproduction sexuée et asexuée

La reproduction constitue une étape essentielle du cycle biologique des champignons phytopathogènes, car elle permet à la fois leur multiplication, leur survie et la production de propagules capables d'assurer la colonisation de nouveaux hôtes. Chez les champignons, la reproduction peut être **asexuée** ou **sexuée**, et certaines espèces sont capables d'alterner ou de combiner ces deux modes selon les conditions environnementales et le stade de leur cycle biologique (Agrios, 2005 ; Oliver, 2024) (Fig. 2). La reproduction asexuée s'effectue généralement sans fusion de cellules sexuelles et conduit à la formation de propagules génétiquement très proches du mycélium parental (Dean et al., 2012; Doehlemann et al., 2017).

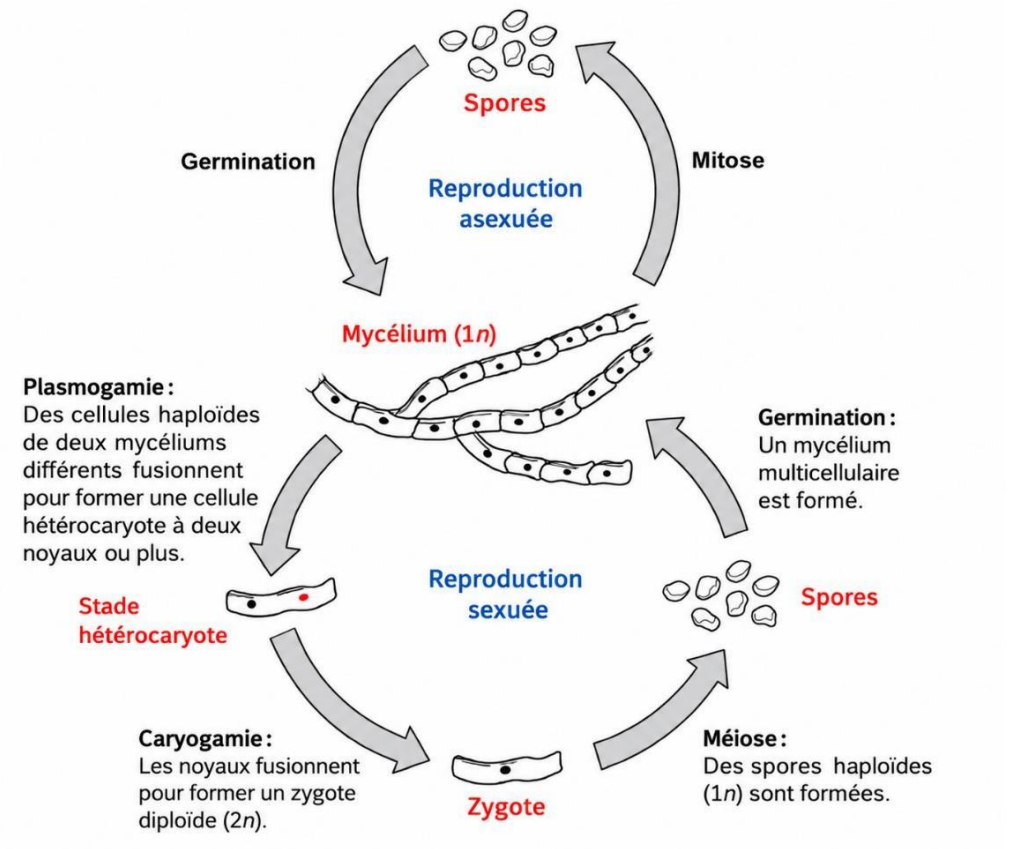


Figure 2. La reproduction sexuée et asexuée chez les champignons (Boundless, 2024).

En revanche, La reproduction sexuée implique généralement la rencontre et la fusion de cellules ou de structures compatibles, suivies de processus nucléaires aboutissant à une recombinaison génétique. Elle contribue ainsi à accroître la diversité génétique des populations fongiques et

peut favoriser leur adaptation à de nouvelles conditions environnementales ou à de nouveaux hôtes (Agrios, 2005 ; Spatafora et al., 2017).

I.2. Processus d'infection des jeunes plantules

L'infection d'une jeune plantule par un agent phytopathogène résulte d'une succession d'étapes comprenant la présence et la disponibilité d'un inoculum, son contact avec l'hôte, la pénétration dans les tissus, puis la colonisation de ceux-ci. La réussite de l'infection dépend de l'interaction entre la virulence du pathogène**,** la sensibilité de la plante hôte et les conditions environnementales (Fig. 3). Chez les jeunes plants forestiers, la proximité des individus, l'humidité élevée et les pratiques d'irrigation peuvent favoriser ces différentes étapes et accélérer le développement des maladies.

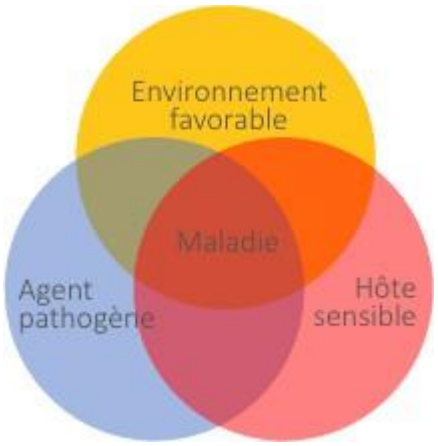


Figure 3. Le triangle de la maladie des plantes représente les facteurs nécessaires à la survenue de la maladie (Lucas et al., 1985)

I.2.1. Sources d'inoculum

L'inoculum correspond à toute partie d'un agent pathogène capable d'initier une infection. Chez les champignons phytopathogènes, il peut être constitué de spores, de fragments mycéliens ou de structures de survie telles que les sclérotes et les chlamydospores. Chez certains Oomycètes, les zoospores et les structures de survie peuvent également constituer des sources importantes d'infection (Agrios, 2005 ; Judelson & Blanco, 2005).

Dans les pépinières forestières, les principales sources d'inoculum peuvent être le sol et le substrat de culture, les semences, les racines ou plants infectés, les débris végétaux, les contenants réutilisés, les outils et les eaux d'irrigation**.** Des études réalisées par Marčiulynas et al. (2020), en pépinières forestières, ont également montré que l'eau d'irrigation peut héberger différents champignons et Oomycètes phytopathogènes et constituer une voie de dissémination entre les plants et les zones de production.

I.2.2. Pénétration du pathogène

Après son arrivée au contact de la plantule, le pathogène doit franchir les barrières externes de l'hôte afin d'établir l'infection. Chez les champignons phytopathogènes, la pénétration peut être réalisée directement à travers la cuticule et la paroi cellulaire, par les ouvertures naturelles telles que les stomates, ou à travers des blessures présentes sur les tissus végétaux (Doehlemann et al., 2017).

Chez plusieurs champignons, la pénétration directe est précédée par l'adhésion et la germination d'une spore. Le tube germinatif peut ensuite se différencier en une structure spécialisée appelée **appressorium**. Celui-ci permet au champignon de s'ancrer à la surface de l'hôte et de concentrer les forces mécaniques et les activités enzymatiques nécessaires à la pénétration. Les appressoria jouent ainsi un rôle important chez de nombreux champignons phytopathogènes (Deising et al., 2000 ; Zhu et al., 2023).

La pénétration peut également s'effectuer par les stomates ou par d'autres ouvertures naturelles. Certains champignons biotrophes, notamment les agents des rouilles, utilisent préférentiellement les stomates pour accéder aux tissus internes. D'autres agents peuvent profiter de blessures causées par des insectes, des opérations culturales, des frottements ou des contraintes environnementales (Mapuranga et al., 2022). Les champignons disposent également de mécanismes biochimiques permettant de fragiliser les barrières végétales. Ils peuvent notamment produire des enzymes de dégradation de la paroi cellulaire, telles que les pectinases, cellulases et hémicellulases. La combinaison entre pression mécanique et dégradation enzymatique facilite ainsi le franchissement des tissus végétaux chez différentes espèces phytopathogènes (Fukada, 2024).

I.2.3. Colonisation des tissus

Après avoir franchi les barrières externes, l'agent pathogène doit se développer dans les tissus de la plante afin d'établir une infection durable. La colonisation correspond à la croissance et à la multiplication du pathogène dans ou entre les cellules de l'hôte. Son mode de développement varie selon la stratégie nutritionnelle du pathogène et la nature des tissus infectés (Doehlemann et al., 2017).

Au cours de la colonisation, les agents pathogènes peuvent produire différentes molécules facilitant leur développement dans les tissus végétaux. Les enzymes hydrolytiques participent à la dégradation des composants de la paroi cellulaire, tandis que les effecteurs et certains métabolites secondaires peuvent modifier les réponses physiologiques et immunitaires de la plante. Ces mécanismes permettent au pathogène de contourner ou de supprimer certaines défenses de l'hôte et de favoriser l'acquisition de nutriments (Doehlemann et al., 2017 ; Santos et al., 2026).

Chez les jeunes plantules, la colonisation peut concerner différents organes selon l'agent causal. Les racines et le collet constituent des sites particulièrement importants pour les agents responsables des pourritures racinaires et de la fonte des semis. D'autres champignons peuvent

coloniser les tiges, les feuilles ou les tissus vasculaires et provoquer des symptômes tels que des nécroses, des flétrissements ou des dépérissements.

L'étendue de la colonisation dépend notamment de la capacité du pathogène à se développer dans les tissus, de l'état physiologique de la plante et des conditions environnementales. Une colonisation rapide peut entraîner une altération importante des fonctions physiologiques de la plantule et, dans les cas graves, conduire à sa mort.

I.2.4. Dissémination des agents pathogènes

La dissémination constitue une étape essentielle du cycle de la maladie puisqu'elle permet aux agents pathogènes de passer d'un plant infecté à d'autres plantes saines. Les propagules peuvent être transportées par différents vecteurs, notamment le vent, l'eau, le sol, les substrats, les animaux et les activités humaines**.**

La dissémination aérienne concerne principalement les spores produites sur les organes infectés. Le vent peut les transporter vers des plantes situées à proximité ou, selon leurs caractéristiques et les conditions atmosphériques, sur des distances plus importantes. L'eau de pluie et les éclaboussures peuvent également assurer le transfert des spores d'un organe à un autre ou entre des plants proches.

Dans les pépinières forestières, la dissémination hydrique revêt une importance particulière. L'eau d'irrigation peut transporter des propagules présentes dans les réservoirs, les bassins, les canalisations ou le substrat et les redistribuer à l'ensemble d'un lot de plants. Des travaux menés dans plusieurs pépinières forestières ont montré que l'eau d'irrigation peut contenir une diversité importante de champignons et d'Oomycètes et constituer une voie potentielle de propagation des agents phytopathogènes (Kubiak et al., 2015; Marčiulynas et al., 2020).

I.3. Principales maladies fongiques des jeunes plantules

I.3.1. Fonte de semis (*Damping-off*)

La **fonte des semis** (*damping-off*) constitue l'une des maladies les plus fréquentes et les plus dommageables au stade de germination et de jeune plantule en pépinière. Il ne s'agit pas d'une maladie associée à un seul agent causal, mais plutôt d'un complexe de maladies pouvant être provoqué par plusieurs champignons telluriques et organismes fongiformes, notamment des Oomycètes. Parmi les agents fréquemment impliqués figurent *Rhizoctonia solani*, des espèces de *Fusarium*, ainsi que *Pythium* et *Phytophthora*.

La maladie peut se manifester avant ou après la levée. La fonte des semis **pré-émergence** survient lorsque les graines ou les jeunes germes sont infectés avant leur sortie du substrat, ce qui entraîne leur pourriture et leur mort sans apparition de plantules à la surface. La fonte **post-émergence** apparaît après la levée et se caractérise généralement par une altération de la partie basale de la tige, au niveau ou légèrement au-dessous de la surface du substrat. Les tissus

deviennent brunâtres, parfois aqueux ou nécrosés, puis la plantule se flétrit, s'affaisse et meurt (Fig. 4).

Chez les jeunes plants forestiers, les symptômes peuvent également concerner le système racinaire. Les racines présentent des lésions brunâtres ou des pourritures, suivies d'une réduction de la croissance et du dépérissement de la plantule. Les symptômes varient toutefois selon l'agent causal, l'espèce hôte et les conditions environnementales.

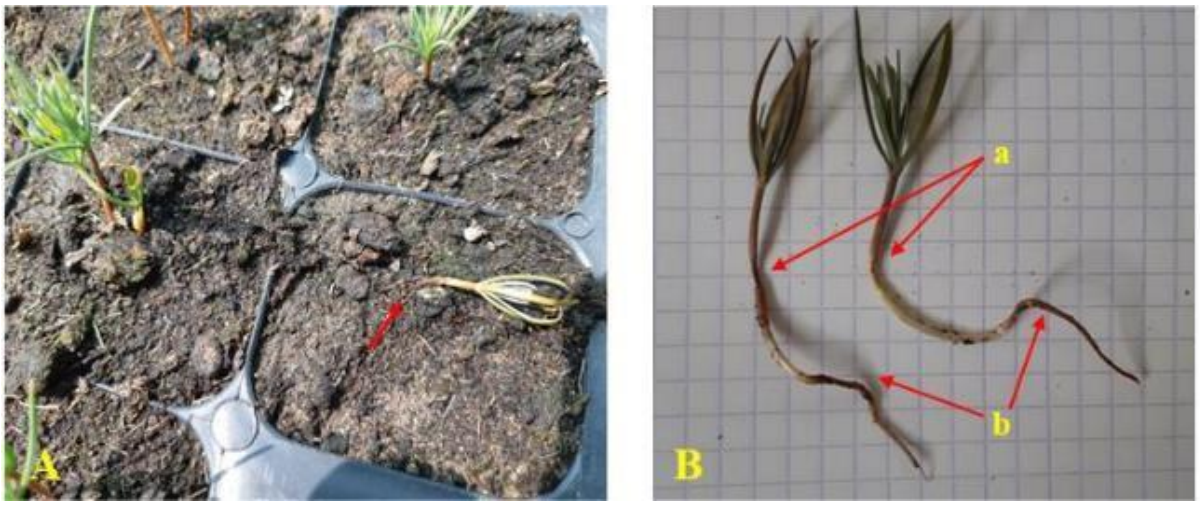


Figure 4. (A) Jeune plantule de *Tetraclinis articulata* nouvellement émergée, morte à la suite d'une fonte des semis post-émergence ; (B) plantules malades présentant : (a) une zone décolorée et étranglée de la tige, juste au-dessus du niveau du sol, et (b) une pourriture de la racine primaire (Haddadi et al., 2020).

Plusieurs groupes de microorganismes peuvent être associés à la fonte des semis. *Rhizoctonia solani* est fréquemment responsable de lésions et de nécroses au niveau du collet, tandis que les espèces de *Fusarium* peuvent provoquer des pourritures des racines et du collet. Les espèces de *Pythium* et de *Phytophthora*, qui sont des Oomycètes et non des champignons véritables, sont particulièrement associées aux environnements humides et peuvent provoquer la pourriture des graines, des racines et des jeunes tissus.

L'importance de ces agents a également été démontrée dans les pépinières forestières algériennes. Lazreg et al. (2016) ont étudié la fonte des semis et les pourritures racinaires du pin d'Alep (*Pinus halepensis*) dans des pépinières forestières du nord-ouest de l'Algérie. Dix-sept isolats de *Pythium* ont été obtenus à partir de plantules malades et identifiés à l'aide de caractères morphologiques et de séquences de la région ITS. *Pythium ultimum* a présenté le pouvoir pathogène le plus important, avec une incidence maximale de la maladie de 89,7 % dans les essais réalisés.

Le développement de la fonte des semis est fortement influencé par les conditions environnementales et les pratiques culturales. Une humidité excessive du substrat, une mauvaise évacuation de l'eau, une irrigation trop fréquente, une forte densité de semis et une mauvaise circulation de l'air favorisent généralement la maladie (Smahi et al., 2022). Les

conditions humides sont particulièrement favorables aux espèces de *Pythium* et *Phytophthora*, tandis que *Rhizoctonia* et certains *Fusarium* peuvent également se développer dans des conditions moins humides.

La qualité sanitaire du substrat et de l'eau d'irrigation représente également un facteur important. Les propagules présentes dans le sol, le substrat ou l'eau peuvent entrer en contact avec les graines et les jeunes racines et initier l'infection. Ainsi, dans une pépinière, l'utilisation d'eau contaminée ou de substrats infestés peut contribuer à l'établissement et à la propagation de foyers de fonte des semis.

D'après Kelley & Oak (1989), la fonte des semis représente un problème phytosanitaire particulièrement important au cours des premières phases de production des plants forestiers. Elle peut entraîner une réduction du taux de germination, une diminution de la densité des plants, un retard de croissance et, dans les cas sévères, la mortalité d'une proportion importante des jeunes plantules. La proximité des plants et les conditions de production en pépinière peuvent favoriser la propagation rapide de la maladie lorsque l'inoculum est présent.

I.3.2. Pourritures racinaires

Les pourritures racinaires constituent un groupe important de maladies affectant les jeunes plants forestiers en pépinière. Elles résultent de l'infection et de la dégradation progressive des tissus racinaires par différents microorganismes telluriques, principalement des champignons et des Oomycètes. Ces maladies peuvent entraîner une réduction de l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, une diminution de la croissance, un flétrissement progressif et, dans les situations les plus sévères, la mortalité des jeunes plants. Chez les conifères, les pourritures racinaires sont particulièrement préoccupantes durant les premières phases de production, car un système racinaire encore peu développé peut être rapidement compromis.

Parmi les agents responsables figurent notamment des espèces des genres *Fusarium***,** *Rhizoctonia***,** *Cylindrocarpon* sensu lato et, parmi les Oomycètes, *Pythium* et *Phytophthora*. L'importance relative de ces agents varie selon l'espèce forestière, les caractéristiques du substrat, les conditions climatiques, le système de production et les pratiques culturales. Les pépinières forestières peuvent ainsi constituer des environnements particulièrement favorables à l'établissement et à la dissémination des agents telluriques lorsque l'humidité, la température et la densité des plants sont favorables.

Chez les jeunes plantules, les espèces du genre *Fusarium* peuvent pénétrer dans les racines et coloniser progressivement les tissus. Dans certains cas, l'infection reste principalement localisée au système racinaire, tandis que certaines souches peuvent atteindre les tissus vasculaires et provoquer des symptômes de flétrissement. Les jeunes plants infectés peuvent présenter une réduction de la croissance racinaire, une diminution du nombre de racines latérales et des nécroses brunâtres à noires des racines (James & Dumroese, 2007).

Une étude de référence consacrée aux maladies des pépinières forestières nord-américaines décrit la pourriture racinaire à *Fusarium* comme une maladie importante des jeunes plants de

conifères. Elle est associée à plusieurs espèces de *Fusarium*, notamment *F. oxysporum***,** *F. solani* et *F. roseum* (Johnson et al., 1989). Les mêmes auteurs rapportent que les agents fongiques responsables peuvent entraîner une réduction du développement racinaire, un jaunissement ou une coloration violacée des aiguilles, un flétrissement et, dans les cas les plus sévères, la mortalité des jeunes plants dès leur première saison de croissance.

Les symptômes des pourritures racinaires causées par *Fusarium* peuvent être observés d'abord au niveau du système racinaire. Les racines atteintes présentent généralement une décoloration brunâtre à brun-noirâtre, une nécrose des tissus et une réduction du développement des racines latérales (Kim et al., 2012). Les jeunes racines peuvent perdre leur intégrité et devenir progressivement nécrosées (Fig. 5. D, F).

Sur les parties aériennes, les symptômes comprennent généralement une réduction de la croissance, un jaunissement ou une coloration anormale du feuillage, un flétrissement et un dessèchement progressif (Fig. 5.C, E). Dans certains cas, une constriction ou une nécrose peut être observée à la base de la tige. Les plants fortement atteints peuvent finalement mourir.

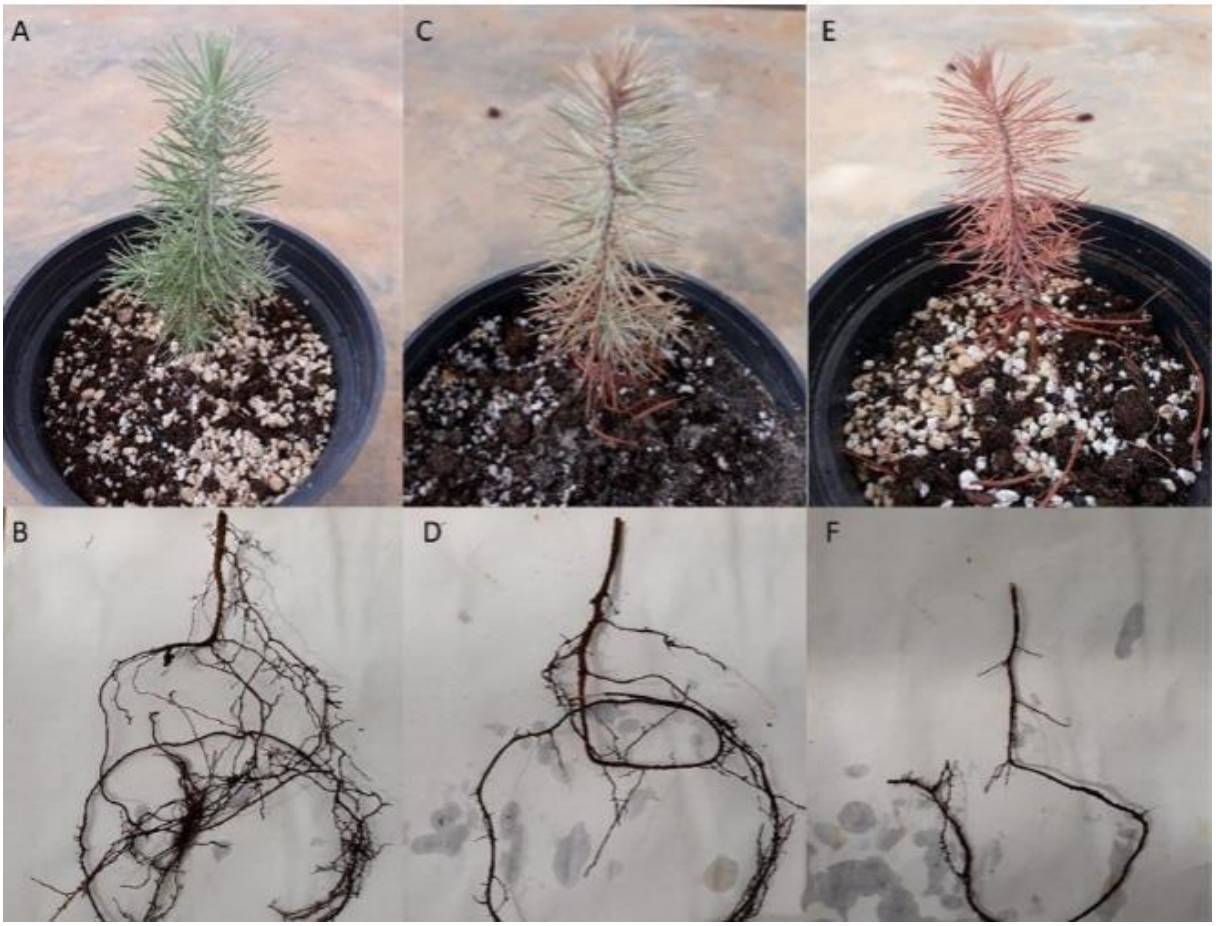


Figure 5. Effet de *Fusarium oxysporum* sur les jeunes plantules de *Pinus pinea* : (A, B) plantules saines ; (C, D) plantules présentant les premiers symptômes d'infection ; (E, F) plantules mortes (Tahat et al., 2021).

Récemment, Dobbs et al. (2024) ont étudié la diversité génomique de 17 espèces de *Fusarium* associées aux jeunes plants de conifères produits en pépinières forestières, aussi bien à racines nues qu'en conteneurs. Plusieurs espèces, notamment *F. avenaceum*, *F. commune*, *F. oxysporum*, *F. solani* et *F. verticillioides*, ont été associées à des maladies des jeunes plants, notamment à des atteintes racinaires. Cette étude met en évidence la diversité des *Fusarium* associés aux conifères et montre que les pourritures racinaires peuvent être liées à plusieurs espèces et complexes d'espèces du genre *Fusarium*, plutôt qu'à une seule espèce responsable.

I.3.3. Chancres et nécroses des jeunes plants

Les Botryosphaeriaceae constituent une famille de champignons principalement rattachée aux Ascomycota, comprenant de nombreux genres associés à des maladies des plantes ligneuses. Ces champignons sont largement distribués dans le monde et ont été signalés sur un grand nombre d'hôtes, notamment les arbres forestiers et fruitiers. Ils peuvent être responsables de chancres, dépérissements des rameaux, brûlures des pousses, nécroses et mortalités de branches (Smahi et al., 2017), particulièrement lorsque les plantes sont soumises à des facteurs de stress. Une synthèse mondiale réalisée par Slippers et al. (2021) souligne l'importante diversité des Botryosphaeriaceae et leur large distribution géographique et écologique.

Chez les jeunes plants, l'infection peut se produire à la faveur de blessures mécaniques, de tissus affaiblis ou parfois de voies naturelles d'infection. Après pénétration, le champignon colonise progressivement les tissus corticaux et sous-corticaux, entraînant l'apparition de lésions nécrotiques. Lorsque la lésion s'étend autour de la tige, elle peut provoquer un étranglement du jeune plant, perturbant la circulation de l'eau et des éléments minéraux et conduisant au flétrissement ou au dessèchement de la partie située au-dessus du chancre.

Les symptômes caractéristiques comprennent généralement des lésions brunâtres ou brun-noirâtres, souvent déprimées, sur les tiges et les rameaux (Fig. 6). Avec l'évolution de la maladie, les tissus situés sous l'écorce peuvent présenter une coloration brune à noire. La formation de structures reproductrices, notamment des pycnides, peut également être observée sur les tissus morts. Dans les jeunes plants, les chancres peuvent progresser rapidement en raison du faible diamètre des tiges et entraîner leur dépérissement complet.

Plusieurs genres de Botryosphaeriaceae sont associés à ces symptômes, notamment *Botryosphaeria, Diplodia, Dothiorella, Lasiodiplodia* et *Neofusicoccum*. Leur identification uniquement sur la base des caractères morphologiques peut cependant être difficile. Les approches moléculaires, utilisant notamment plusieurs régions génétiques, sont aujourd'hui largement utilisées pour distinguer les espèces et confirmer leur identité (Smahi, Com. Pers.).

Une étude menée en Italie sur *Fraxinus ornus* a montré que plusieurs espèces de Botryosphaeriaceae sont associées aux chancres, au dépérissement des pousses et aux nécroses foliaires. Les tests de pathogénicité ont notamment confirmé leur forte virulence, tandis que les stress hydriques et thermiques peuvent favoriser le développement de ces infections (Benigno et al., 2024).



Figure 6. Symptômes et signes de la maladie associés à *Neofusicoccum yunnanense* et *Botryosphaeria dothidea* sur des jeunes plantules inoculées de *Sequoiadendron giganteum* (Kovač et al., 2021).

I.4. Diagnostic des maladies fongiques

Le diagnostic des maladies fongiques constitue une étape essentielle pour déterminer les agents responsables des symptômes observés sur les jeunes plants. Il repose généralement sur une démarche progressive associant l'observation des symptômes**,** l'isolement des microorganismes**,** leur identification morphologique et, lorsque cela est nécessaire, leur caractérisation moléculaire. L'utilisation combinée de ces approches permet d'améliorer la fiabilité de l'identification, notamment lorsque plusieurs agents peuvent produire des symptômes similaires ou lorsqu'il s'agit d'espèces morphologiquement proches (Agrios, 2005; Leslie & Summerell, 2006; Gams et al., 2019).

I.4.1. Diagnostic symptomatologique

Le diagnostic symptomatologique constitue généralement la première étape du diagnostic phytopathologique. Il consiste à observer et à caractériser les modifications anormales présentées par les jeunes plants malades. L'examen porte notamment sur la localisation des symptômes, leur forme, leur couleur, leur évolution dans le temps et leur répartition au sein de la pépinière.

Chez les jeunes plantules, les principaux symptômes associés aux maladies fongiques comprennent le flétrissement, le jaunissement, les nécroses, les pourritures racinaires et du collet, les chancres, les taches foliaires et le dépérissement. L'observation du système racinaire est particulièrement importante dans le cas des maladies telluriques, car les symptômes aériens peuvent résulter d'une infection initialement localisée au niveau des racines.

I.4.2. Isolement des agents pathogènes

L'isolement consiste à mettre en culture le microorganisme associé aux tissus malades afin d'obtenir une culture pure permettant son identification. Cette étape permet d'obtenir les isolats nécessaires aux étapes ultérieures d'identification et, lorsque cela est requis, à la réalisation de tests de pathogénicité. Toutefois, la simple présence d'un champignon dans un tissu malade ne suffit pas nécessairement à démontrer qu'il est responsable de la maladie. La confirmation de son rôle causal peut nécessiter l'application des postulats de Koch (Agrios, 2005 ; Leslie & Summerell, 2006).

I.4.3. Identification morphologique

L'identification morphologique repose sur l'étude des caractères macroscopiques et microscopiques des isolats obtenus en culture. L'observation macroscopique prend notamment en compte la vitesse de croissance, la couleur et l'aspect de la colonie, la texture du mycélium, la pigmentation du milieu et la formation éventuelle de structures reproductrices**.**

L'observation microscopique permet ensuite d'étudier différents caractères tels que la morphologie des hyphes, conidiophores, conidies, spores, asques, basides et structures de fructification, selon le groupe taxonomique étudié. Ces caractéristiques peuvent permettre une identification au niveau du genre et, dans certains cas, de l'espèce.

I.4.4. Identification moléculaire

L'identification moléculaire constitue aujourd'hui un complément essentiel aux approches morphologiques dans le diagnostic des champignons phytopathogènes. Elle permet notamment de distinguer des espèces morphologiquement proches et de résoudre certains problèmes taxonomiques rencontrés lors de l'identification classique. L'une des régions génétiques les plus utilisées pour l'identification des champignons est la région ITS **(***Internal Transcribed Spacer***)** de l'ADN ribosomique. Elle constitue un marqueur important pour l'identification et la délimitation de nombreuses espèces fongiques (Schoch et al., 2012; Stielow et al., 2015).

I.5. Moyens de lutte contre les maladies fongiques

La lutte contre les maladies fongiques repose sur une combinaison de mesures visant à prévenir l'introduction des agents pathogènes, limiter leur multiplication et réduire leur dissémination. La prévention constitue une composante essentielle, car les jeunes plants sont particulièrement sensibles aux maladies en raison de leur faible développement racinaire et de leur forte densité en pépinière. Une stratégie efficace doit prendre en considération l'ensemble du système de production, depuis la qualité des semences et du substrat jusqu'à la gestion de l'irrigation et des conditions environnementales (Landis et al., 1989 ; Dumroese & James, 2005).

Les mesures prophylactiques constituent la première ligne de défense. Elles comprennent l'utilisation de semences et de matériel végétal sains, le nettoyage et la désinfection régulière des conteneurs, outils et surfaces de travail, ainsi que l'élimination rapide des plants fortement

infectés et des débris végétaux susceptibles de constituer des sources d'inoculum (Dumroese & James, 2005 ; James et al., 2012).

Selon Landis et al., (1989), La lutte culturale consiste à adapter les pratiques de production afin de limiter le développement des agents pathogènes. Elle repose notamment sur une gestion raisonnée de l'irrigation, une bonne aération, un espacement adéquat des plants et l'utilisation d'un substrat bien drainé.

L'utilisation de microorganismes antagonistes, tels que *Trichoderma*, *Bacillus* et *Pseudomonas*, constitue également l'une des méthodes de lutte biologique les plus efficaces pour limiter le développement des agents phytopathogènes. Leur action peut s'exercer par compétition, antibiose, mycoparasitisme ou stimulation des mécanismes de défense de la plante. Parmi ces agents, *Trichoderma* spp. est particulièrement étudié contre plusieurs champignons telluriques, notamment *Fusarium* spp. (Harman et al., 2004 ; Woo et al., 2014 ; Zin & Badaluddin, 2020). Toutefois, son efficacité dépend des conditions environnementales et du système de production.

Par ailleurs, la lutte chimique peut être utilisée lorsque les mesures préventives et biologiques sont insuffisantes. Elle repose sur l'application raisonnée de fongicides adaptés à l'agent causal et au stade de développement des plants (Brent & Hollomon, 2007 ; Lucas et al., 2015). Enfin, la lutte intégrée consiste à associer de manière complémentaire les mesures prophylactiques, culturales, biologiques et chimiques. Elle repose notamment sur la surveillance régulière des plants, le diagnostic précoce et la maîtrise des conditions favorables aux maladies. Cette approche permet de réduire l'utilisation des produits phytosanitaires tout en maintenant les maladies à un niveau acceptable et en favorisant une production durable de plants forestiers (Dumroese & James, 2005 ; Lamichhane et al., 2018).

CHAPITRE II : GÉNÉRALITÉS SUR LES PÉPINIÈRES FORESTIÈRES ET CARACTÉRISATION DES SITES D'ÉTUDE

II.1. Généralités sur les pépinières

II.1.1. Définition et caractéristiques générales des pépinières

Une pépinière est une unité spécialisée dans la production et l'élevage de jeunes plants destinés à être transplantés ultérieurement dans leur site définitif (Harrison, 1992). Dans le domaine forestier, elle constitue une étape intermédiaire essentielle entre la production du matériel de reproduction forestier, notamment les graines ou les organes végétatifs, et l'installation des plants sur le terrain. Selon la FAO, les pépinières sont des espaces où les jeunes plants sont élevés et entretenus depuis le semis jusqu'à l'obtention de sujets suffisamment développés et adaptés aux conditions plus contraignantes du milieu extérieur. Les plants produits en pépinière constituent ainsi le matériel végétal utilisé dans les opérations de plantation, de reboisement, de restauration et d'enrichissement des écosystèmes forestiers (FAO, 1992, Lamhamedi et al., 2021).

La fonction d'une pépinière forestière ne se limite pas à la multiplication des végétaux. Elle vise également à assurer, pendant la phase d'élevage, des conditions favorables à la germination, à la croissance et au développement équilibré du système racinaire et de la partie aérienne. La conduite des plants comprend notamment la préparation du substrat ou du sol, le semis, l'irrigation, la fertilisation, le désherbage, le repiquage ou la transplantation, la protection phytosanitaire et, selon le mode de production, l'ombrage ou le contrôle du microclimat. Ces opérations doivent être adaptées aux exigences biologiques et écologiques des espèces produites (Duryea et al., 1984 ; Dumroese et al., 2009). En plus, les pépinières forestières peuvent fonctionner selon différents systèmes de production. La production peut être réalisée en pleine terre, conduisant notamment à l'obtention de plants à racines nues, ou hors sol, dans des conteneurs remplis de substrats appropriés (Landis et al., 2014).

Une caractéristique fondamentale d'une pépinière forestière réside dans la recherche d'une qualité élevée du matériel végétal produit. En réalité, la qualité d'un plant ne doit pas être considérée uniquement à partir de critères morphologiques tels que la hauteur ou le diamètre au collet, mais également à travers ses caractéristiques physiologiques et son état sanitaire (Landis & Dumroese, 2007). En effet, l'état sanitaire constitue, dans ce contexte, une composante essentielle de la qualité des plants forestiers. Les jeunes plants produits en pépinière peuvent être exposés à différents agents biotiques, notamment les champignons phytopathogènes, les bactéries, les nématodes et les insectes. Les conditions propres à la production en pépinière, telles qu'une forte densité de plants, une humidité élevée, une irrigation excessive, une mauvaise aération ou l'utilisation de substrats contaminés, peuvent favoriser l'apparition et la propagation de certaines maladies. La gestion correcte de l'irrigation, du substrat, de la densité de production et de l'hygiène constitue donc un élément important pour limiter les problèmes sanitaires (Harrison, 1992 ; Dumroese et al., 2009).

II.1.2. Types et fonctions des pépinières

Les pépinières peuvent être classées selon plusieurs critères, notamment leur durée de fonctionnement, leur mode de production, leur organisation et la nature des végétaux produits. Cette classification permet de distinguer les différents systèmes de production et de préciser les fonctions attribuées aux pépinières selon les objectifs recherchés :

a. Selon la durée de fonctionnement, on distingue principalement les pépinières permanentes et les pépinières temporaires. Les pépinières permanentes sont établies pour fonctionner sur une longue période et disposent généralement d'infrastructures fixes et relativement développées, telles que les réseaux d'irrigation, les serres, les ombrières, les aires de semis et les installations de stockage. Elles sont destinées à assurer une production régulière et diversifiée. À l'inverse, les pépinières temporaires sont généralement installées pour une période limitée, souvent à proximité des zones de plantation, afin de faciliter la production et le transfert du matériel végétal vers les sites concernés (Harrison, 1992 ; FAO, 2014).

b. Selon le système de production, les pépinières peuvent être distinguées en pépinières produisant des plants à racines nues et pépinières produisant des plants en conteneurs. Dans le premier système, les végétaux sont cultivés directement dans le sol de la pépinière et sont généralement extraits avant leur transfert vers le site de plantation (Duryea et al., 1984). Dans le second, les plants sont élevés dans des récipients contenant un substrat adapté (Dumroese et al., 2009 ; Landis et al., 1990).

c. Selon la nature des végétaux produits, les pépinières peuvent être spécialisées dans différents groupes de plantes. On distingue notamment les pépinières forestières, fruitières, ornementales et horticoles.

d. Une autre distinction peut être établie selon **le mode de multiplication utilisé**. Certaines pépinières reposent principalement sur la reproduction sexuée par semis, tandis que d'autres utilisent des techniques de multiplication végétative telles que le bouturage, le marcottage, le greffage ou, dans certains systèmes spécialisés, la culture in vitro (Hartmann et al., 2011).

La fonction fondamentale d'une pépinière est d'assurer la multiplication et l'élevage du matériel végétal dans des conditions contrôlées ou maîtrisées avant son installation dans son milieu définitif (Landis et al., 1990 ; Dumroese et al., 2009). Elle permet de réunir les conditions nécessaires à la germination et au développement des végétaux, notamment en matière de disponibilité en eau, de nutrition minérale, de substrat, de température, de lumière et de protection contre les contraintes environnementales. La pépinière constitue ainsi une étape essentielle de la chaîne de production végétale

Les pépinières forestières remplissent, en particulier, une fonction importante dans la production de matériel végétal destiné aux programmes de boisement, de reboisement et de restauration écologique. Elles permettent de produire des quantités importantes de végétaux appartenant à des espèces sélectionnées en fonction des objectifs de plantation et des conditions écologiques des sites concernés. La production en pépinière facilite également la planification des opérations de plantation en permettant de disposer du matériel végétal au moment approprié (FAO, 1992 ; Landis et Dumroese, 2007).

Les pépinières jouent également un rôle dans la conservation et la valorisation des ressources végétales. Elles peuvent contribuer à la multiplication d'espèces locales, à la conservation de ressources génétiques et à la production de matériel végétal destiné à la restauration d'habitats dégradés. Dans les programmes de restauration écologique, le choix des espèces et l'origine du matériel de reproduction constituent des éléments importants pour favoriser l'adaptation des végétaux aux conditions locales (Dumroese et al., 2016 ; Broadhurst et al., 2008).

II.1.3. Principales opérations de production en pépinière

La production en pépinière repose sur une succession d'opérations techniques permettant d'assurer la multiplication, la croissance et la préparation du matériel végétal avant sa mise en place définitive. Ces opérations varient selon les espèces, le système de production, le type de matériel végétal utilisé et les conditions environnementales. Elles comprennent principalement la préparation du site ou du substrat, la préparation et le traitement des semences, le semis, l'entretien des plants, le repiquage ou le rempotage, ainsi que les opérations de préparation à la plantation (Duryea et al., 1984 ; Dumroese et al., 2009).

a. Préparation du sol et du substrat

La préparation du milieu de culture constitue une étape fondamentale de la production. En pleine terre, elle comprend généralement le nettoyage de la parcelle, le travail du sol, l'amélioration de sa structure et, lorsque cela est nécessaire, l'apport de matière organique ou d'éléments fertilisants (Landis et al., 1990 ; Dumroese et al., 2009) (Tab. 2).

Tableau 2. Principales opérations de préparation du sol et du substrat (Duryea et al., 1984)

Milieu	Opérations principales	Objectif
Sol	Labour, ameublissement et nivellement	Améliorer la structure du sol
Sol	Amendement et fertilisation	Améliorer la fertilité
Substrat	Mélange et humidification	Assurer une bonne rétention d'eau et aération
Substrat	Ajustement du pH et fertilisation	Favoriser la croissance des plants

b. Préparation des semences et du matériel de propagation

Selon Hartmann et al. (2011), la qualité du matériel de propagation constitue un facteur déterminant de la réussite de la production. Les semences doivent présenter une bonne qualité physiologique et être adaptées aux conditions de production. Selon les caractéristiques de l'espèce, différents traitements peuvent être nécessaires avant le semis, notamment la levée de la dormance par scarification ou stratification.

c. Semis

Le semis correspond à la mise en place des graines dans le milieu de culture. La profondeur, la densité et la répartition des graines doivent être adaptées à la taille des semences et aux exigences germinatives de l'espèce (Harrison, 1992). Après le semis, le maintien d'une humidité appropriée du substrat est nécessaire pour favoriser l'imbibition des graines et la germination. La régularité de l'arrosage et la maîtrise des conditions de température et de lumière contribuent également à une levée homogène (Dumroese et al., 2009).

d. Irrigation

L'irrigation constitue l'une des opérations les plus importantes dans la conduite des cultures en pépinière. Les besoins en eau varient selon l'espèce, le stade de développement, le type de substrat, les conditions climatiques et le système de production

e. Fertilisation

La fertilisation vise à fournir aux végétaux les éléments minéraux nécessaires à leur croissance et à leur développement. Elle doit être raisonnée en fonction des besoins des espèces et des caractéristiques du sol ou du substrat. Une fertilisation équilibrée permet de favoriser le développement des parties aériennes et du système racinaire, tandis qu'un apport excessif ou déséquilibré peut perturber la croissance et la qualité des plants (Dumroese et al., 2009).

f. Désherbage et entretien

Le désherbage permet de limiter la concurrence exercée par les plantes adventices vis-à-vis des végétaux cultivés. Ces dernières peuvent concurrencer les plants pour l'eau, les éléments minéraux et la lumière. Le contrôle des adventices peut être réalisé par des méthodes mécaniques, manuelles ou, lorsque cela est approprié, par des méthodes chimiques. L'entretien comprend également le nettoyage des espaces de production, l'élimination des débris végétaux et le maintien des installations dans des conditions favorables à la production.

g. Repiquage et rempotage

Le repiquage consiste à transférer les jeunes plants issus du semis vers un nouvel emplacement présentant un espace de croissance plus adapté. Il permet de réduire la compétition entre les plants et de favoriser leur développement. Dans les systèmes de production en conteneurs, le rempotage peut être réalisé lorsque le volume du récipient devient insuffisant pour assurer une croissance satisfaisante.

h. Protection et conduite du microclimat

La maîtrise des conditions environnementales constitue une composante importante de la production en pépinière. Selon les besoins des espèces et les conditions climatiques, l'utilisation de serres, d'ombrières ou de dispositifs de protection permet de contrôler partiellement

l'exposition à la lumière, la température, l'humidité et l'action du vent. Ces équipements sont particulièrement utiles durant les phases sensibles de germination et de croissance initiale (Landis et al., 1990).

i. Contrôle de la qualité et préparation à la plantation

Avant leur transfert vers le site définitif, les plants font l'objet d'un contrôle portant notamment sur leur développement, leur vigueur, leur système racinaire et leur état général. Les plants présentant des caractéristiques insuffisantes peuvent être écartés. Une phase d'endurcissement peut également être mise en œuvre afin de préparer progressivement les végétaux aux conditions environnementales plus contraignantes qu'ils rencontreront après leur sortie de pépinière (Grossnickle & MacDonald, 2018).

Ainsi, la production en pépinière constitue une chaîne d'opérations interdépendantes dont la maîtrise permet d'obtenir un matériel végétal adapté aux objectifs de plantation. La réussite de cette production dépend de l'adéquation entre les caractéristiques biologiques des espèces, les techniques culturales employées et les conditions environnementales de la pépinière.

II.1.4. Facteurs influençant la croissance et la qualité des jeunes plants

La croissance et la qualité des jeunes plants en pépinière résultent de l'interaction entre les caractéristiques génétiques de l'espèce, les conditions environnementales, les propriétés du milieu de culture et les pratiques culturales appliquées au cours de la production (Ritchie, 1984). La qualité d'un plant ne peut ainsi être déterminée par un seul caractère, mais doit être considérée à travers un ensemble d'attributs morphologiques et physiologiques susceptibles d'influencer sa capacité de survie, de croissance et d'adaptation après plantation (Rose et al., 1990 ; Birchler et al., 1998 ; Grossnickle & MacDonald, 2018).

D'après Rose et al. (1990), les caractéristiques génétiques et l'origine du matériel végétal constituent des composantes importantes de la qualité des plants. En effet, l'origine des semences, la provenance et les caractéristiques génétiques peuvent influencer la phénologie, la croissance, la tolérance aux contraintes environnementales ainsi que la capacité d'adaptation des plants aux conditions du site de plantation (Lamhamedi et al., 2023). Le choix d'un matériel de reproduction approprié constitue donc une étape importante dans la production forestière.

Par ailleurs, les conditions environnementales constituent également des facteurs déterminants de la croissance des plants. Parmi celles-ci, la lumière intervient directement dans la photosynthèse et dans la production de biomasse. Son intensité, sa durée et sa qualité influencent notamment la croissance de la partie aérienne et le développement du système racinaire. De même, la température constitue un facteur majeur de la croissance. Elle influence la germination, l'activité enzymatique, la photosynthèse, la respiration et le développement racinaire. Chaque espèce possède une plage thermique optimale, en dehors de laquelle les processus physiologiques peuvent être ralentis ou perturbés. La maîtrise de la température est particulièrement importante dans les serres et autres environnements de production protégés,

où les conditions peuvent différer sensiblement de celles du milieu extérieur (Landis et al., 1990).

En outre, la disponibilité en eau constitue également un facteur essentiel au maintien de l'activité physiologique des plants. L'eau intervient notamment dans la photosynthèse, le transport des éléments minéraux et le maintien de la turgescence cellulaire. Un déficit hydrique prolongé peut limiter l'expansion cellulaire et ralentir la croissance, tandis qu'un excès d'eau peut réduire l'aération du milieu racinaire et perturber le fonctionnement des racines.

Dans ce contexte, les propriétés physiques et chimiques du sol ou du substrat jouent également un rôle important dans le développement du système racinaire. La porosité, l'aération, la capacité de rétention en eau, le drainage, le pH et la disponibilité des éléments minéraux doivent être compatibles avec les exigences des espèces cultivées (Landis et al., 1990 ; Dumroese et al., 2009). De plus, la nutrition minérale influence fortement la croissance et la qualité des plants. L'azote, le phosphore, le potassium ainsi que les autres éléments minéraux participent à différents processus physiologiques et structuraux (Landis et al., 1989). Les pratiques culturales modernes cherchent également à optimiser la nutrition tout en maintenant un équilibre favorable entre la croissance aérienne et le développement racinaire (Lamhamedi et al., 2021).

Parallèlement, la densité de production constitue un autre facteur susceptible de modifier la croissance. Lorsque les plants sont trop rapprochés, la compétition pour la lumière, l'eau et les éléments minéraux augmente. La densité peut ainsi influencer la hauteur, le diamètre au collet, l'architecture aérienne et le développement du système racinaire (Birchler et al., 1998).

Enfin, les pratiques culturales regroupent l'ensemble des interventions réalisées au cours de la production. Ces derniers peuvent modifier directement les caractéristiques morphologiques et physiologiques des plants et, par conséquent, leur aptitude à supporter les contraintes rencontrées après plantation. La chaîne de production doit donc être considérée comme un ensemble continu, depuis la sélection des semences jusqu'à la préparation des plants pour leur mise en place définitive (Rose et al., 1990 ; Lamhamedi et al., 2023).

Ainsi, la notion de **« plant de qualité »** doit être considérée en fonction de l'objectif de production et des conditions du site auquel le plant est destiné. Le concept de *Target Seedling* ou « plant cible » repose précisément sur la définition de caractéristiques morphologiques et physiologiques adaptées aux conditions de plantation et susceptibles d'être associées à la réussite de l'installation des plants (Rose et al., 1990 ; Birchler et al., 1998). Des travaux plus récents confirment cette approche en soulignant l'importance d'intégrer la qualité des plants, les pratiques de production en pépinière et les contraintes environnementales dans l'évaluation de leur performance après plantation (Grossnickle & MacDonald, 2018 ; Lamhamedi et al., 2023 ; Guimarães et al., 2024).

II.1.5. Infrastructures et équipements des pépinières

Le fonctionnement d'une pépinière repose sur un ensemble d'infrastructures et d'équipements permettant d'assurer les différentes étapes de la production végétale dans des conditions

adaptées. Leur nature et leur importance varient selon le type de pépinière, les espèces produites, le mode de culture et les conditions climatiques locales. Une organisation appropriée des installations facilite la conduite des cultures, améliore l'utilisation des ressources et contribue à l'obtention d'un matériel végétal de qualité (Tab. 3).

Tableau 3. Principales infrastructures et équipements d'une pépinière (Landis et al., 1989 ; 1990)

Infrastructure / équipement	Fonction principale	Exemples
Aires de production	Production et élevage des plants	Planches de culture, aires de semis, conteneurs
Serres et ombrières	Protection et maîtrise des conditions de culture	Serres, tunnels, ombrières
Système d'irrigation	Approvisionnement et distribution de l'eau	Réservoirs, conduites, aspersion, goutte-à-goutte
Aire de préparation	Préparation du sol et des substrats	Mélange, remplissage des conteneurs
Installations de stockage	Conservation du matériel et des intrants	Magasin, local de stockage
Matériel de travail	Réalisation des opérations culturales	Outils manuels, matériel de transport et d'entretien

Les aires de production comprennent les espaces de semis, les planches de culture et les zones destinées aux conteneurs. Leur aménagement doit faciliter les différentes opérations culturales ainsi que l'accès aux systèmes d'irrigation. À ces espaces s'ajoutent les serres et les ombrières, qui permettent de protéger les plants et de mieux contrôler certaines conditions environnementales, notamment la lumière et la température. Leur utilisation doit être adaptée aux exigences des espèces et aux conditions climatiques locales.

Par ailleurs, le système d'irrigation constitue un équipement essentiel au fonctionnement de la pépinière. Il comprend généralement une source d'eau, des réservoirs et un réseau de distribution. L'aspersion, la micro-irrigation et le goutte-à-goutte figurent parmi les techniques utilisées pour répondre aux besoins hydriques des cultures (Landis et al., 1989 ; Dumroese et al., 2009). De même, les espaces de stockage et les équipements de travail sont indispensables pour conserver les semences, les substrats, les engrais et les différents matériels nécessaires à la production (Harrison, 1992).

Dans l'ensemble, ces infrastructures et équipements sont complémentaires et leur organisation fonctionnelle facilite la conduite des cultures. Ils contribuent ainsi à assurer des conditions favorables à la production et à la gestion des plants en pépinière.

II.2. Présentation des pépinières étudiées

Dans le cadre de cette étude, deux pépinières forestières de la wilaya de Tlemcen ont été retenues comme sites d'étude : la pépinière de Sidi-Medjahed et la pépinière de Beni-Ouassine, située dans la commune de Maghnia. Leur présentation permet de préciser leur localisation, leurs principales caractéristiques et leur contexte de production.

II.2.1. Pépinière de Sidi-Medjahed

II.2.1.1. Situation géographique et administrative

La pépinière de Sidi-Medjahed est située dans la commune de Sidi-Medjahed, dans la wilaya de Tlemcen, au nord-ouest de l'Algérie. La commune est limitée au Nord par la commune de Maghnia, au Sud par Beni-Snous, à l'Est par Bouhlou et Beni-Bahdel et à l'Ouest par Beni-Boussaid (Fig. 7).

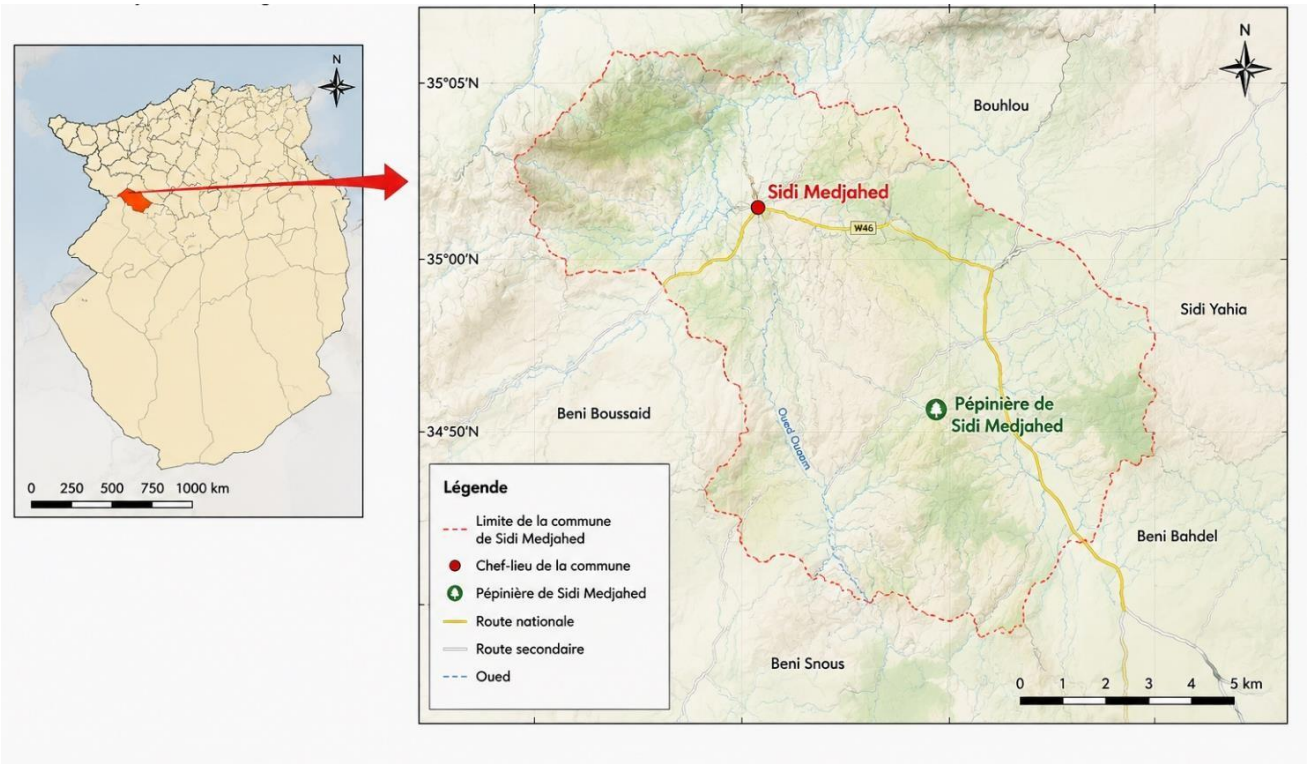


Figure 7. Localisation de la pépinière de Sidi-Medjahed (Google maps, 2026 ; Modifiée par Djilali-Merzoug, 2026)

La pépinière est implantée à l'entrée du village de Sidi-Medjahed. Elle présente une forme globalement trapézoïdale et une orientation générale vers le Nord-Ouest. Elle se situe à proximité de la voie ferrée reliant Maghnia à Oran. Elle est bordée au Nord par la route nationale n° 46, au Sud par l'oued Ouaam, à l'Est par la zone urbaine et à l'Ouest par l'oued Ouaam et des terrains agricoles privés. La pente moyenne du site est d'environ 2,2 %.

La pépinière mixte de Sidi-Medjahed a été créée en 1947 et couvre une superficie d'environ 8,5 ha. Elle est destinée principalement à la production de plants forestiers, fruitiers et ornementaux.

II.2.1.2. Caractéristiques édapho-climatiques

La pépinière de Sidi-Medjahed est implantée dans une région caractérisée par des conditions édaphiques et climatiques relativement contraignantes pour la production végétale. Le sol de la pépinière est de texture argilo-limoneuse légère, ce qui permet la conduite des cultures en pleine terre. Pour les plants élevés en conteneurs, les caractéristiques du sol sont moins déterminantes, le substrat utilisé constituant directement le milieu de croissance des plants.

Sur le plan climatique, la pépinière se situe dans une zone à climat semi-aride, avec une saison estivale chaude et une période hivernale plus fraîche. Une étude récente consacrée au contexte hydrogéologique de la région rapporte une température moyenne annuelle d'environ 18.5 °C et des précipitations relativement faibles, avec une moyenne annuelle proche de 275 mm (Chaa & Benyahia, 2023).

Ces conditions sont complétées par la présence d'un dispositif naturel de protection contre les vents dominants d'ouest, constitué d'un rideau de brise-vent autour de la pépinière. Cet aménagement peut contribuer à réduire l'action directe du vent sur les cultures et à créer des conditions plus favorables au développement des plants.

II.2.1.3. Infrastructures et équipements

La pépinière de Sidi-Medjahed dispose d'un ensemble d'infrastructures et d'équipements destinés à assurer les différentes opérations liées à la production, à l'élevage et à l'entretien des plants. L'organisation de l'espace comprend notamment des serres de production, des parcelles de culture, des bâtiments d'exploitation ainsi que des installations destinées à l'approvisionnement et à la distribution de l'eau (Tab.4) (Fig. 8).

Tableau 4. Principales infrastructures de la pépinière de Sidi-Medjahed (Original)

Infrastructure	Caractéristiques principales	Fonction
Serres de production	10 serres, ≈ 400 m² chacune	Production des plants
Parcelles de culture	Unités de culture en pleine terre et hors-sol	Élevage des plants
Installations hydrauliques	Puits, bassins et réseau d'irrigation	Approvisionnement et irrigation

La production sous abri est assurée par dix serres à armature métallique couvertes d'un film plastique, chacune présentant une superficie d'environ 400 m² (50 m × 8 m) (Fig. 9). Ces structures sont principalement utilisées pour la production de plants hors-sol et permettent de créer un environnement plus favorable au développement des plants en limitant notamment leur exposition directe aux variations des conditions climatiques. Les cultures sous abri constituent

une composante importante des systèmes modernes de production en pépinière, notamment pour la conduite des plants en conteneurs.



Figure 8. Vue générale de la pépinière de Sidi-Medjahed (Original).



Figure 9. Les serres de production et de protection des plants au sein de la pépinière (Original).

La pépinière comprend également plusieurs bâtiments et locaux d'exploitation, notamment des espaces destinés au stockage du matériel et des semences, des locaux administratifs ainsi que des installations nécessaires au fonctionnement général du site. Ces infrastructures permettent d'assurer le stockage des intrants et du matériel, la gestion des activités et l'organisation des différentes opérations réalisées au sein de la pépinière.

L'approvisionnement en eau constitue un élément essentiel au fonctionnement d'une pépinière, notamment pour assurer l'irrigation et le maintien des plants dans des conditions favorables. Au niveau de la pépinière de Sidi-Medjahed, l'alimentation en eau était assurée principalement par un puits, avec un système de stockage comprenant notamment un bassin d'une capacité d'environ 100 m³ et un second bassin, situé à une altitude plus élevée, d'une capacité d'environ 495 m³ (Fig. 10). Toutefois, la production de plants au niveau de cette pépinière est à l'arrêt depuis 2023, en raison d'un problème d'approvisionnement en eau. En effet, le puits, qui constituait la principale source d'alimentation en eau de la pépinière, s'est asséché, entraînant l'absence de ressources hydriques suffisantes pour assurer l'irrigation. Cette situation a conduit à l'arrêt de la production et ne permet plus d'assurer régulièrement l'entretien des installations et des plants présents sur le site. Ainsi, l'indisponibilité d'une ressource hydrique suffisante constitue l'une des principales contraintes ayant entraîné l'arrêt du fonctionnement productif de la pépinière depuis 2023.



Figure 10. Les bassins de stockage et de réserve d'eau au sein de la pépinière (Original).

La pépinière disposait de différents systèmes d'irrigation, notamment l'aspersion, le goutte-à-goutte et le ruissellement, adaptés aux différents modes de production et à la disposition des cultures. L'aspersion était principalement utilisée pour l'irrigation des plants produits sous abri, tandis que le goutte-à-goutte permettait un apport localisé de l'eau au niveau des plants cultivés en lignes. Le ruissellement était également utilisé pour certaines parcelles cultivées en pleine

terre. Toutefois, en raison de l'assèchement du puits et de l'absence actuelle de ressources en eau, ces systèmes d'irrigation ne sont actuellement plus fonctionnels, ce qui empêche la reprise des activités de production et d'entretien des plants au niveau de la pépinière.

L'espace de production est par ailleurs organisé en différentes unités parcellaires destinées aux cultures en conteneurs, aux cultures en pleine terre et à d'autres productions végétales. Des voies de circulation permettent d'accéder aux différentes zones et facilitent les opérations d'entretien, d'irrigation et de manutention.

II.2.1.4. Production et espèces cultivées

La pépinière de Sidi-Medjahed a joué un rôle important dans la production de plants forestiers destinés aux opérations de reboisement et à la restauration des espaces forestiers dans la région de Tlemcen. Après l'indépendance de l'Algérie, elle a poursuivi ses activités dans le cadre des services forestiers, contribuant à l'approvisionnement de différents projets de reboisement à l'échelle locale et régionale. La production était principalement orientée vers des espèces adaptées aux conditions écologiques de la région.

La pépinière assurait différents types de production, notamment la production de plants en conteneurs et en pleine terre. Les principales espèces forestières recensées comprenaient notamment le Pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.), le Pin pignon (*Pinus pinea* L.), le Cyprès (*Cupressus* sp.), le Chêne vert (*Quercus ilex* L.), l'Acacia (*Acacia* sp.) et le Caroubier (*Ceratonia siliqua* L.). Les plants étaient principalement produits en conteneurs, tandis que certaines espèces et productions étaient conduites en pleine terre. Les données disponibles montrent également la présence de productions fruitières, notamment le citronnier, utilisé principalement comme porte-greffe ou dans des vergers.

La multiplication des plants reposait principalement sur le semis, mais certaines unités pouvaient également être consacrées à la multiplication végétative, notamment par bouturage, greffage et marcottage.

Actuellement, la production est interrompue en raison de l'assèchement du puits constituant la principale source d'approvisionnement en eau de la pépinière. L'absence de ressource hydrique ne permet plus d'assurer l'irrigation nécessaire à la production et à l'entretien des plants.

II.2.2. Pépinière de Beni-Ouassine (Maghnia)

II.2.2.1. Situation géographique et administrative

La pépinière de Beni-Ouassine est située dans la commune de Maghnia, au nord-ouest de la wilaya de Tlemcen. Elle se trouve à l'ouest de la ville de Maghnia, à une altitude d'environ 360m, sur l'axe routier reliant Maghnia à Oujda, le long de la Route Nationale n°7. La plaine de Maghnia présente une altitude généralement comprise entre 370 et 450 m.

Sur le plan administratif, la pépinière de Beni-Ouassine a été mise en fonction en 1948 et s'étend sur une superficie totale d'environ 30 ha (Fig. 11). Elle était destinée à la production de plants fruitiers, ornementaux et de haute tige. Elle relève du secteur de développement forestier de l'Entreprise Régionale de Génie Rural (ERGR) DAHRA, dont le siège est implanté à Tlemcen.

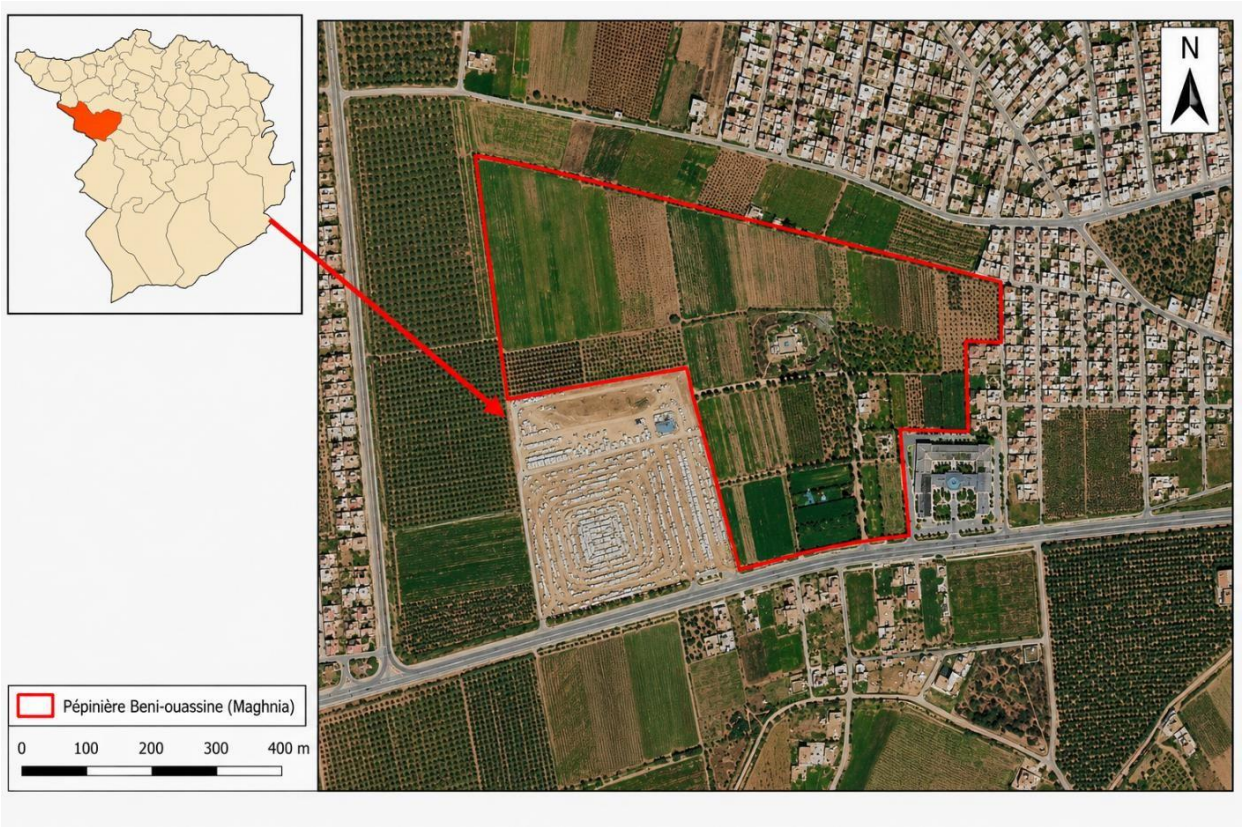


Figure 11. Localisation de la pépinière de Beni-Ouassine (Maghnia) (Google maps, 2026 ; Modifiée par Djilali-Merzoug, 2026).

II.2.2.2. Caractéristiques édapho-climatiques

La pépinière de Beni-Ouassine est située dans une région caractérisée par un climat semi-aride à hiver tempéré, avec une période sèche qui s'étend sur environ cinq mois et demi, de mai à septembre. Les températures annuelles enregistrées présentent des valeurs maximales de 34,77 °C et minimales de 3,59 °C, tandis que la pluviométrie annuelle moyenne est estimée à environ 317,77 mm.

Sur le plan édaphique, les sols de la pépinière sont décrits comme profonds et limoneux, présentant des caractéristiques favorables aux cultures irriguées. Ces conditions édaphiques, associées au contexte climatique semi-aride de la région, constituent des facteurs importants pour la conduite et le développement des plants au sein de la pépinière.

II.2.2.3. Infrastructures et équipements

La pépinière de Beni-Ouassine dispose de plusieurs infrastructures destinées à assurer les différentes opérations de production et d'entretien des plants. Elle comprend notamment des bureaux, des magasins, un garage, des abris pour le matériel, des stations de pompage et des bassins de stockage d'eau. La pépinière est également équipée d'une clôture en maçonnerie et d'une clôture de type Zimmerman.

Les installations de production comprennent également une serre de nébulisation de 76 m², équipée d'un toit ouvrant automatique, d'un filet d'ombrage et de trois tables de multiplication. Elle est destinée principalement à la multiplication par bouturage semi-ligneux. La pépinière comprend aussi quatre serres d'endurcissement, à armature métallique et couverture plastique, d'une superficie totale d'environ 400 m², ainsi que deux types d'ombrières, l'une classique et l'autre en forme de tunnel (Fig. 12).



Figure 12. Infrastructures de la pépinière de Beni-Ouassine (Maghnia) (Originale) .

Sur le plan hydraulique, plusieurs équipements sont disponibles, notamment une citerne de 3000 L, des pompes, des tuyaux d'irrigation et des lignes de goutte-à-goutte. Les systèmes d'irrigation utilisés comprennent l'aspersion, le goutte-à-goutte ainsi que la submersion ou le ruissellement.

II.2.2.4. Production et espèces cultivées

La pépinière de Beni-Ouassine adopte principalement des méthodes de production traditionnelles, reposant sur le travail manuel et sur des techniques adaptées aux conditions locales. Les principales opérations de multiplication sont le semis et le bouturage, auxquelles s'ajoute le greffage pour certaines espèces. Le choix de la technique de multiplication dépend essentiellement de l'espèce cultivée.

Parmi les espèces produites, le caroubier (*Ceratonia siliqua* L.) occupe une place importante. Sa multiplication est principalement réalisée par semis. Avant le semis, les graines sont trempées dans de l'eau chaude pendant une nuit afin de favoriser et d'améliorer leur

germination. Elles sont ensuite semées individuellement dans des sachets contenant un substrat composé de deux tiers de terre végétale et d'un tiers de sable, puis recouvertes d'une fine couche de substrat (Fig. 13).



Figure 13. Etapes de semis du caroubier (*Ceratonia siliqua*) en pépinière (Originale).

La production du caroubier est conduite principalement dans trois serres correspondant aux différentes phases de développement des plants. La première est consacrée à la germination, qui débute généralement après une quinzaine de jours. Durant cette phase, une irrigation régulière est assurée tout en évitant les excès d'eau susceptibles de favoriser les problèmes de pourriture. Après la germination, les jeunes plantules sont transférées dans une deuxième serre où elles poursuivent leur croissance. L'irrigation y est principalement réalisée par aspersion. Enfin, une troisième serre est destinée à la phase finale de développement des plants avant leur transfert ou leur plantation en plein champ (Fig. 14).

Les conditions de production sont complétées par l'utilisation de substrats légers durant les premières phases de croissance et, pour certaines productions par bouturage, par l'emploi d'hormones d'enracinement destinées à favoriser la formation des racines. Les tables de culture installées sous serre permettent d'optimiser l'espace disponible et d'assurer une capacité de production relativement importante. Différentes pratiques sont également mises en œuvre afin d'améliorer la germination et de limiter les pertes au cours des différentes phases de production.

En plus du caroubier, la pépinière assure également, à titre secondaire, la production de certaines espèces fruitières ainsi que de l'olivier, principalement par bouturage et greffage. Ainsi, la production de la pépinière demeure essentiellement orientée vers les espèces forestières, avec une place particulièrement importante accordée au caroubier, tandis que les espèces fruitières et l'olivier représentent une production complémentaire.



Figure 14. Les différentes phases de développement des plants de caroubier dans les trois serres de la pépinière de Beni-Ouassine (Originale).

D'après les informations communiquées par Mr. Haddaji, responsable de la pépinière de Beni Ouassine, la campagne de production 2025–2026 a porté sur une diversité de plants forestiers et fruitiers. La production comprenait 30 000 plants de caroubier **(***Ceratonia siliqua* L.**),** 25 000 plants d'oléastre **(***Olea europaea* var. *sylvestris***)**, 3 000 plants d'olivier **(***Olea europaea* L.**),** 10000 plants d'abricotier **(***Prunus armeniaca* L.) et 30 000 plants d'amandier amer **(***Prunus dulcis* var. *amara***)**, soit un total de 98 000 plants produits au cours de cette campagne.

CHAPITRE III : MATÉRIEL ET MÉTHODES

III.1. Problématique de l'étude

Les jeunes plants produits en pépinière sont particulièrement sensibles aux maladies fongiques, pouvant compromettre leur croissance, leur développement et leur qualité sanitaire. Dans ce contexte, la présente étude porte sur les maladies fongiques des jeunes plants dans les pépinières de Sidi-Medjahed et de Beni-Ouassine (Maghnia), visant à identifier les champignons associés aux symptômes observés et à apprécier leur diversité.

L'étude repose sur l'hypothèse que les jeunes plants des deux pépinières sont affectés par une diversité de champignons phytopathogènes et que cette diversité peut varier selon la pépinière et l'espèce végétale étudiée. Il est également supposé que certains champignons peuvent être associés préférentiellement à certains symptômes ou organes végétaux, tandis que les conditions de production propres à chaque pépinière peuvent favoriser leur développement et leur dissémination.

Afin de répondre à cette problématique, le présent travail a été réalisé en deux volets complémentaires, comprenant d'une part des travaux de terrain menés au niveau des pépinières étudiées, et d'autre part des travaux expérimentaux réalisés au sein de deux structures de recherche de l'Université Abou Bekr Belkaid de Tlemcen : le Laboratoire de Mycologie, « Pôle de Microbiologie », de la Faculté SNV-STU, ainsi que le Labo de recherche n° 31, « Gestion conservatoire de l'eau, du sol et des forêts et développement durable des zones montagneuses de la région de Tlemcen ».

III.2. Investigations sur le terrain

III.2.1. Prospection phytosanitaire des pépinières

La prospection phytosanitaire avait pour objectif d'évaluer l'état sanitaire des jeunes plants forestiers dans les deux pépinières étudiées, Beni-Ouassine et Sidi-Medjahed, et de détecter les symptômes susceptibles d'être associés à des maladies, notamment d'origine fongique.

Les investigations de terrain ont été réalisées au cours de la période allant du 20 Mars au 21 Avril 2026. Au total, trois (03) sorties ont été effectuées dans les deux pépinières retenues pour l'étude. Ces sorties avaient pour objectifs d'évaluer l'état sanitaire des jeunes plants forestiers, de détecter les symptômes et anomalies éventuels, et de réaliser les prélèvements des échantillons présentant des symptômes pour les analyses mycologiques au laboratoire.

Lors de chaque sortie, une observation générale de l'état sanitaire des pépinières a été réalisée. Cette étape a porté sur l'aspect global des plants, leur vigueur, leur homogénéité ainsi que la présence éventuelle de plants présentant des signes visibles d'altération. Une attention particulière a été accordée aux principaux symptômes visibles, notamment le jaunissement, les nécroses, les pourritures racinaires, le dessèchement, le dépérissement et les anomalies de croissance.

Les prospections ont concerné les essences forestières suivantes :

Pépinière de Beni-Ouassine : *Ceratonia siliqua* L. (Caroubier) ;
Pépinière de Sidi-Medjahed : *Pinus halepensis* Mill. (Pin d'Alep), *Tetraclinis articulata* (Vahl) Mast. (Thuya de Berbérie), *Cupressus sempervirens* L. (cyprès), *Eucalyptus* sp. et *Pistacia lentiscus* L. (lentisque).

L'examen des symptômes a ainsi été réalisé séparément sur les différentes parties des plants, à savoir :

- **le système racinaire**, afin de rechercher notamment les altérations, nécroses, brunissements ou décolorations éventuelles ;
- **le collet**, pour détecter la présence de lésions, de nécroses ou d'altérations tissulaires ;
- **les tiges**, afin d'identifier d'éventuelles lésions, nécroses, chancres, dessèchements ou anomalies de développement ;
- **les feuilles**, pour rechercher notamment les jaunissements, nécroses, taches, dessèchements ou autres anomalies foliaires.

III.2.2. Choix des sites d'étude

Le choix des sites d'étude s'est porté sur les pépinières de Sidi-Medjahed et de Beni-Ouassine, située dans la commune de Maghnia, en raison de leur importance dans la production de plants forestiers et fruitiers au niveau de la wilaya de Tlemcen. Ce choix est également motivé par l'importance des maladies fongiques en pépinière, qui peuvent affecter la qualité sanitaire et le développement des jeunes plants. La sélection de ces deux sites permet ainsi d'appréhender l'état sanitaire des plants dans des conditions de fonctionnement et de production différentes.

La première pépinière de Sidi-Medjahed, présente actuellement une situation particulière puisque sa production est à l'arrêt depuis 2023, principalement en raison de contraintes liées à l'approvisionnement en eau. Malgré l'arrêt de la production, la présence des anciennes infrastructures et de plants sur le site justifie son intérêt pour les investigations sanitaires et la réalisation de prélèvements.

La seconde de Beni-Ouassine, est actuellement en activité et assure régulièrement la production de plants forestiers et fruitiers. Au cours de la campagne 2025–2026, une production diversifiée a notamment été réalisée, comprenant le caroubier, l'oléastre, l'olivier, l'abricotier et l'amandier amer. Cette diversité des espèces produites, associée à l'activité continue du site, constitue un contexte favorable à l'observation de l'état sanitaire des jeunes plants et à la détection éventuelle d'agents fongiques.

Ainsi, la sélection de ces deux sites repose sur leur rôle dans la production de plants forestiers et fruitiers, l'intérêt phytosanitaire qu'ils présentent et la diversité de leurs conditions de fonctionnement. Leur étude permet de comparer deux situations distinctes et de contribuer à une meilleure connaissance des maladies fongiques affectant les jeunes plants en pépinière dans la wilaya de Tlemcen.

III.2.3. Échantillonnage des plants

L'échantillonnage a été réalisé de manière aléatoire, en raison de l'absence de méthodes d'investigation spécifiques et standardisées adaptées aux études mycologiques en pépinière (Smahi, comm. pers.). La sélection des plants a néanmoins été orientée par la symptomatologie observée sur le terrain, afin de cibler les individus présentant des anomalies susceptibles d'être associées à des infections fongiques.

Au total, 30 échantillons de matériel végétal symptomatique ont été collectés, dont 16 échantillons au niveau de Sidi-Medjahed et 14 à Beni-Ouassine. Les prélèvements ont principalement concerné les tissus présentant des symptômes, notamment les parties nécrosées, lésées ou altérées. Ils ont été effectués à l'aide d'un sécateur préalablement désinfecté avec de l'alcool à 70 %, afin de limiter les risques de contamination entre les différents prélèvements.

Chaque échantillon a ensuite été placé individuellement dans un sachet de prélèvement stérile et identifié par un code comprenant le numéro de l'échantillon, le nom de l'espèce végétale, le nom de la pépinière et la date de prélèvement. Cette codification a permis d'assurer la traçabilité du matériel végétal depuis le terrain jusqu'au laboratoire.

Les échantillons ont été transportés au laboratoire dans les meilleurs délais, puis conservés à 5°C jusqu'à leur utilisation. Les analyses ont été réalisées rapidement afin de préserver la viabilité des champignons phytopathogènes éventuellement présents dans les tissus symptomatiques et de limiter leur altération ou leur contamination par des microorganismes secondaires (Fig. 15).

III.3. Approche expérimentale au laboratoire

Après la collecte des échantillons sur le terrain, les analyses ont été réalisées au laboratoire afin d'isoler et de caractériser les champignons associés aux tissus végétaux présentant des symptômes.

III.3.1. Préparation des milieux de culture

Le choix du milieu de culture constitue une étape importante pour favoriser la croissance et permettre l'isolement et la caractérisation des champignons phytopathogènes. Dans la présente étude, quatre (04) milieux de culture ont été utilisés : PDA (Potato Dextrose Agar), MEA (Malt Extract Agar), Carrot Agar et Agar-Agar. L'utilisation de plusieurs milieux permet de tenir compte des exigences nutritionnelles variables des champignons susceptibles d'être présents dans les échantillons et d'améliorer les possibilités d'isolement des différentes espèces. La composition détaillée des milieux utilisés est présentée en Annexe 1.

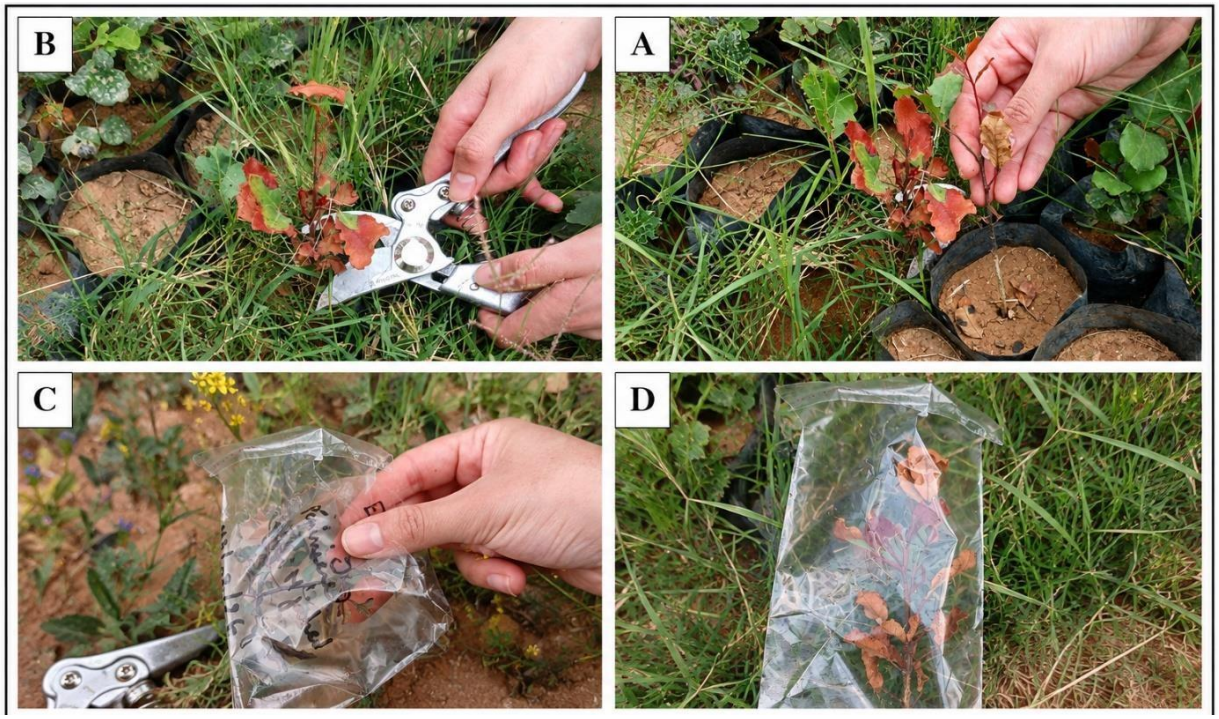


Figure 15. Échantillonnage des plants symptomatiques : (A) sélection d'une partie symptomatique ; (B) prélèvement à l'aide d'un sécateur désinfecté ; (C) mise de l'échantillon dans un sachet stérile ; (D) étiquetage et codification de l'échantillon (Originale).

Le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) a constitué le principal milieu de culture utilisé dans cette étude. Riche en éléments nutritifs, il permet une bonne croissance d'un large éventail de champignons microscopiques. Il a ainsi été utilisé principalement pour l'isolement et la purification des souches fongiques obtenues.

Le milieu MEA (Malt Extract Agar) a été utilisé comme milieu complémentaire pour l'isolement, la purification et la caractérisation de certaines souches fongiques. Sa composition nutritive favorise une croissance mycélienne satisfaisante et peut permettre une meilleure expression de certains caractères morphologiques utiles à la caractérisation des isolats.

Le milieu Carrot Agar a été utilisé comme milieu spécifique complémentaire pour favoriser la croissance et, lorsque cela est possible, la sporulation de certains champignons présentant des exigences particulières. Son utilisation permet ainsi de compléter les observations obtenues sur les milieux PDA et MEA et de faciliter la caractérisation morphologique de certains isolats.

Le milieu Agar-Agar, ou gélose à l'eau, est un milieu pauvre en éléments nutritifs. Il a été utilisé principalement lorsque la croissance sur des milieux riches pouvait être accompagnée d'une forte compétition avec des microorganismes saprophytes. Ce milieu peut également être utilisé pour favoriser la sporulation de certains champignons et faciliter l'observation de leurs structures reproductrices.

Avant leur utilisation, les milieux préparés ont été stérilisés à l'autoclave à 121 °C pendant 20 minutes, afin d'éliminer les microorganismes contaminants. Après stérilisation, la streptomycine a été ajoutée à raison de 500 $mg \cdot L^{-1}$, afin de limiter le développement des bactéries susceptibles d'interférer avec la croissance et l'isolement des champignons.

III.3.2. Isolement des champignons phytopathogènes

III.3.2.1. Préparation et désinfection des fragments végétaux

Afin de procéder à l'isolement des champignons phytopathogènes, les échantillons présentant des symptômes ont été préparés au laboratoire dans des conditions visant à limiter les contaminations d'origine superficielle. Les feuilles, les tiges et les racines présentant des altérations ont été découpées en fragments d'environ 0,5 × 0,5 cm, en privilégiant la zone de transition entre les tissus sains et les tissus présentant des symptômes.

Les fragments obtenus ont été soumis à une désinfection superficielle à l'hypochlorite de sodium (NaOCl) à 1 % pendant une minute, afin d'éliminer les microorganismes présents à leur surface. Ils ont ensuite été rincés trois fois avec de l'eau distillée stérile pendant 30 secondes, afin d'éliminer les résidus de la solution désinfectante. Après le rinçage, les fragments ont été déposés sur du papier filtre stérile et séchés sous une hotte microbiologique à flux laminaire, afin de maintenir des conditions aseptiques avant leur mise en culture (Fig. 16).

Cette étape vise ainsi à réduire les contaminations superficielles et à favoriser l'isolement des champignons associés aux tissus végétaux symptomatiques.



Figure 16. Préparation et désinfection des fragments végétaux (Originale).

III.3.2.2. Mise en culture

Les fragments végétaux préparés ont été déposés directement à la surface des milieux de culture, à raison de 4 à 6 fragments par boîte, en veillant à les espacer suffisamment afin de permettre le développement distinct des éventuelles colonies fongiques.

Les boîtes de Petri ont ensuite été incubées à 25 ± 1 °C, à l'obscurité, pendant une période de 5 à 7 jours. Une observation quotidienne a été réalisée durant toute la période d'incubation afin de suivre l'apparition et l'évolution des colonies fongiques (Fig. 17).

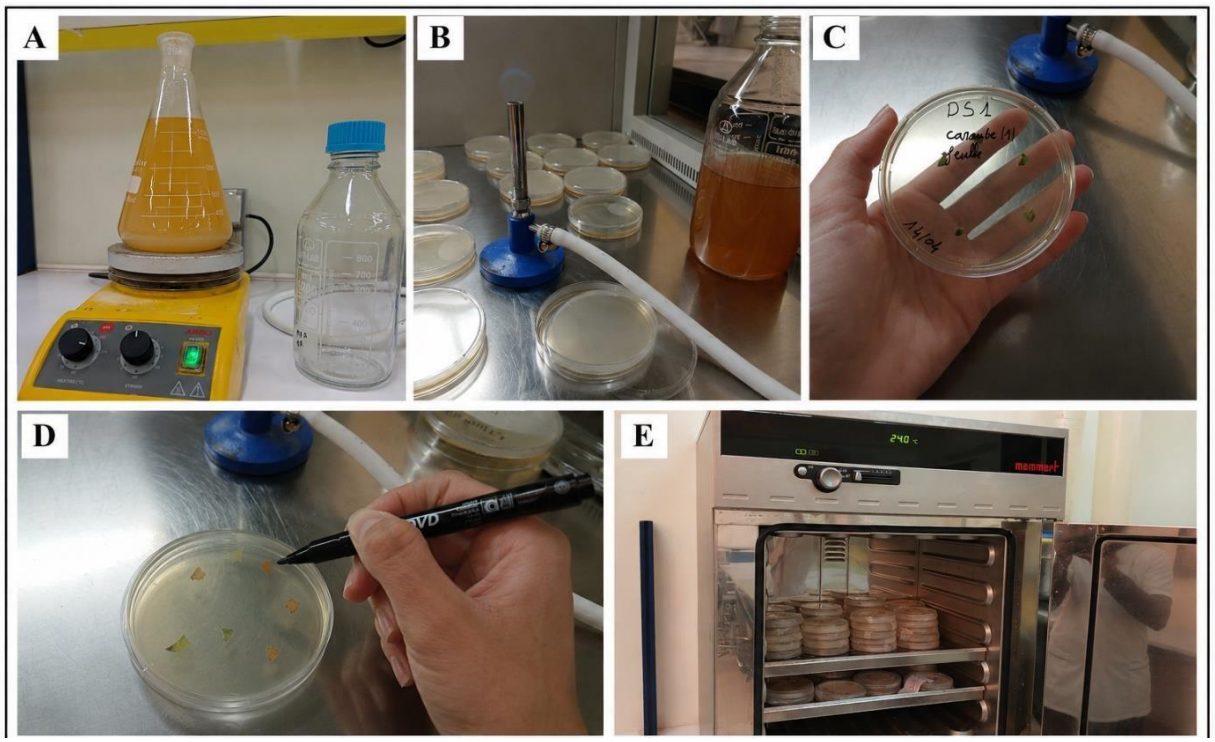


Figure 17. Préparation et mise en culture des champignons phytopathogènes : (A) Préparation des milieux de culture ; (B) Coulage des boites pétri ; (C) Ensemencement des fragments végétaux ; (D) Etiquetage des boites ; (E) Incubation des boites (Originale).

III.3.3. Purification des isolats fongiques

Les colonies fongiques obtenues après l'isolement ont été repiquées aseptiquement sur de nouvelles boîtes de Petri contenant du milieu PDA stérile. Un fragment de mycélium provenant de la zone périphérique de chaque colonie a été prélevé puis transféré sur le nouveau milieu. L'opération a été répétée jusqu'à l'obtention de cultures pures, exemptes de toute contamination. Les isolats purifiés ont ensuite été conservés pour leur identification (Fig. 18).



Figure 18. Purification des isolats fongiques (Originale).

III.3.4. Identification des champignons isolés

III.3.4.1. Identification macroscopique

L'identification macroscopique des champignons isolés a été réalisée après purification des cultures, à partir de l'observation des colonies développées sur le milieu de culture. Les boîtes de Petri ont été examinées régulièrement afin de suivre l'évolution de la croissance et de relever les principaux caractères morphologiques des colonies.

Les observations ont porté sur la vitesse de croissance, la forme et la taille des colonies, ainsi que sur leur couleur à la face supérieure et inférieure. L'aspect du mycélium a également été pris en considération, notamment sa texture, qui peut être cotonneuse, duveteuse, veloutée, poudreuse ou compacte. La présence et la disposition de zones concentriques, de sillons radiaux ou de structures particulières ont également été notées.

Une attention particulière a été accordée à la pigmentation du milieu de culture, notamment à la présence de pigments diffusibles dans le milieu ou de changements de coloration observés au revers des colonies. La production éventuelle d'exsudats ou de structures visibles à l'œil nu a également été relevée.

L'ensemble de ces caractères macroscopiques a été comparé aux descriptions morphologiques disponibles dans les ouvrages et clés d'identification mycologique. Cette première étape a permis de regrouper les isolats présentant des caractéristiques similaires et d'orienter leur identification au niveau du genre ou, lorsque cela était possible, de l'espèce. L'identification macroscopique a ensuite été complétée par l'examen microscopique des caractères morphologiques des champignons isolés.

III.3.4.2. Identification microscopique

L'identification microscopique des isolats fongiques a été réalisée afin de compléter les observations macroscopiques et de préciser leur identification. Les caractères microscopiques ont été étudiés à l'aide d'un microscope optique équipé d'une caméra et d'un logiciel d'acquisition d'images.

Pour chaque isolat, une petite quantité de mycélium a été prélevée à partir de la zone périphérique de la colonie, à l'aide d'une aiguille stérile, puis déposée sur une lame propre contenant une goutte d'acide lactique et une goutte d'alcool. Une lamelle a ensuite été délicatement placée sur la préparation et une goutte d'huile d'immersion a été ajoutée.

Les préparations ont été observées aux grossissements ×10, ×40 et ×100, selon la taille et la nature des structures observées. L'examen a porté sur les caractéristiques du mycélium, notamment son aspect, sa ramification et son cloisonnement, ainsi que sur les différentes structures reproductrices lorsqu'elles étaient présentes.

Les conidies et les spores ont également été observées et caractérisées selon leur forme, taille, couleur, surface, septation et disposition. L'ensemble de ces caractères morphologiques a été pris en compte pour l'identification des isolats. Les observations ont été comparées aux descriptions et aux clés d'identification mycologiques, notamment celles de Barnett et Hunter (1972), Botton et al. (1990), Champion (1997) et Plaat-Niterink (1981). La combinaison des caractères macroscopiques et microscopiques a permis d'orienter l'identification des champignons isolés jusqu'au genre ou à l'espèce, lorsque les caractères observés étaient suffisamment caractéristiques.

III.3.5. Conservation des souches fongiques

La conservation des souches fongiques permet de maintenir leur viabilité et leurs caractéristiques morphologiques pendant une période prolongée, en vue de leur utilisation ultérieure. Dans la présente étude, les isolats obtenus à partir des différents échantillons ont été conservés à partir de cultures fongiques pures et bien développées.

Des fragments mycéliens ont été prélevés aseptiquement à partir des cultures pures, puis transférés dans des tubes Eppendorf stériles contenant une solution composée de 60 % d'eau distillée stérile et de 40 % de glycérol. Le glycérol joue un rôle cryoprotecteur et permet de limiter les dommages cellulaires liés à la conservation à basse température (Fig. 19).

Les Eppendorf contenant les différents isolats ont ensuite été étiquetés et conservés au congélateur à une température d'environ −20 °C au sein de la collection de souches fongiques du Laboratoire N°31, Département des Ressources Forestières, Université de Tlemcen. Cette méthode permet de maintenir la viabilité des souches pendant une période pouvant atteindre un an, sous réserve du maintien de conditions de conservation appropriées.

Chaque souche conservée a été identifiée par un code spécifique et accompagnée des informations suivantes : code de la souche, espèce identifiée, plante hôte, pépinière d'origine, date d'isolement et milieu de conservation. Ces informations ont permis d'assurer la traçabilité des isolats et de faciliter leur utilisation lors des analyses ultérieures.

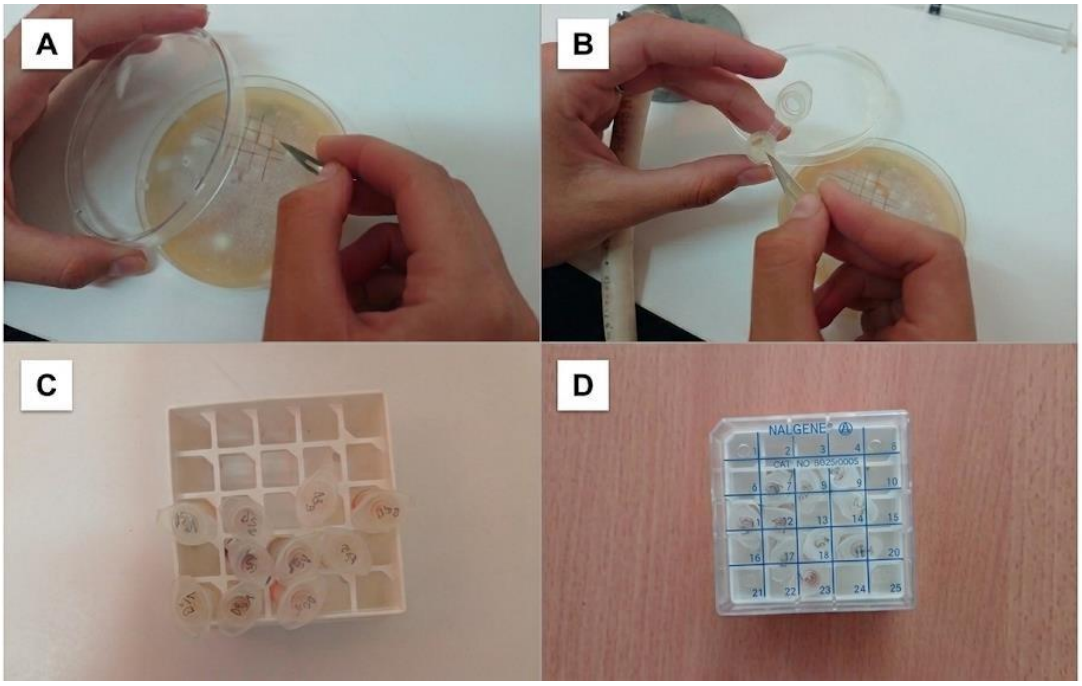


Figure 19. Étapes de conservation des souches fongiques : (A) découpage de carrés de gélose colonisés ; (B) transfert des fragments gélosés dans des Eppendorf ; (D, C) rangement des Eppendorf en portoir et étiquetage (Originale)

III.3. 6. Etude statistique

Les données obtenues au cours de cette étude ont été saisies et analysées à l'aide du logiciel **Minitab® Statistical Software, version 16.2.3** (Minitab Inc., State College, PA, USA). L'analyse statistique a porté sur les données relatives aux isolats fongiques obtenus à partir des différents échantillons prélevés dans les pépinières étudiées.

Les données ont notamment été exploitées afin de déterminer la fréquence et la répartition des isolats fongiques en fonction des espèces végétales hôtes et des pépinières d'origine. Les données quantitatives ont été décrites à l'aide de statistiques descriptives, notamment la moyenne et l'écart-type (ET). La normalité des données a été évaluée à l'aide de tests de normalité appropriés et vérifiée graphiquement au moyen de diagrammes de probabilité.

Les comparaisons entre les deux pépinières ont été réalisées à l'aide du test t de Student pour les variables quantitatives présentant une distribution normale, tandis que le test du chi carré (χ^2) a été utilisé pour l'analyse des variables qualitatives. Une valeur de $p < 0,05$ a été considérée comme indiquant une différence statistiquement significative. L'ensemble des analyses statistiques a été réalisé avec un niveau de confiance de 95 %.

CHAPITRE IV : RÉSULTATS ET DISCUSSION

IV.1. Symptomatologie

Les prospections phytosanitaires réalisées dans les deux pépinières étudiées, Beni Ouassine (Maghnia) et Sidi Medjahed, ont permis d'observer différents symptômes chez les jeunes plants. Les échantillons retenus pour l'étude mycologique provenaient exclusivement du caroubier (*Ceratonia siliqua* L.) dans la pépinière de Beni Ouassine, tandis que ceux de la pépinière de Sidi Medjahed concernaient plusieurs espèces, à savoir le pistachier lentisque (*Pistacia lentiscus* L.), le thuya de Berbérie (*Tetraclinis articulata* (Vahl) Mast.), l'eucalyptus (*Eucalyptus* sp.), le cyprès (*Cupressus sempervirens* L.) et le pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.).

L'examen visuel des plants a révélé une diversité de symptômes affectant aussi bien les parties aériennes que les parties souterraines. Les manifestations observées variaient selon l'espèce végétale et l'organe atteint. Elles comprenaient notamment des modifications de la coloration des feuilles, des flétrissements, des dessèchements, des nécroses et des lésions sur les tiges et les collets, ainsi que différentes altérations du système racinaire.

Certains symptômes étaient localisés sur un seul organe, alors que d'autres étaient associés à une altération plus générale de l'état sanitaire des plants. Dans plusieurs cas, les manifestations observées sur les parties aériennes étaient accompagnées d'altérations au niveau du collet ou du système racinaire. Ces observations ont constitué la base de la sélection des plants présentant des symptômes représentatifs pour les prélèvements destinés à l'isolement et à l'identification des champignons associés aux tissus atteints.

Afin de faciliter la description des manifestations observées, la symptomatologie a été subdivisée en deux principales catégories : les symptômes affectant la partie aérienne et ceux observés sur la partie souterraine.

IV.1.1. Symptômes observés sur la partie aérienne

Les symptômes affectant la partie aérienne des jeunes plants ont principalement été observés au niveau des feuilles, des tiges et du collet. Leur expression variait selon l'espèce végétale et le degré d'atteinte des plants.

Les feuilles des jeunes plants ont présenté plusieurs types d'altérations visibles à l'œil nu. Parmi les manifestations observées figuraient principalement le jaunissement, le flétrissement, le dessèchement et les nécroses foliaires.

Le jaunissement se manifestait par une modification de la coloration normale du limbe, pouvant être partielle ou généralisée. Dans certains cas, cette altération était accompagnée d'une perte de turgescence et d'un flétrissement progressif des feuilles. Les feuilles atteintes pouvaient ensuite évoluer vers un dessèchement partiel ou total (Fig. 20).



Figure 20. Jaunissement et dessèchement des plants infectés.

Des nécroses foliaires ont également été observées chez certains plants de caroubier. Elles se manifestaient sous forme de zones brunâtres à brun foncé, de dimensions et de formes variables. Certaines lésions étaient localisées au niveau de la marge ou de l'extrémité du limbe, tandis que d'autres étaient réparties sur sa surface. Dans les cas les plus avancés, les tissus nécrosés s'étendaient progressivement, entraînant le dessèchement d'une partie importante de la feuille (Fig. 21).

Chez d'autres plants, les symptômes foliaires étaient accompagnés d'une défoliation ou d'un maintien de feuilles desséchées sur la plante. L'ensemble de ces manifestations contribuait à une diminution de l'aspect vigoureux des plants et à une altération générale de leur état sanitaire (Fig. 22).



Figure 21. Nécroses foliaires observées chez les plants de caroubier .



Figure 22. Altération générale des jeunes plantules .

Au niveau des tiges et du collet, plusieurs types d'altérations ont été observés, notamment des décolorations, des lésions et des nécroses.

Les lésions observées sur les tiges se présentaient sous forme de zones de coloration brune à brun foncé, parfois irrégulières et de dimensions variables. Certaines zones atteintes apparaissaient légèrement déprimées par rapport aux tissus environnants. Dans les cas où les lésions étaient plus étendues, une progression du dessèchement de la partie située au-dessus de la zone affectée pouvait être observée (Fig. 23).



Figure 23. Nécrose au niveau de la tige du caroubier.

Le collet constituait également une zone présentant des symptômes chez certains plants. Des zones brunâtres à noirâtres et des lésions nécrotiques ont été observées à proximité de la jonction entre la tige et les racines. Ces altérations étaient parfois associées à un flétrissement ou à un dessèchement de la partie aérienne.

IV.1.2. Symptômes observés sur la partie souterraine

L'examen des parties souterraines des jeunes plants a permis de mettre en évidence différentes altérations au niveau du système racinaire. Ces manifestations concernaient principalement la coloration, l'intégrité et l'état général des racines.

Chez certains plants de caroubier dans la pépinière de Beni-ouassine, les racines présentaient une coloration brune à brun foncé, contrastant avec l'aspect des tissus racinaires sains. Des

zones nécrotiques ont également été observées sur différentes portions du système racinaire, avec une extension variable selon les plants.

Des pourritures racinaires ont été constatées chez certains échantillons, se traduisant par une altération de la structure des tissus et une perte progressive de leur intégrité. Dans certains cas, les racines fines étaient peu développées ou fortement réduites, donnant au système racinaire un aspect moins dense (Fig. 24).



Figure 24. Nécrose et pourriture des racines chez le caroubier.

IV.2. Importance et diversité des espèces fongiques isolées

L'analyse mycologique des échantillons prélevés dans les deux pépinières étudiées, Beni Ouassine (Maghnia) et Sidi Medjahed, a permis de mettre en évidence une diversité fongique représentée par plusieurs genres. Au total, neuf (09) genres fongiques ont été identifiés à partir des différents isolats obtenus : *Fusarium*, *Penicillium*, *Alternaria*, *Neofusicoccum*, *Aspergillus*, *Neopestalotiopsis*, *Rhizopus*, *Cladosporium* et *Colletotrichum*. Ces genres appartiennent majoritairement à l'embranchement **Ascomycota**, à l'exception de *Rhizopus*, qui appartient à **Mucoromycota**. La présence de ces différents genres traduit une diversité importante de la flore fongique associée aux jeunes plants étudiés. Certains genres ont été retrouvés chez plusieurs espèces végétales et/ou dans les deux pépinières, tandis que d'autres étaient associés à des échantillons provenant d'un site ou d'une espèce végétale particulière. La fréquence d'isolement des différents genres a toutefois varié selon les échantillons analysés, permettant de distinguer les genres les plus représentés des genres moins fréquemment isolés. La répartition des isolats selon les genres est présentée dans le Tableau 5.

Tableau 5. Classification taxonomique des champignons identifiés.

Règne	Embranchement	Classe	Ordre	Famille	Genre
Fungi	**Ascomycota**	Sordariomycetes	Hypocreales	Nectriaceae	*Fusarium*
			Amphisphaeriales	Sporocadaceae	*Neopestalotiopsis*
			Glomerellales	Glomerellaceae	*Colletotrichum*
		Eurotiomycetes	Eurotiales	Aspergillaceae	*Penicillium*
					Aspergillus
		Dothideomycetes	Pleosporales	Pleosporaceae	*Alternaria*
			Botryosphaeriales	Botryosphaeriaceae	*Neofusicoccum*
			Capnodiales	Cladosporiaceae	*Cladosporium*
	Mucoromycota	Mucoromycetes	Mucorales	Rhizopodaceae	*Rhizopus*

IV.2.1. Importance des espèces fongiques isolées dans les deux pépinières

L'analyse de la fréquence des espèces fongiques isolées dans les deux pépinières, Beni Ouassine (Maghnia) et Sidi Medjahed, montre une représentation variable des différents taxons (Fig. 25). Dans la pépinière de Beni Ouassine, *Fusarium oxysporum* présente la fréquence d'isolement la plus élevée, avec environ 19 %, suivi de *Penicillium* sp. avec 18 % et de *Neofusicoccum* sp. avec environ 14 %.

Fusarium sp. et *Aspergillus niger* représentent respectivement près de 12 % et 10 % des isolats, tandis que les autres espèces présentent des fréquences inférieures à 10 %.

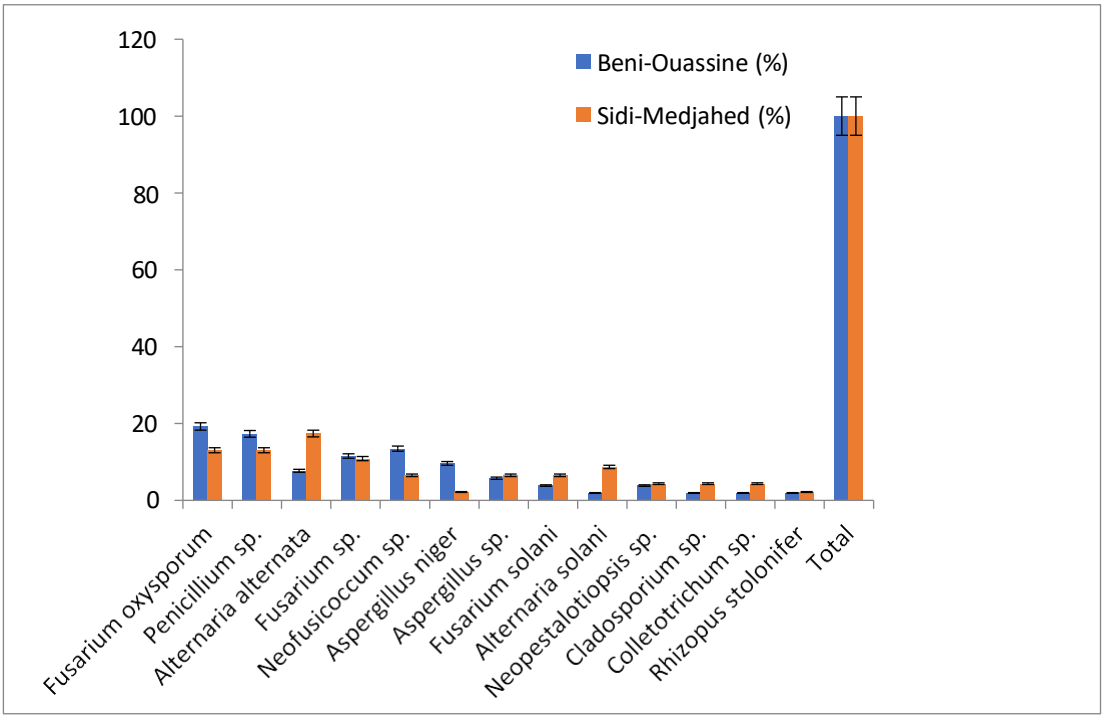


Figure 25. Fréquence des espèces fongiques isolées dans les deux pépinières.

Dans la pépinière de Sidi Medjahed, *Alternaria alternata* constitue l'espèce la plus fréquemment isolée, avec environ 18 %, suivie de *Penicillium* sp. (14 %) et de *Fusarium oxysporum* (13 %). Les autres espèces présentent des fréquences d'isolement variables, avec des valeurs généralement inférieures à celles des espèces précédemment citées. Les espèces présentant les plus faibles fréquences d'isolement sont notamment *Rhizopus stolonifer* et *Cladosporium* sp.

La comparaison des deux pépinières montre ainsi que certaines espèces présentent des fréquences relativement proches dans les deux sites, notamment *Penicillium* sp. et *Fusarium oxysporum*, alors que d'autres sont davantage représentées dans l'une des deux pépinières. Ainsi, *Neofusicoccum* sp. et *Aspergillus niger* présentent des fréquences plus élevées à Beni Ouassine, tandis que *Alternaria alternata* et *Alternaria solani* sont davantage représentées à Sidi Medjahed. Cette distribution met en évidence une importance relative variable des espèces fongiques selon la pépinière étudiée.

Afin de vérifier l'adéquation des données à une distribution normale avant l'application des tests statistiques paramétriques, la normalité des fréquences d'isolement a été évaluée, complété par une appréciation graphique au moyen des diagrammes de probabilité (Fig. 26). Pour Beni Ouassine, la fréquence moyenne était de 7,692 %, avec un écart-type de 6,082 %, tandis que la pépinière de Sidi Medjahed présentait également une fréquence moyenne de 7,692 %, mais avec un écart-type plus faible de 4,664 %. Les valeurs de *p* obtenues pour le test d'Anderson-Darling étaient respectivement de 0,084 pour Beni Ouassine et de 0,214 pour Sidi Medjahed. Ces deux valeurs étant supérieures au seuil de signification de 5 % ($p > 0,05$), l'hypothèse de normalité n'est pas rejetée pour les deux séries de données. Les distributions des fréquences peuvent ainsi être considérées comme compatibles avec une distribution normale, ce qui permet d'envisager l'utilisation de tests paramétriques appropriés pour les comparaisons ultérieures.

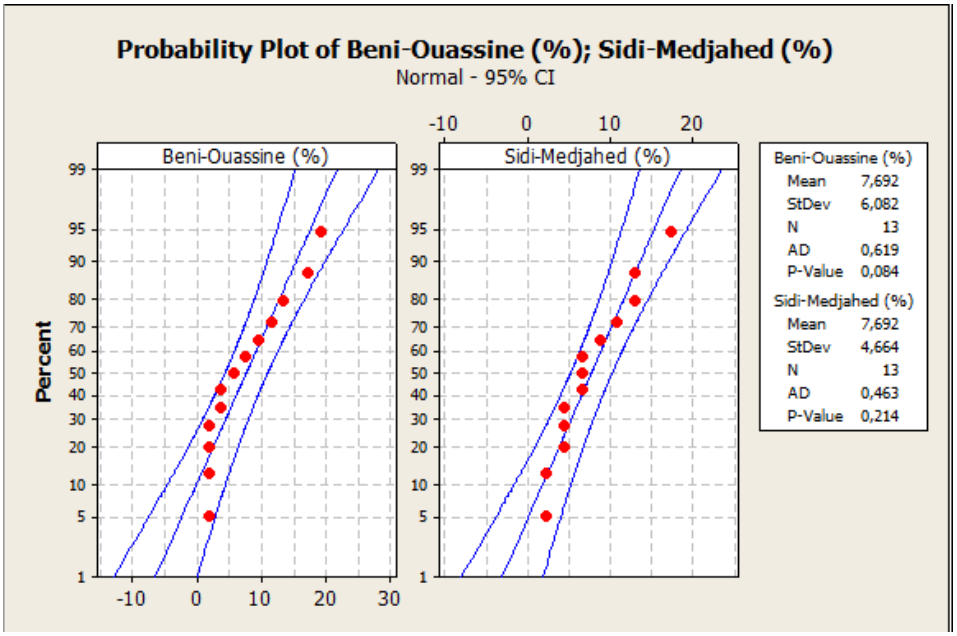


Figure 26. Diagrammes de probabilité normale des fréquences d'isolement des espèces fongiques dans les pépinières de Beni Ouassine et de Sidi Medjahed.

IV.2.1.1. La flore fongique de la pépinière de Beni ouassine

La flore fongique isolée dans la pépinière de Beni Ouassine comprend 13 taxons, dont les fréquences d'isolement présentent une distribution relativement hétérogène (Fig. 27). L'histogramme met en évidence une concentration des isolats au niveau d'un nombre limité de taxons, tandis que plusieurs espèces présentent des fréquences faibles. Les quatre taxons les plus représentés regroupent ainsi environ 61 % des isolats, alors que les six taxons les moins fréquents n'en représentent qu'environ 13 %, traduisant une répartition fortement inégale des isolats au sein de la communauté fongique.

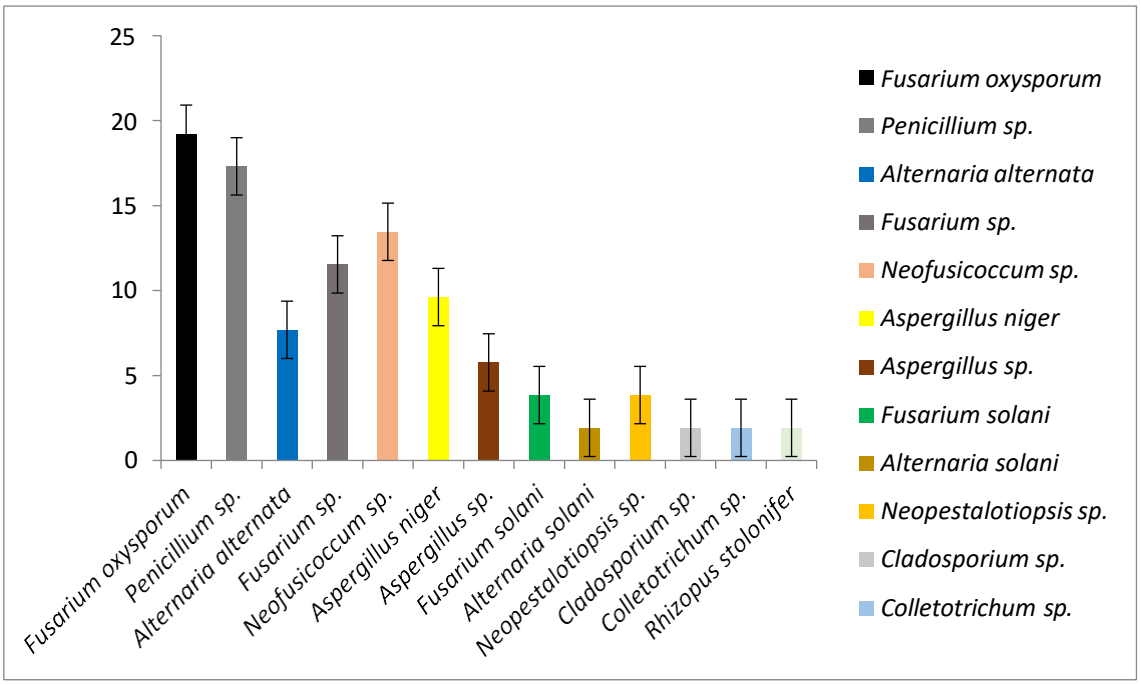


Figure 27. Fréquence des espèces fongiques isolées dans la pépinière de Beni-Ouassine.

Le regroupement des trois taxons appartenant au genre *Fusarium*, à savoir *F. oxysporum*, *F. solani* et *Fusarium* sp., représente environ 34 % de l'ensemble des isolats. Cette proportion souligne l'importance de ce genre dans la flore fongique isolée à Beni Ouassine. La contribution de *F. oxysporum* est particulièrement importante, puisqu'il constitue à lui seul le taxon présentant la fréquence d'isolement la plus élevée. Cette prédominance peut être particulièrement intéressante dans le contexte d'une pépinière, où plusieurs espèces de *Fusarium* sont fréquemment associées au sol et aux substrats de culture.

D'autres taxons contribuent également de manière importante à la composition de la flore fongique. *Penicillium* sp., représentant environ 17 % des isolats, ainsi que les taxons du genre *Aspergillus*, qui totalisent près de 15,3 %, sont principalement considérés comme des champignons saprophytes, capables de se développer sur la matière organique et les substrats de culture. Leur présence relativement importante dans les isolements peut ainsi témoigner de leur aptitude à coloniser le substrat de la pépinière.

En parallèle de ces taxons principalement saprophytes, la flore fongique de Beni Ouassine comprend également des champignons présentant un intérêt phytopathologique. Parmi ceux-ci, *Neofusicoccum* sp., avec une fréquence d'isolement d'environ 13,5 %, constitue un taxon particulièrement notable. Appartenant à la famille des Botryosphaeriaceae, ce genre regroupe des champignons phytopathogènes pouvant intervenir comme agents pathogènes secondaires, notamment chez les plantes affaiblies ou soumises à des conditions de stress. Ces champignons peuvent coloniser les tissus ligneux et vasculaires et sont susceptibles de provoquer des nécroses et des chancres, pouvant évoluer vers des phénomènes de dépérissement des jeunes plants.

À l'inverse, plusieurs taxons présentent des fréquences faibles, généralement proches ou inférieures à 4 %, notamment *Neopestalotiopsis* et *Colletotrichum*, tandis que certains taxons atteignent seulement environ 2 %. Cette distribution montre que la diversité taxonomique observée s'accompagne d'une faible équitabilité, les isolats étant principalement concentrés dans quelques taxons dominants.

Sur le plan descriptif, la fréquence moyenne des taxons est de 7,692 %, avec un écart-type de 6,082 %. L'écart entre ces deux valeurs traduit une dispersion importante des fréquences autour de la moyenne. Cette variabilité est cohérente avec l'histogramme, qui montre simultanément quelques valeurs relativement élevées et plusieurs valeurs faibles. Ainsi, la moyenne ne reflète pas une distribution homogène des taxons, mais résulte de la coexistence de taxons dominants et de taxons faiblement représentés.

Afin d'évaluer l'adéquation de ces données à une distribution normale, un diagramme de probabilité normale a été établi (Fig. 28). La majorité des observations se situe globalement autour de la droite de référence, malgré quelques écarts observés aux extrémités de la distribution. Le test d'Anderson-Darling donne une valeur de $p = 0,084$. Cette valeur étant supérieure au seuil de signification de 0,05, l'hypothèse de normalité n'est pas rejetée. Les fréquences d'isolement peuvent donc être considérées comme compatibles avec une distribution normale au seuil de 5 %.

La valeur de *p* relativement proche du seuil de 0,05 et la dispersion observée sur le diagramme indiquent que l'ajustement à la normalité n'est pas particulièrement marqué. Le résultat du test signifie donc essentiellement qu'aucun écart statistiquement significatif à la normalité n'a été détecté au seuil de 5 %, plutôt qu'une démonstration absolue d'une distribution parfaitement normale.

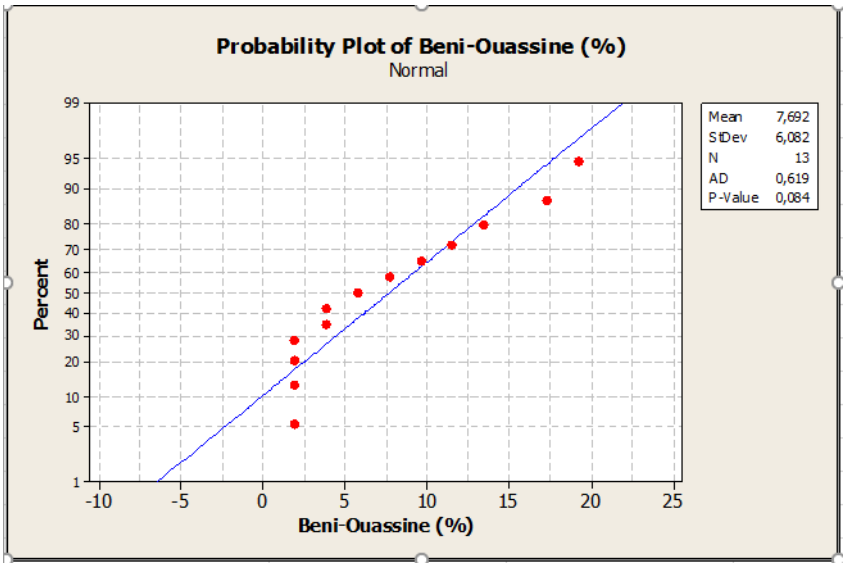


Figure 28. Diagrammes de probabilité normale des fréquences d'isolement des espèces fongiques dans la pépinière de Beni Ouassine

IV.2.1.2. La flore fongique de la pépinière de Sidi Medjahed

La flore fongique isolée dans la pépinière de Sidi Medjahed comprend 13 taxons, dont les fréquences d'isolement présentent une distribution variable (Fig. 29). L'histogramme met en évidence une prédominance de quelques taxons, tandis que plusieurs espèces sont faiblement représentées. Cette distribution traduit ainsi une organisation relativement inégale des isolats au sein de la flore fongique recensée.

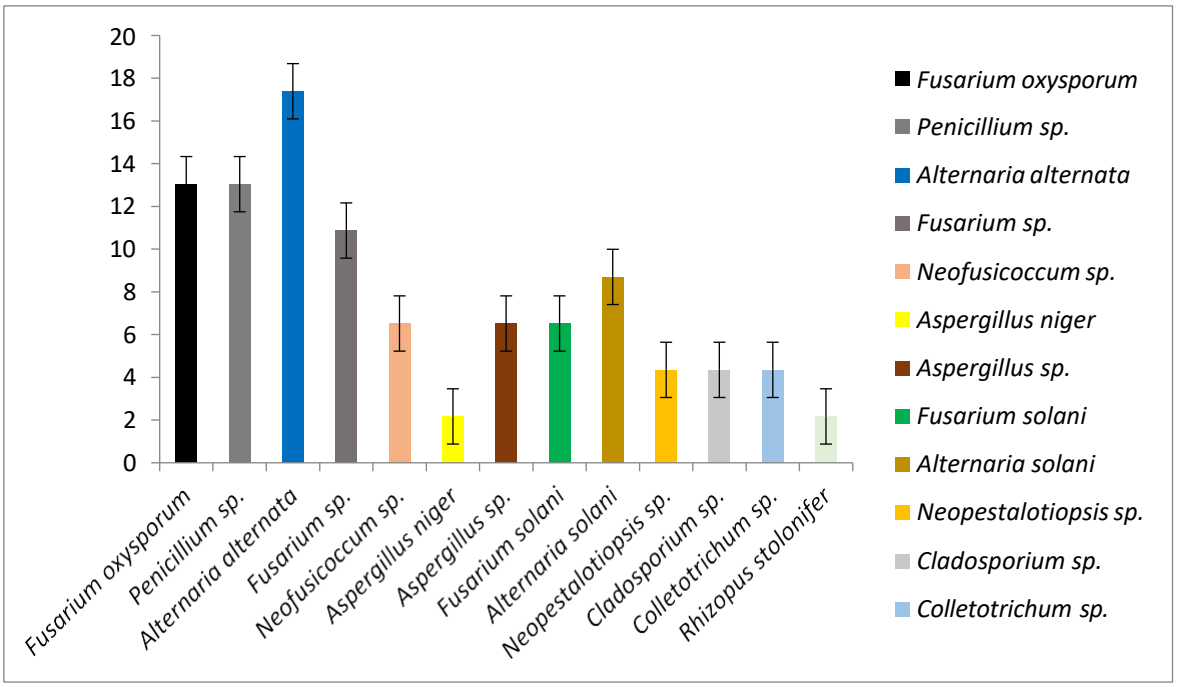


Figure 29. Fréquence d'isolement des espèces fongiques recensées dans la pépinière de Sidi Medjahed.

Alternaria alternata constitue le taxon le plus fréquemment isolé dans la pépinière de Sidi Medjahed, avec une fréquence de 17,4 %, suivie de *Fusarium oxysporum* et de *Penicillium* sp., chacun représentant 13 % des isolats. *Fusarium* sp. et *Alternaria solani* présentent respectivement des fréquences de 10,9 % et 8,7 %. La représentation importante de ces taxons met en évidence la présence simultanée de champignons présentant des modes de vie et des rôles écologiques différents au sein de la flore fongique de la pépinière.

Parmi ces taxons, la représentation des espèces du genre *Alternaria* mérite une attention particulière en raison de leur importance phytopathologique. Les deux espèces identifiées, *A. alternata* (17,4 %) et *A. solani* (8,7 %), sont associées à l'alternariose, maladie pouvant affecter différents organes des plantes, en particulier les feuilles, et se manifester notamment par l'apparition de taches nécrotiques sur les tissus végétaux. Leur représentation dans les isolats obtenus traduit ainsi une présence importante de ce groupe fongique dans les échantillons analysés.

Outre la présence importante du genre *Alternaria*, le genre *Fusarium* occupe également une place majeure dans la flore fongique de Sidi Medjahed. La prise en compte de *F. oxysporum* (13 %), de *Fusarium* sp. (10,9 %) et de *F. solani* (6,5 %) conduit à une fréquence cumulée de 30,4 %. Cette proportion élevée souligne l'importance de ce genre dans les isolements réalisés. Plusieurs espèces de *Fusarium* possèdent un pouvoir pathogène important et peuvent être responsables de maladies particulièrement dommageables chez les jeunes plants. Elles sont notamment impliquées dans les fontes de semis, ainsi que dans les pourritures des racines et du collet et certaines formes de flétrissement vasculaire. La forte représentation de ce genre constitue donc un élément phytosanitaire important dans le contexte de la production des plants en pépinière.

Parallèlement à ces groupes à potentiel phytopathogène, les isolements mettent également en évidence une représentation importante de champignons principalement saprophytes. *Penicillium* sp., avec 13 %, ainsi que *Aspergillus* sp. (6,5 %), *Aspergillus niger* (2,2 %) et *Rhizopus stolonifer* (2,2 %) sont généralement associés à la décomposition et à la colonisation de matières organiques. Leur présence peut être favorisée par la disponibilité de substrats organiques et par certaines conditions environnementales de la pépinière. Ces champignons peuvent ainsi participer à la dégradation de la matière organique et à la colonisation des substrats, sans que leur présence dans les isolements puisse être assimilée directement à une activité pathogène. Dans certaines conditions, notamment en présence de tissus végétaux affaiblis ou endommagés, certaines espèces peuvent toutefois se comporter comme des agents opportunistes.

À ces deux catégories de champignons s'ajoute la présence d'un taxon présentant également un intérêt phytopathologique, à savoir *Neofusicoccum* sp. Représentant 6,5 % des isolats, ce genre appartient à la famille des Botryosphaeriaceae et comprend des champignons capables de se comporter comme des agents pathogènes secondaires, particulièrement sur des plantes soumises à différents stress. Sa présence dans les isolats de Sidi Medjahed est donc notable,

bien que sa fréquence ne permette pas, à elle seule, de déterminer son rôle exact dans les symptômes éventuellement observés sur les plants.

L'ensemble de ces observations montre ainsi que la flore fongique de cette pépinière est constituée d'un cortège diversifié associant différents profils écologiques et phytopathologiques. Les champignons à potentiel phytopathogène, notamment *Alternaria, Neofusicoccum* et *Fusarium*, coexistent avec des taxons principalement saprophytes tels que *Penicillium*, *Aspergillus* et *Rhizopus*. Cette coexistence reflète la diversité du cortège fongique isolé dans la pépinière et souligne l'importance d'interpréter la fréquence d'isolement en fonction du rôle biologique potentiel de chaque taxon.

Les autres taxons, notamment *Neopestalotiopsis* sp., *Cladosporium* sp. et *Colletotrichum* sp., présentent chacun une fréquence de 4,3 %. Bien que leur représentation soit plus faible, leur présence contribue à la diversité taxonomique observée dans ce site.

Sur le plan statistique, la fréquence moyenne des taxons à Sidi Medjahed est de 7,692 %, avec un écart-type de 4,664 %. Cette valeur de l'écart-type indique une dispersion des fréquences autour de la moyenne, mais celle-ci reste moins importante que celle observée à Beni Ouassine. La distribution des fréquences est ainsi caractérisée par la coexistence d'un nombre limité de taxons relativement fréquents et de plusieurs taxons présentant des valeurs faibles.

Afin d'évaluer la normalité de cette distribution, un diagramme de probabilité normale a été réalisé (Fig. 30). Les observations se répartissent globalement autour de la droite de référence, avec des écarts limités aux extrémités de la distribution. Le test d'Anderson-Darling donne une statistique AD = 0,463 et une p-value de 0,214. Comme cette dernière est supérieure au seuil de signification de 0,05, l'hypothèse de normalité n'est pas rejetée. Les fréquences d'isolement sont donc considérées comme compatibles avec une distribution normale au seuil de 5 %.

Le résultat du diagramme de probabilité est cohérent avec celui du test statistique, puisque la majorité des points se situe à proximité de la droite de référence. Toutefois, compte tenu du nombre limité d'observations (N = 13), cette compatibilité avec la normalité doit être interprétée avec prudence. Elle indique qu'aucun écart statistiquement significatif à la normalité n'a été détecté, mais ne constitue pas une preuve que les données suivent parfaitement une loi normale.

Dans l'ensemble, la flore fongique de Sidi Medjahed présente donc une composition diversifiée mais caractérisée par une répartition inégale des fréquences d'isolement. La communauté est principalement marquée par la représentation d'*Alternaria alternata* et de plusieurs taxons du genre *Fusarium*, auxquels s'ajoutent des champignons saprophytes tels que *Penicillium* sp. et *Aspergillus*, ainsi que des taxons présentant un intérêt phytopathologique potentiel. Cette organisation fournit une base pour les comparaisons statistiques entre les deux pépinières.

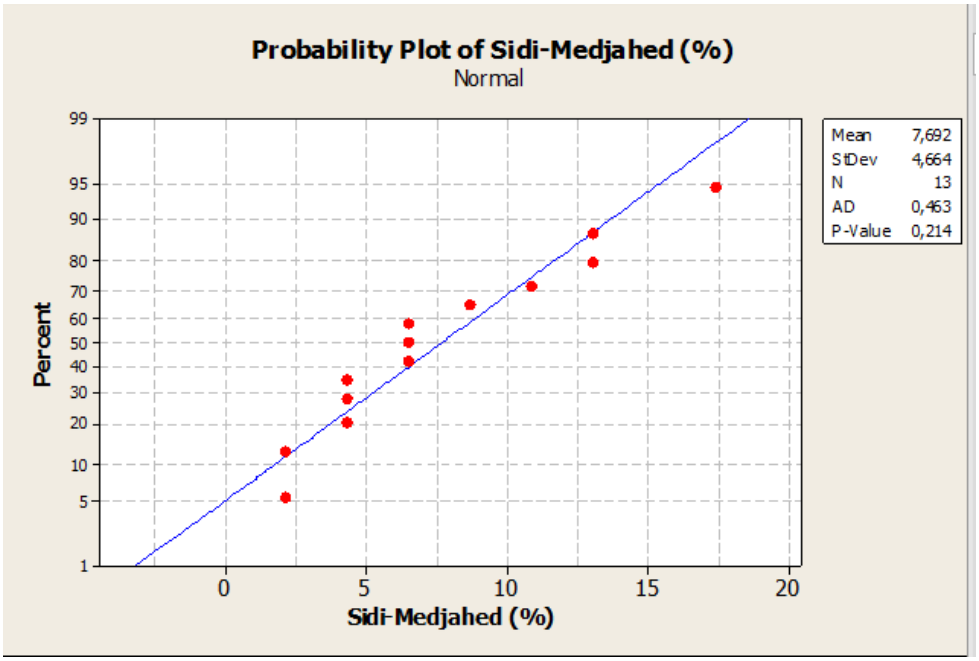


Figure 30. Diagrammes de probabilité normale des fréquences d'isolement des espèces fongiques dans la pépinière de Sidi Medjahed.

IV22. Diversité des espèces selon les organes atteints

L'analyse des résultats d'isolement présentés dans le Tableau 6 met en évidence une distribution variable des espèces fongiques en fonction de l'organe végétal analysé. Les prélèvements réalisés ont concerné principalement les feuilles, les tiges et les racines, certains échantillons portant simultanément sur deux organes, notamment les associations racine/feuille et racine/tige. Cette répartition permet d'apprécier la diversité du cortège fongique selon les différents compartiments de la plante et de mettre en évidence certaines tendances d'association entre les taxons isolés et les organes étudiés.

Cette distribution revêt un intérêt particulier chez les jeunes plants, dont les tissus sont encore en cours de différenciation et dont le système racinaire et les organes aériens peuvent être particulièrement sensibles aux agressions biotiques. Les champignons phytopathogènes peuvent pénétrer dans les tissus à partir des racines, du collet, des feuilles ou de blessures, puis se développer localement ou coloniser progressivement différents compartiments de la plante. Cependant, la détection d'un champignon dans un organe ne signifie pas nécessairement qu'il est responsable des symptômes ou de la mortalité observée. Certains isolats peuvent être saprophytes, endophytes, opportunistes ou simplement présents comme champignons secondaires. La détermination du rôle pathogène nécessite donc de considérer la concordance entre la présence du taxon, les symptômes observés et parfois les résultats des tests de pathogénicité.

Tableau 6. Diversité des espèces fongiques isolées selon les espèces végétales et les organes atteints chez les jeunes plants étudiés en pépinière

Code	Espèce	Lieu (Pépinière)	Prélèvement	+/-	Espèces identifiées
DS 1	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine	+	*Alternaria alternata, Penicillium* sp., *Fusarium oxysporum*
DS 2	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine/ Feuille	+	*Fusarium oxysporum, Fusarium solani, Rhizopus stolonifer, Fusarium* sp.
DS 3	*Pistacia lentiscus L.*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Cladosporium* sp., *Penicillium* sp., *Neopestalotiopsis* sp.
DS 4	*Pistacia lentiscus L.*	Sidi-Medjahed	Tige	+	*Penicillium* sp., *Alternaria solani, Fusarium* sp.
DS 5	*Tetraclinis articulata*	Sidi-Medjahed	Tige	+	*Alternaria alternata, Fusarium oxysporum, Fusarium solani*
DS 6	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Tige	+	*Fusarium* sp., *Aspergillus* sp., *Fusarium oxysporum*
DS 7	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Feuille	+	*Penicillium* sp., *Aspergillus niger, Cladosporium* sp., *Colletotrichum* sp.
DS 8	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Feuille	+	*Aspergillus niger, Alternaria alternata, Neofusicoccum* sp.
DS 9	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Tige	+	*Neofusicoccum* sp., *Aspergillus niger, Penicillium* sp., *Fusarium oxysporum, Fusarium* sp.,
DS 10	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine	+	*Fusarium oxysporum, Fusarium solani*
DS 11	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine	+	*Fusarium oxysporum, Penicillium* sp.
DS 12	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Feuille	+	*Alternaria solani, Penicillium* sp., *Alternaria alternata*
DS 13	*Pistacia lentiscus L.*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Alternaria alternata, Neopestalotiopsis* sp.
DS 14	*Tetraclinis articulata*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Penicillium* sp., *Alternaria alternata*
DS 15	*Tetraclinis articulata*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Alternaria solani, Alternaria alternata*
DS 16	*Eucalyptus sp.*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Alternaria alternata, Penicillium* sp., *Neofusicoccum* sp., *Colletotrichum* sp.
DS 17	*Eucalyptus sp.*	Sidi-Medjahed	Tige	+	*Alternaria alternata, Colletotrichum* sp., *Fusarium* sp., *Fusarium oxysporum*
DS 18	*Pistacia lentiscus L.*	Sidi-Medjahed	Tige	+	*Fusarium oxysporum, Fusarium solani*
DS 19	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine/Tige	+	*Neofusicoccum* sp., *Fusarium oxysporum, Penicillium* sp., *Fusarium* sp.
DS 20	*Tetraclinis articulata*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Alternaria solani, Penicillium* sp., *Aspergillus* sp.
DS 21	*Cupressus sempervirens L.*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Fusarium oxysporum, Fusarium solani, Fusarium* sp.
DS 22	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Feuille	+	*Neofusicoccum* sp., *Penicillium* sp.

DS 23	*Pinus halepensis Mill.*	Sidi-Medjahed	Racine	+	*Fusarium oxysporum, Neofusicoccum* sp., *Fusarium* sp.
DS 24	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine	+	*Fusarium oxysporum, Neofusicoccum* sp., *Penicillium* sp., *Fusarium* sp., *Neopestalotiopsis* sp.
DS 25	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Feuille/ Racine	+	*Neopestalotiopsis* sp., *Neofusicoccum* sp., *Aspergillus niger, Alternaria alternata, Aspergillus* sp., *Fusarium oxysporum, Fusarium* sp.
DS 26	*Tetraclinis articulata*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Alternaria solani, Penicillium* sp., *Aspergillus* sp.
DS 27	*Eucalyptus sp.*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Aspergillus niger, Rhizopus stolonifer, Alternaria alternata*
DS 28	*Tetraclinis articulata*	Sidi-Medjahed	Tige	+	*Neofusicoccum* sp., *Cladosporium* sp., *Fusarium oxysporum, Fusarium* sp.
DS 29	*Pinus halepensis Mill.*	Sidi-Medjahed	Feuille	+	*Aspergillus* sp., *Alternaria alternata*
DS 30	*Ceratonia siliqua L.*	Beni-ouassine	Racine	+	*Aspergillus niger, Penicillium* sp., *Aspergillus* sp., *Neofusicoccum* sp., *Fusarium oxysporum*

Chez les jeunes plants au niveau des deux pépinières étudiées, les champignons capables d'infecter les racines ou le collet revêtent une importance particulière, car les lésions provoquées dans ces zones peuvent rapidement compromettre l'absorption de l'eau et des éléments minéraux. Lorsque les tissus conducteurs sont atteints, certaines espèces peuvent également perturber la circulation de la sève et provoquer un flétrissement progressif. Dans les cas sévères, ces perturbations peuvent conduire au dépérissement puis à la mort du jeune plant. Des études réalisées sur des plants forestiers ont notamment démontré le rôle de plusieurs espèces de *Fusarium* dans les fontes de semis, les pourritures racinaires et la mortalité des jeunes plants (Drenkhan et al., 2020 ; Martín-Rodrigues et al., 2015). En Algérie, *F. redolens*, *F. acuminatum* et *F. chlamydosporum* ont notamment été associés expérimentalement à des symptômes de fonte des semis chez *Pinus halepensis* en pépinière (Lazreg et al., 2013).

IV.2.2.1. Diversité des isolats associée aux racines

Les racines constituent un compartiment particulièrement représenté par des champignons appartenant au genre *Fusarium*. Sur les prélèvements racinaires, *Fusarium oxysporum* est le taxon le plus régulièrement retrouvé, avec une présence dans plusieurs échantillons provenant notamment de *Ceratonia siliqua* et de *Pinus halepensis*. Il est également associé, dans certains prélèvements, à *Fusarium solani* et à *Fusarium* sp.

La présence répétée de *Fusarium oxysporum* dans les racines présente un intérêt phytopathologique particulier. Certaines souches de cette espèce sont capables de pénétrer dans les racines, de progresser vers les tissus conducteurs et, dans les formes vasculaires, de coloniser le xylème. Cette colonisation peut perturber le transport de l'eau et provoquer progressivement un jaunissement, un flétrissement et, dans les cas sévères, le dépérissement du plant. D'autres formes peuvent principalement provoquer des lésions et des pourritures des racines sans colonisation vasculaire importante.

Chez les jeunes plants, cette capacité d'infection est particulièrement importante car une atteinte précoce des racines ou du collet peut rapidement entraîner une diminution de l'absorption hydrique et minérale. Les symptômes peuvent alors évoluer vers une fonte post-émergence, une pourriture racinaire, un flétrissement ou une mortalité complète du plant. Des expériences de pathogénicité réalisées sur des jeunes plants ont confirmé que certains isolats de *F. oxysporum* peuvent provoquer des nécroses racinaires, des symptômes de fonte et une mortalité importante, avec toutefois des différences notables entre les isolats (Stewart et al., 2012).

Il convient néanmoins de ne pas assimiler systématiquement la présence de *F. oxysporum* à une infection active. Cette espèce a été isolée aussi bien à partir de racines symptomatiques que de tissus apparemment sains. Le pouvoir pathogène et l'agressivité peuvent varier considérablement entre les isolats. Ainsi, la fréquence élevée d'isolement observée dans notre étude constitue un indicateur de son importance écologique et potentiellement phytopathologique.

La capacité de certaines espèces de *Fusarium* à persister durablement dans le sol et les substrats de culture constitue un élément important de leur cycle biologique et pourrait contribuer à expliquer leur présence répétée dans les racines des jeunes plants étudiés. En effet, plusieurs espèces de ce genre sont capables de produire des structures de survie, notamment des chlamydospores, leur permettant de se maintenir dans le sol en l'absence d'un hôte ou lorsque les conditions environnementales deviennent défavorables. Ces structures peuvent ensuite germer lorsque les conditions redeviennent favorables et constituer une source d'inoculum susceptible d'initier de nouvelles infections racinaires.

Dans le contexte de la présente étude, la fréquence élevée et la récurrence de *Fusarium,* dans les prélèvements racinaires pourraient ainsi être compatibles avec l'existence d'un inoculum fongique présent dans le sol ou le substrat de la pépinière.

IV.2.2.2. Diversité des isolats associée aux feuilles

La flore fongique associée aux feuilles apparaît comme la plus diversifiée parmi les trois organes étudiés. Les prélèvements foliaires ont permis d'identifier 13 taxons différents, comprenant à la fois des champignons phytopathogènes potentiels et des champignons principalement saprophytes.

La présence de *Alternaria alternata* est particulièrement marquée dans cet organe. Ce taxon est retrouvé dans plusieurs prélèvements foliaires, notamment chez *Ceratonia siliqua, Pistacia lentiscus, Tetraclinis articulata* et *Eucalyptus*. Il est également associé à *Alternaria solani* dans plusieurs échantillons. La présence répétée de ces deux espèces sur les feuilles est compatible avec leur potentiel phytopathogène et leur implication dans des maladies foliaires caractérisées notamment par l'apparition de taches, de lésions nécrotiques et de dessèchements.

Parallèlement à la présence des espèces d'*Alternaria,* les feuilles sont également colonisées par plusieurs taxons saprophytes tels que *Penicillium* sp., *Aspergillus* sp. et *Rhizopus stolonifer*.

La diversité des isolats foliaires est également caractérisée par la présence de *Neofusicoccum* sp., *Neopestalotiopsis* sp., *Cladosporium* sp. et *Colletotrichum* sp. Certains de ces taxons possèdent un potentiel phytopathogène et peuvent être favorisés par des blessures, un stress hydrique ou un affaiblissement préalable de la plante. Cette capacité est particulièrement importante pour les champignons opportunistes, dont l'installation peut dépendre de l'état physiologique de l'hôte plutôt que d'une capacité constante à infecter un tissu sain.

IV.2.2.3. Diversité des isolats associée aux tiges

Les tiges présentent également une diversité importante de champignons, avec 11 taxons différents recensés dans les prélèvements comprenant cet organe. La composition de cette flore est toutefois différente de celle observée sur les feuilles et les racines, avec une représentation particulièrement importante des taxons du genre *Fusarium* et *Neofusicoccum* sp.

Fusarium oxysporum est régulièrement retrouvé dans les prélèvements de tiges, notamment chez *Tetraclinis articulata*, *Ceratonia siliqua*, *Eucalyptus* et *Pistacia lentiscus*.

Par ailleurs, les tiges abritent également plusieurs taxons associés aux tissus ligneux, parmi lesquels la présence de *Neofusicoccum* sp. dans plusieurs prélèvements apparaît particulièrement notable. Ce genre, appartenant aux Botryosphaeriaceae, comprend des champignons pouvant se comporter comme des agents pathogènes ou opportunistes. Certaines espèces sont capables de pénétrer dans les tissus à la faveur de blessures et de coloniser les tissus ligneux, où elles peuvent provoquer des nécroses, des chancres et des dépérissements. Des facteurs tels que des enzymes de dégradation des parois, des métabolites secondaires et des mécanismes permettant de contourner les défenses de l'hôte participent à leur pouvoir pathogène.

La comparaison des organes montre ainsi que la feuille présente la plus grande richesse taxonomique, avec 13 taxons, suivie de la tige avec 11 taxons et de la racine avec 10 taxons. Cette différence indique que les communautés fongiques isolées ne sont pas réparties de manière uniforme entre les différents organes végétaux.

Les résultats obtenus mettent en évidence plusieurs taxons susceptibles de participer aux maladies observées en pépinière, mais ne permettent pas de confirmer de manière formelle et certaine leur implication dans les symptômes observés ni d'établir avec certitude une hiérarchie de leur agressivité. Les résultats de cette analyse constituent néanmoins une base importante pour sélectionner les isolats présentant le plus grand intérêt phytopathologique et devant être soumis à des tests de pathogénicité et d'agressivité. Ces essais permettront de mieux distinguer les agents effectivement pathogènes des colonisateurs secondaires ou saprophytes et d'évaluer leur capacité à provoquer et à reproduire les symptômes observés chez les jeunes plants.

IV.3. Caractérisation des espèces isolées

IV.3.1. *Fusarium* sp.

Sur PDA, l'isolat présente une croissance rapide, avec une colonie cotonneuse à floconneuse couvrant presque toute la boîte après 8 jours. La coloration varie du blanc au crème, jaune paille ou orangé, avec un centre parfois plus foncé et une marge régulière et diffuse.

Microscopiquement, l'isolat possède un mycélium hyalin et septé, avec des macroconidies pluricellulaires, fusiformes à falciformes, ainsi que, selon l'isolat, des microconidies et des chlamydospores. L'identification spécifique repose sur l'ensemble de ces caractères morphologiques et culturaux (Fig. 31).

La croissance du genre *Fusarium* est généralement optimale entre 25 et 30 °C, selon l'espèce.

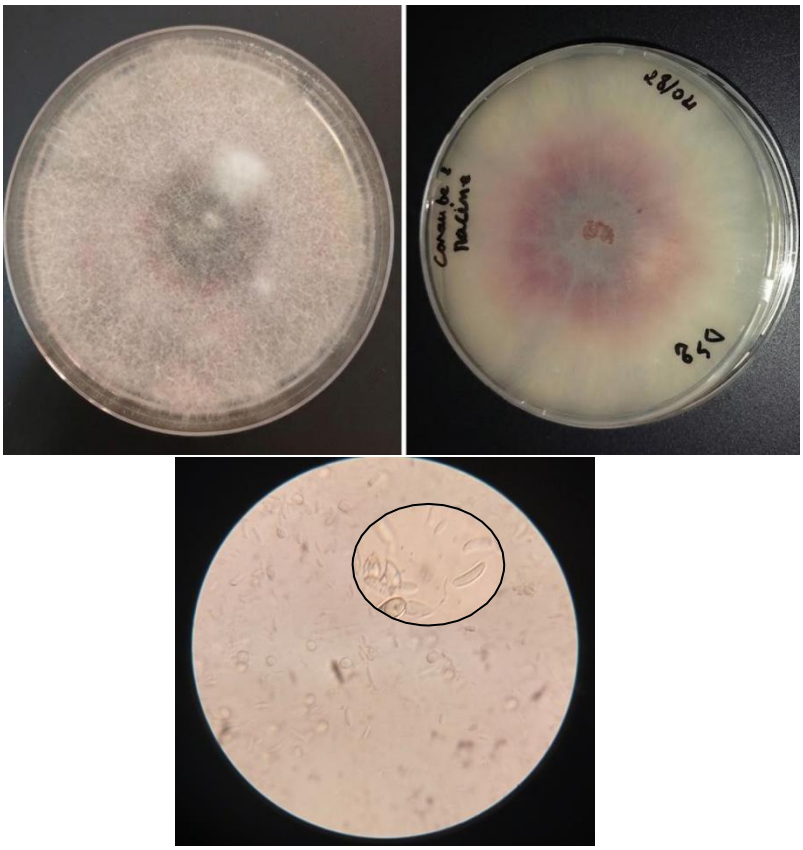


Figure 31. Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium* sp.

IV.3.2. *Fusarium oxysporum*

Le mycélium des isolats identifiés comme *Fusarium oxysporum* est floconneux, avec une coloration variant du blanc au violet pâle sur le milieu PDA. Les macroconidies sont courtes, falciformes à presque droites, à paroi mince et généralement constituées de trois cloisons. Elles sont produites à partir de monophialides portées par des conidiophores ramifiés (Fig. 32). Les microconidies sont généralement non cloisonnées ou parfois constituées d'une seule cloison, de forme ovale à réniforme, et sont produites en abondance, formant des fausses têtes sur de courtes monophialides. Les chlamydospores sont intercalaires et se forment abondamment au niveau des hyphes.

Les températures minimale et maximale de croissance de ce champignon sont respectivement de 5 °C et 37 °C, avec une température optimale comprise entre 25 °C et 30 °C.

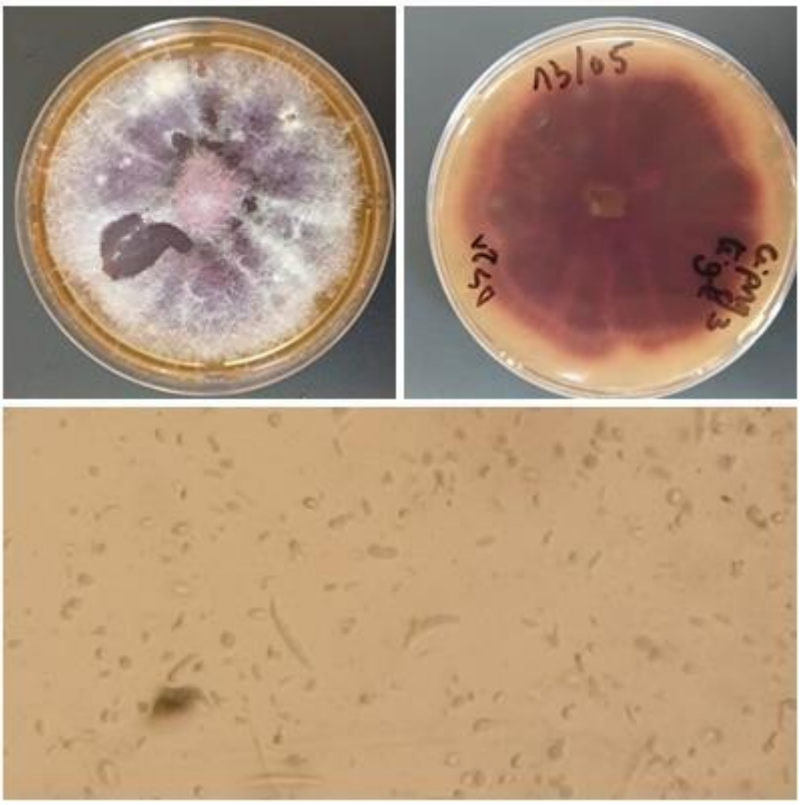


Figure 32. Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium oxysporum*

IV.3.3. *Fusarium solani*

Selon les clés d'identification utilisées, cinq isolats ont été identifiés comme *Fusarium solani*. Sur le milieu PDA, les colonies présentent un aspect duveteux à cotonneux, avec un thalle de couleur blanche, alternant souvent avec la formation de sporodochies de couleur crème à gris bleuâtre, pouvant s'étendre jusqu'à la périphérie de la colonie (Fig. 33).

L'analyse microscopique révèle les caractéristiques suivantes :

- Des microconidies cylindriques à ovale, à trois cloisons, regroupées par paires, généralement en deux à trois paires rapprochées ou plus ou moins espacées ;
- Des sporodochies pouvant être formées et portant des structures conidiennes présentant de sept à neuf cloisons.

L'espèce se développe entre 5 °C et 37 °C, avec une croissance optimale comprise entre 25 °C et 30 °C. Au-delà de cet intervalle, aucune croissance du champignon n'est observée.

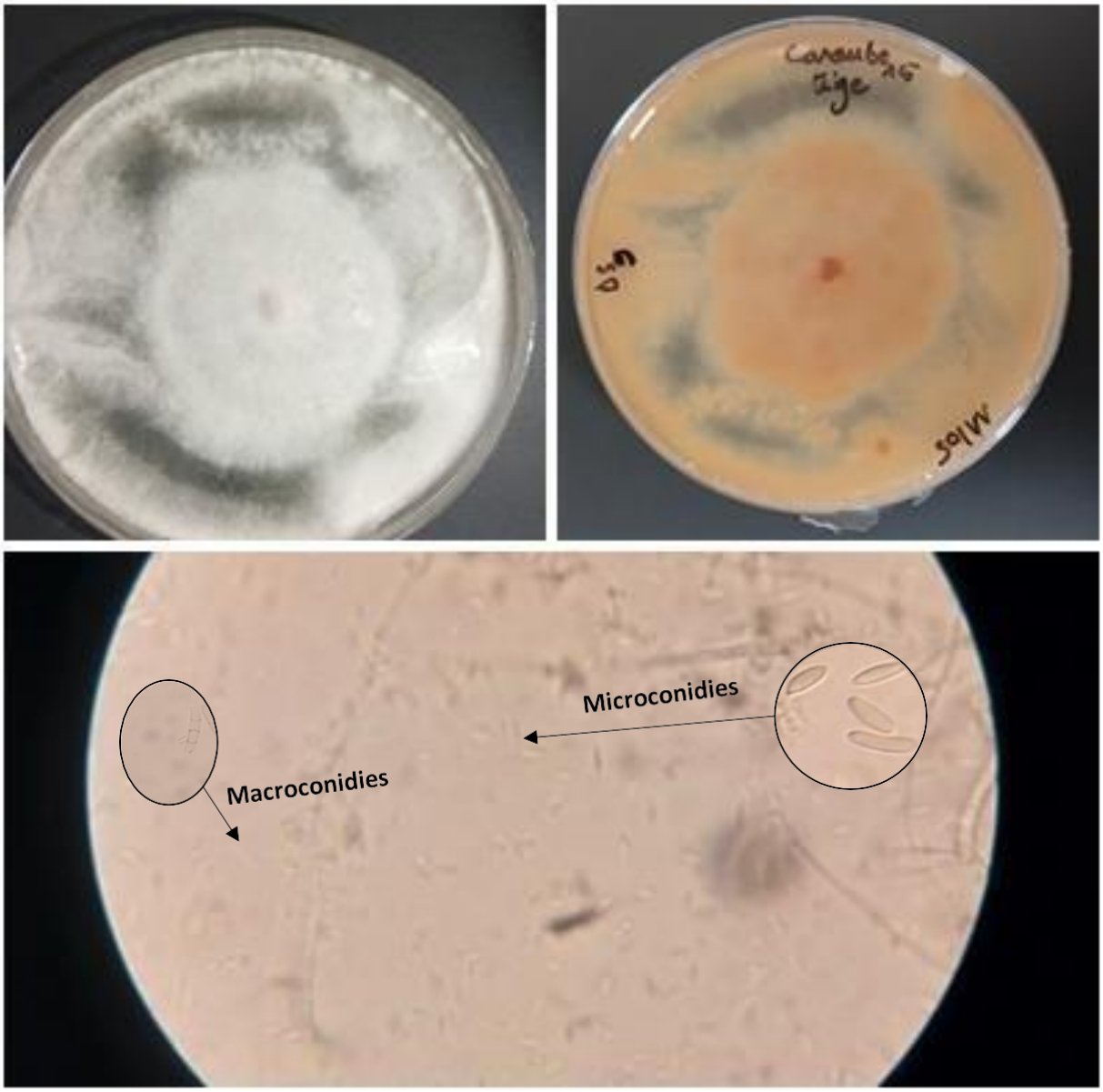


Figure 33. Aspect macroscopique et microscopique de *Fusarium solani*

IV.3.4. *Neofusicoccum* sp.

Sur milieu PDA, les colonies de *Neofusicoccum* sp. présentent généralement une croissance rapide. Le mycélium aérien est initialement blanc, abondant et cotonneux à floconneux, puis évolue progressivement vers des teintes gris pâle, gris fumé, gris olivâtre à gris foncé, avec un assombrissement marqué de la colonie avec l'âge. Le revers de la colonie peut également devenir plus foncé au cours de l'incubation.

Microscopiquement, les espèces de *Neofusicoccum* produisent des conidiomes généralement pycnidiens, globuleux à subglobuleux ou piriformes, de couleur brun foncé à noire, souvent munis d'un ostiole. Les cellules conidiogènes sont hyalines, généralement subcylindriques à ampulliformes et de type phialidique (Fig. 34).

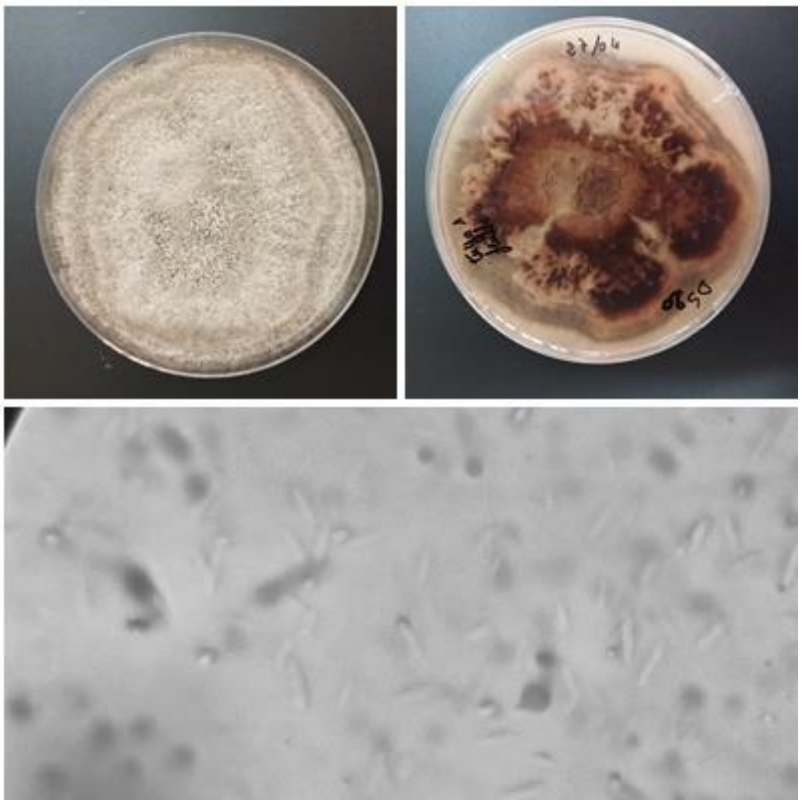


Figure 34. Aspect macroscopique et microscopique de *Neofusicoccum* sp.

IV.3.5. *Alternaria alternata*

Alternaria alternata est une espèce très commune, largement répandue dans l'environnement et fréquemment rencontrée parmi les champignons de la flore fongique aéroportée. Sur milieu PDA, elle présente une croissance rapide, permettant au mycélium de recouvrir la totalité de la boîte de Petri après environ 7 jours d'incubation à 25 °C. Les colonies sont plates, duveteuses à laineuses, avec une surface veloutée et sillonnée. Le mycélium aérien, initialement grisâtre, évolue progressivement vers une coloration vert noirâtre à brun olive, avec une marge généralement plus claire. Le revers de la colonie est généralement brun à brun foncé et peut devenir progressivement noirâtre avec l'âge, en raison de l'accumulation de pigments.

Microscopiquement, les hyphes sont septés et pigmentés (dématiacés). Les conidiophores sont généralement courts, septés, bruns et parfois légèrement sinueux ou géniculés. Ils portent des conidies produites isolément ou en chaînes, parfois ramifiées, de forme ovoïde, ellipsoïde à obclavée. Les conidies sont pluriseptées, présentant des cloisons transversales et longitudinales qui leur confèrent un aspect muriforme. Elles sont fortement pigmentées, brunâtres à brun foncé, et leur paroi est lisse à légèrement rugueuse (Fig. 35).

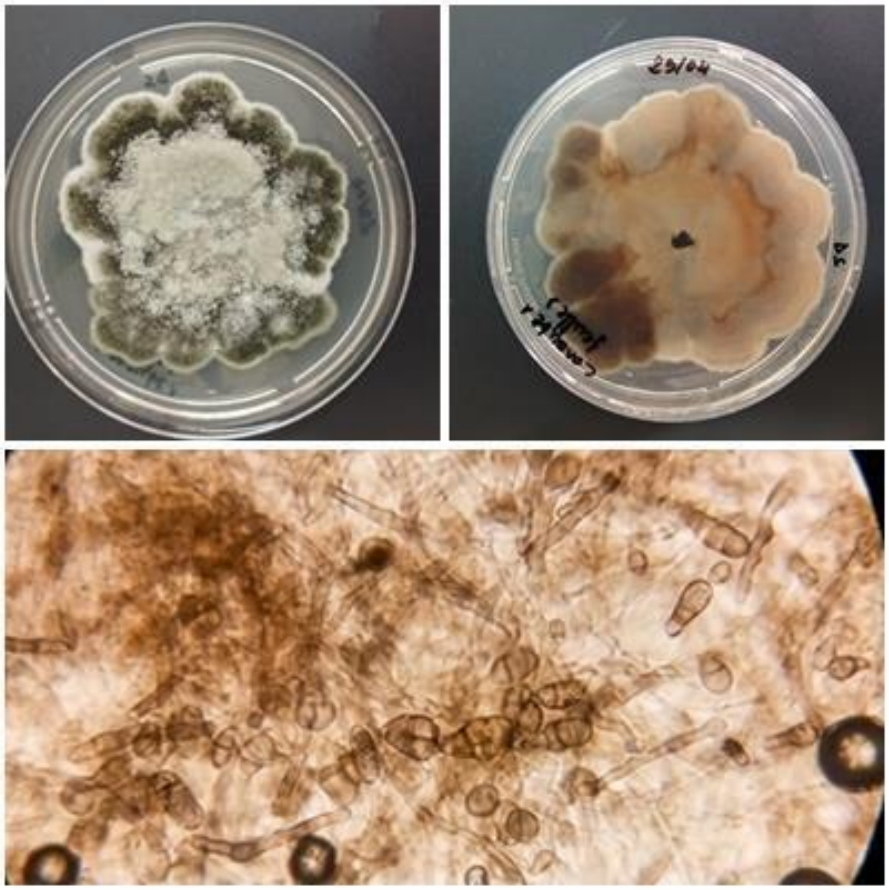


Figure 35. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Alternaria alternata*

IV.3.6. *Alternaria solani*

Alternaria solani forme sur milieu PDA des colonies rases à légèrement floconneuses, généralement de couleur vert olive à brun verdâtre, avec un revers brun foncé à noir. La pigmentation sombre de la colonie est notamment associée à la production de mélanine, qui s'accumule dans les parois des structures fongiques. Les conidiophores sont simples ou ramifiés, foncés à brun-noirâtres, et présentent une croissance de type sympodiale. Ils produisent à leur extrémité des conidies, généralement disposées seules ou en chaînes courtes. Les conidies sont initialement ovoïdes à obclavées, avec une base relativement large et un sommet conique, puis développent progressivement un bec apical allongé à maturité, leur conférant une forme caractéristique en massue ou en raquette. Elles sont pluriseptées, avec des cloisons transversales et longitudinales, parfois obliques, donnant un aspect muriforme caractéristique du genre *Alternaria* (Fig. 36).

Sur le plan thermique, *A. solani* peut se développer dans une gamme de températures relativement large, approximativement comprise entre 2 et 32 °C, avec une croissance optimale généralement observée autour de 25–29 °C.

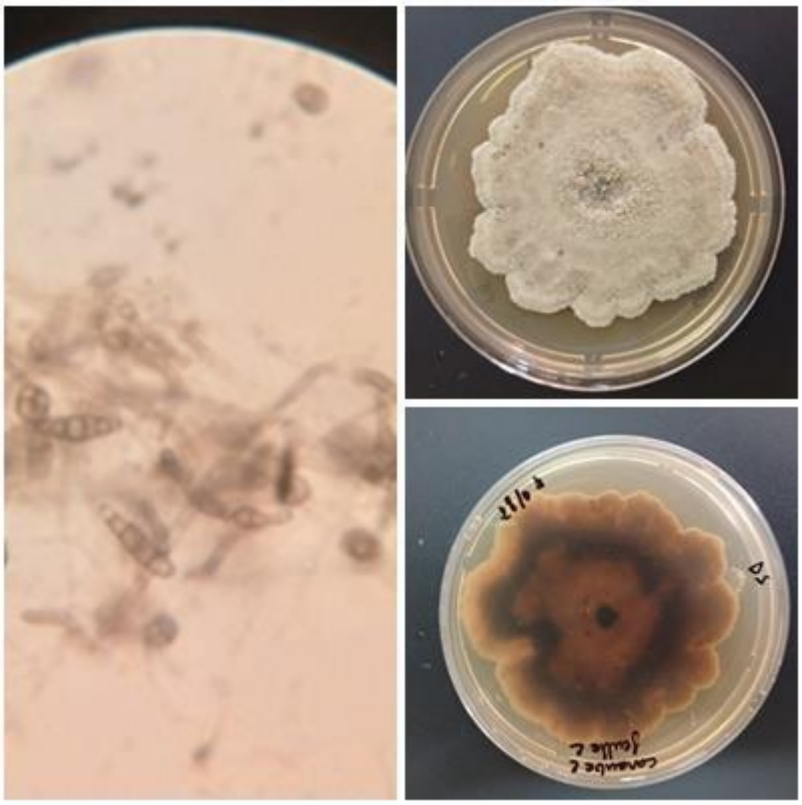


Figure 36. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Alternaria solani*

IV.3.7. *Neopestalotiopsis* sp.

Sur milieu PDA, les colonies de *Neopestalotiopsis* sp. présentent généralement une croissance relativement rapide, avec un mycélium aérien initialement blanc à blanc crème, parfois cotonneux ou floconneux. Avec l'âge, la surface de la colonie peut devenir grisâtre, gris verdâtre à gris foncé, notamment lorsque la sporulation se développe. Des zones de sporulation peuvent apparaître sous forme de masses conidiennes noires à brun foncé, généralement disposées en petites zones ou en gouttelettes à la surface de la colonie. Le revers est généralement blanc crème à jaunâtre, pouvant devenir brunâtre avec l'âge. La morphologie culturale peut toutefois varier considérablement selon l'isolat.

Microscopiquement, *Neopestalotiopsis* sp. se caractérise par la production de conidies fusiformes à claviformes, généralement cinq-cellulaires, constituées de plusieurs cellules superposées. Les conidies présentent habituellement quatre septas, délimitant cinq cellules, avec des cellules médianes pigmentées et des cellules terminales généralement plus claires ou hyalines. Les cellules médianes sont souvent brunâtres à brun foncé, tandis que la cellule apicale et la cellule basale sont hyalines. La cellule apicale porte généralement 2 à 4 appendices filiformes hyalins, tandis que la cellule basale possède généralement un appendice basal unique, plus court (Fig. 37).



Figure 37. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Neopestalotiopsis* sp.

IV.3.8. *Cladosporium* sp.

L'examen macroscopique de l'isolat sur milieu PDA révèle une croissance modérée à relativement rapide, avec des colonies initialement duveteuses à veloutées, évoluant progressivement vers un aspect poudreux avec le développement de la sporulation. La surface des colonies présente une coloration vert olive à brun olive, devenant plus foncée avec l'âge, tandis que le revers est généralement clair, puis brun olive à brun noirâtre avec l'âge. Sur milieu GN, les colonies présentent une morphologie globalement similaire, avec une coloration olive à brun verdâtre et une sporulation pouvant être moins abondante.

Microscopiquement, le mycélium est constitué d'hyphes septés, ramifiés et pigmentés. Les conidiophores sont généralement bruns, septés et ramifiés et portent des chaînes de conidies produites selon une disposition acropétale. Les conidies sont hyalines à brunâtres puis progressivement pigmentées, unicellulaires ou pluricellulaires, de forme ovoïde, ellipsoïde, limoniforme à fusiforme, et présentent une paroi lisse à légèrement verruqueuse. Elles sont généralement disposées en chaînes ramifiées, les conidies les plus jeunes se trouvant à l'extrémité des chaînes (Fig. 38).

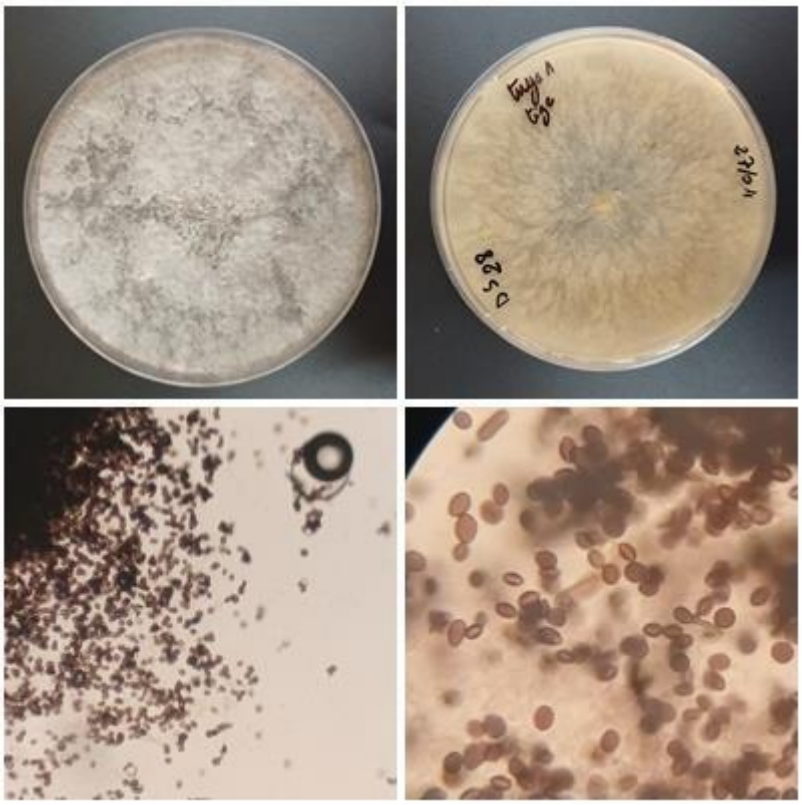


Figure 38. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Cladosporium* sp.

IV.3.9. *Colletotrichum* sp.

L'examen macroscopique de l'isolat sur milieu de culture montre des colonies à croissance relativement rapide, initialement blanches à blanc crème, avec un aspect cotonneux à floconneux. Au cours du développement, la colonie présente progressivement une coloration crème à orangée, voire saumonée, particulièrement au niveau des zones de sporulation. Le revers de la colonie présente également une coloration crème à orangée, plus ou moins intense selon l'âge de la culture. La surface de la colonie est irrégulière et présente plusieurs zones denses de croissance, avec une sporulation pouvant apparaître sous forme de masses conidiennes orangées à saumonées. Ces caractéristiques culturales sont compatibles avec celles fréquemment observées chez les espèces du genre *Colletotrichum*.

L'examen microscopique montre un mycélium hyalin, septé et ramifié, associé à des structures de sporulation produisant des conidies. Les conidies observées sont hyalines, unicellulaires et aseptées, de forme généralement cylindrique à oblongue, fusiforme ou légèrement incurvée, avec des extrémités arrondies. Chez *Colletotrichum*, les conidies sont généralement produites à partir de conidiophores courts et hyalins regroupés dans des acervules. Des soies (setae) pigmentées, septées et effilées peuvent également être présentes dans les structures de fructification. La production de masses conidiennes de couleur orangée à saumonée constitue un caractère fréquemment associé à la sporulation de certaines espèces de *Colletotrichum*. Des appressoria peuvent également être observés et présentent généralement une coloration brunâtre à brun foncé, avec une forme globuleuse, ovoïde ou irrégulière (Fig. 39).

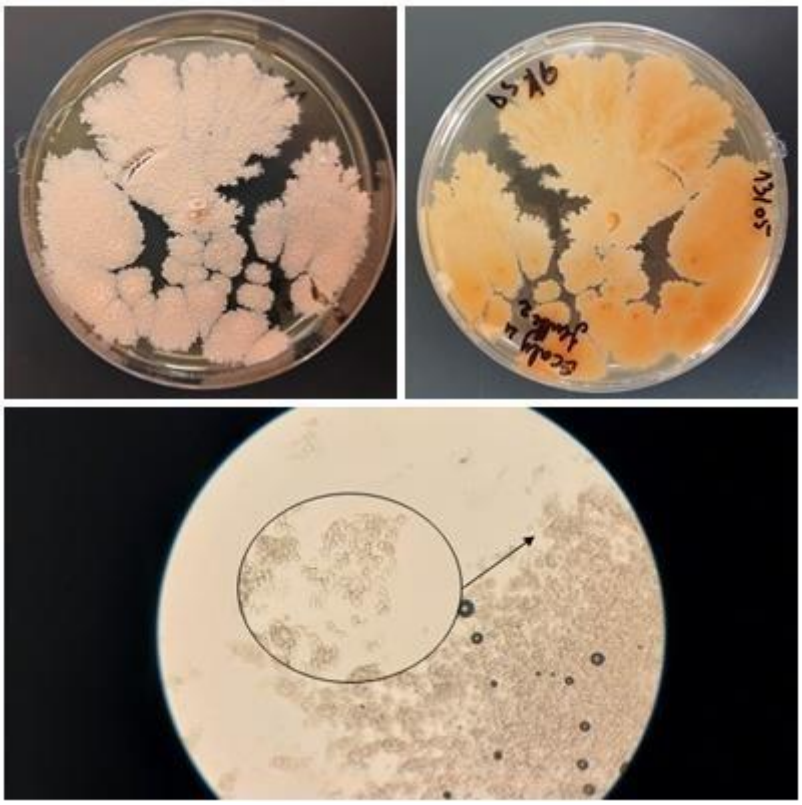


Figure 39. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Colletotrichum* sp.

IV.3.10. *Aspergillus* sp.

L'examen macroscopique de l'isolat sur milieu PDA révèle des colonies à croissance rapide, initialement blanches à blanchâtres, devenant progressivement vertes, jaune-vertes, grisâtres à brunâtres ou noirâtres selon l'espèce et l'âge de la culture. La surface des colonies présente généralement un aspect velouté à poudreux, particulièrement après le développement de la sporulation. Le revers de la colonie peut être blanc, crème, jaunâtre à brunâtre, avec une pigmentation variable selon l'espèce.

Microscopiquement, le mycélium est constitué d'hyphes hyalins, septés et ramifiés. Les conidiophores sont généralement dressés, simples, hyalins à pigmentés, et se terminent par une vésicule globuleuse à subglobuleuse. Cette vésicule porte des phialides, directement ou par l'intermédiaire de métules selon l'espèce, qui produisent les conidies. L'ensemble des phialides et des métules forme une structure radiée ou en forme de tête conidienne, caractéristique du genre *Aspergillus*. Les conidies sont généralement unicellulaires, globuleuses à subglobuleuses, hyalines lorsqu'elles sont jeunes puis pigmentées à maturité, avec une surface lisse, rugueuse, échinulée ou verruqueuse selon l'espèce. Les conidies sont produites en chaînes et s'accumulent autour de la tête conidienne, donnant à la colonie son aspect poudreux caractéristique (Fig. 40).

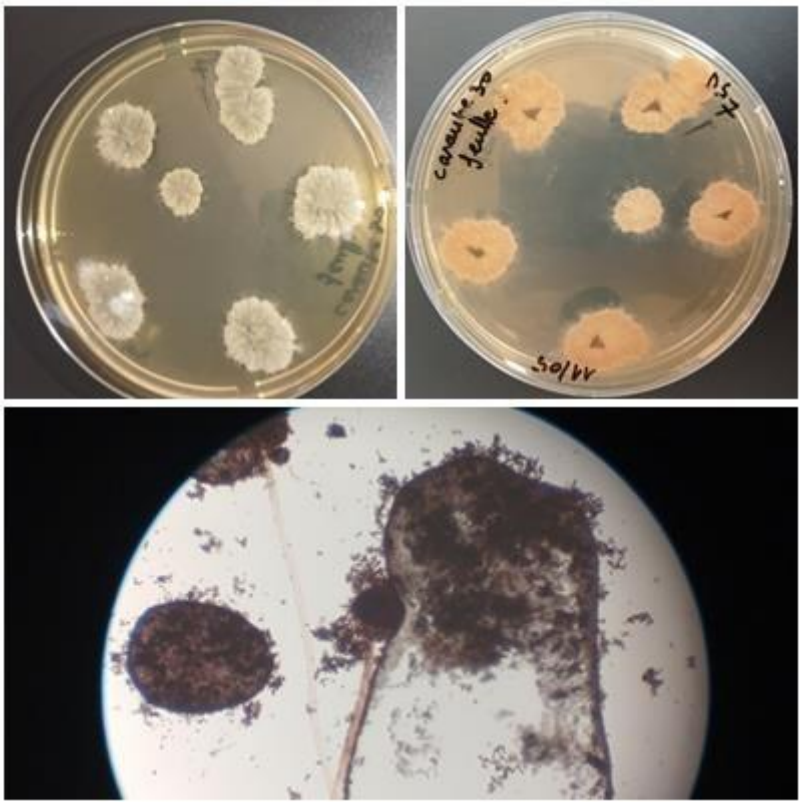


Figure 40. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Aspergillus* sp.

IV.3.11. *Aspergillus niger*

L'examen macroscopique des isolats révèle des colonies à aspect poudreux, présentant une coloration noire sur les deux milieux de culture, PDA et MEA. Le revers des colonies est généralement jaune pâle et peut présenter des plissements radiaux au cours de la croissance. Selon les clés d'identification de Botton et al. (1990), ces caractéristiques permettent d'attribuer les isolats à l'espèce *Aspergillus niger*. Cette espèce se caractérise par une croissance rapide et une sporulation précoce, avec un mycélium septé et ramifié. Les conidiophores sont terminés par des vésicules globuleuses portant les structures conidiogènes. Les conidies sont globuleuses à subglobuleuses, parfois légèrement aplaties, de couleur brun foncé à noire, et présentent une surface échinulée à verruqueuse, conférant à la masse conidienne son aspect noir caractéristique (Fig. 41).

Sur le plan thermique, *A. niger* est une espèce mésophile, capable de se développer dans une gamme relativement large de températures. Sa croissance optimale est généralement observée autour de 35–37 °C, tandis que sa croissance peut être maintenue à des températures atteignant environ 40 °C, selon les conditions expérimentales.

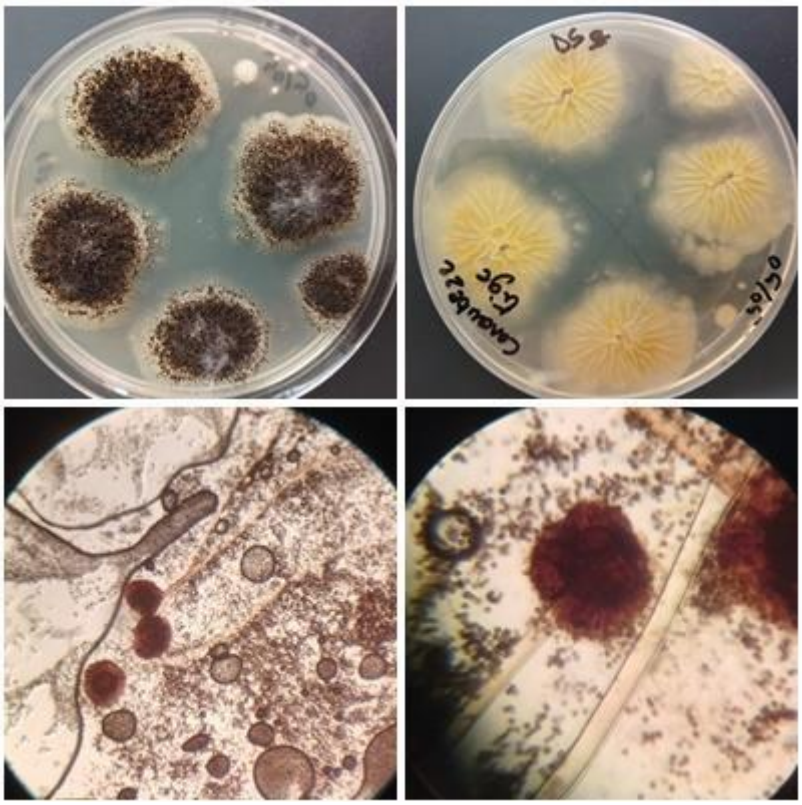


Figure 41. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Aspergillus niger*

IV.3.1.2. *Penicillium* sp.

Le diagnostic macroscopique des isolats révèle des colonies présentant une coloration vert bleuâtre à vert foncé, avec un aspect généralement velouté à poudreux, caractéristique des cultures de *Penicillium* spp. (Fig. 42). D'après les caractéristiques décrites par Pitt (1985), ces isolats sont attribués au genre *Penicillium*. Microscopiquement, le thalle est constitué d'un réseau de filaments mycéliens hyalins, septés et ramifiés. Les conidiophores sont généralement hyalins à légèrement pigmentés, simples ou ramifiés, et portent à leur extrémité des structures conidiogènes constituées de phialides, disposées en pinceau et regroupées en faisceaux plus ou moins compacts. Les phialides produisent des conidies unicellulaires, globuleuses à subglobuleuses, généralement lisses, qui s'accumulent en chaînes et forment la masse poudreuse caractéristique observée à la surface des colonies. Chez certaines espèces, les conidiophores peuvent également être regroupés en structures agrégées ou en corémies.

Sur le plan thermique, les espèces du genre *Penicillium* présentent une large capacité d'adaptation aux températures. Les températures minimale et maximale de croissance rapportées pour certains isolats sont respectivement d'environ 5 °C et 37 °C, avec un optimum généralement situé entre 25 et 27 °C.

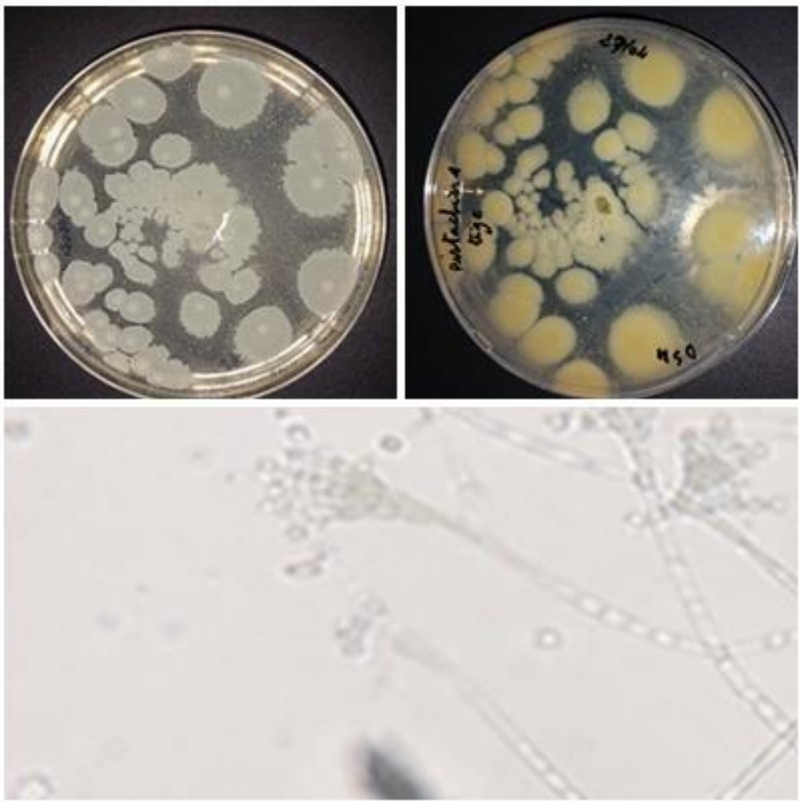


Figure 42. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Penicillium* sp.

IV.3.1.3. *Rhizopus stolonifer*

Les Mucorales regroupent des champignons cosmopolites, principalement présents dans le sol et généralement saprophytes. Certains peuvent être mycoparasites, tandis que quelques espèces sont capables de se comporter comme parasites de plantes ou d'animaux (Hawksworth et al., 1995). Les champignons appartenant à cet ordre sont des organismes filamenteux caractérisés par un mycélium à croissance très rapide, souvent abondant et envahissant, présentant un aspect cotonneux et une coloration allant du blanc au grisâtre. Leurs hyphes sont généralement coenocytiques, c'est-à-dire dépourvus de cloisons transversales (Botton et al., 1990).

Les isolats étudiés développent sur le milieu de culture des colonies initialement blanchâtres, devenant progressivement brun grisâtre à brun foncé avec l'âge, en relation avec la pigmentation des sporangiophores et la maturation des sporanges. Le développement rapide du mycélium, des sporangiophores et des structures sporifères peut s'étendre à l'extérieur de la boîte de Petri, ce qui augmente le risque de dissémination des spores et de contamination du laboratoire. Les sporangiophores sont généralement solitaires ou regroupés, associés à des stolons, et présentent une coloration allant de presque incolore à brun foncé. Ils sont à paroi lisse ou légèrement rugueuse et se développent généralement à proximité des rhizoïdes, qui peuvent être ramifiés. Les sporanges sont globuleux à subglobuleux, devenant brun noirâtre à maturité. Les sporangiopores sont généralement unicellulaires et présentent une morphologie variable, pouvant être globuleuse, ovoïde, elliptique ou polygonale, avec parfois une surface striée (Samson et al., 2011) (Fig. 43).

Sur le plan thermique, les isolats appartenant aux Mucorales peuvent généralement se développer dans une gamme de températures comprise entre 5 et 33 °C, avec une croissance optimale située autour de 25–26 °C.

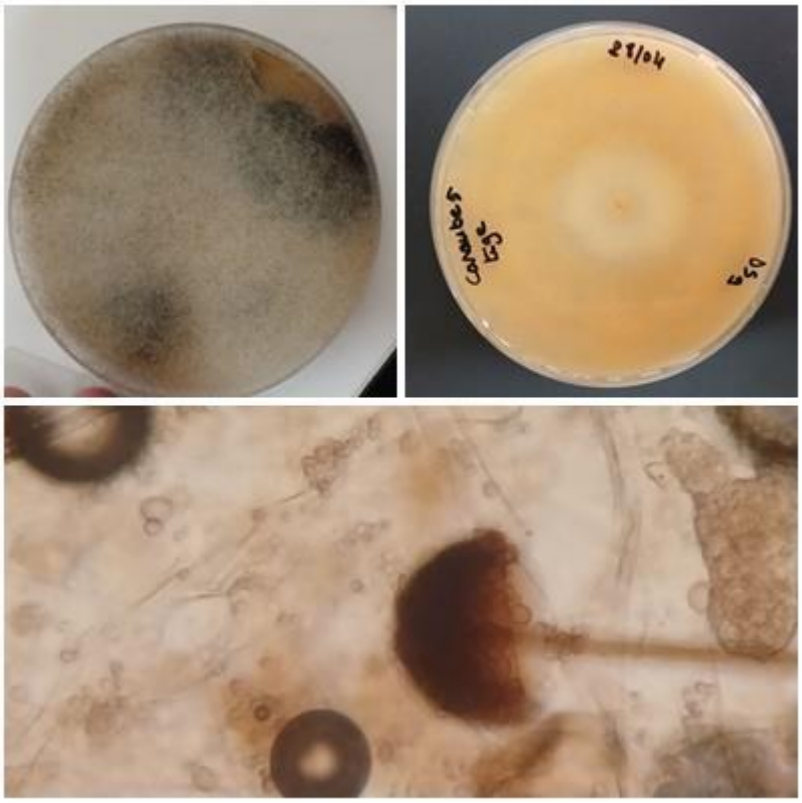


Figure 43. Aspect macroscopique et microscopique de l'espèce *Rhizopus stolonifer*

IV.4. Dicussion générale

Les prospections phytosanitaires réalisées dans les pépinières de Beni-Ouassine et de Sidi-Medjahed ont mis en évidence une diversité de symptômes affectant aussi bien les parties aériennes que les parties souterraines des jeunes plants. Les manifestations observées comprenaient principalement le jaunissement, le flétrissement, le dessèchement et les nécroses foliaires, ainsi que des lésions et des nécroses au niveau des tiges et du collet, auxquelles s'ajoutaient des altérations du système racinaire, notamment des brunissements, des nécroses et des pourritures. Cette diversité symptomatique traduit vraisemblablement l'intervention de plusieurs agents fongiques et de différents mécanismes d'altération des tissus. Elle est également compatible avec la situation généralement observée en pépinière forestière, où les jeunes plants peuvent être affectés simultanément par des agents responsables de fontes de semis, de pourritures racinaires, de lésions foliaires et de chancres. Les conditions de pépinière, caractérisées par une forte densité de plants, la présence de substrats organiques et des conditions de température et d'humidité parfois favorables au développement microbien, peuvent contribuer à l'établissement et à la propagation de ces microorganismes.

La présence de symptômes racinaires et de collet mérite une attention particulière, car ces organes jouent un rôle déterminant dans l'absorption hydrique et minérale et dans la circulation

de l'eau vers les parties aériennes. Dans la présente étude, des racines brunies, nécrosées et pourries ainsi qu'une réduction des racines fines ont été observées chez certains jeunes plants de caroubier. Ces symptômes sont particulièrement compatibles avec l'intervention de champignons telluriques ou associés au substrat. La forte représentation du genre *Fusarium* dans les isolats racinaires renforce cette hypothèse. En effet, *Fusarium oxysporum* a été régulièrement isolé à partir des racines de *Ceratonia siliqua* et de *Pinus halepensis*, souvent en association avec *F. solani* ou *Fusarium* sp. Des travaux réalisés dans différentes pépinières forestières ont également montré l'importance de *Fusarium* dans les complexes fongiques associés aux racines des jeunes plants. Menkis et al. (2006), à partir de racines dégradées de *Pinus sylvestris* et *Picea abies*, ont notamment trouvé *F. oxysporum* parmi les champignons les plus fréquemment isolés.

La prédominance de *F. oxysporum* dans les racines de la présente étude constitue ainsi un résultat cohérent avec les observations réalisées dans d'autres systèmes de production forestière. Dans les pépinières algériennes, Lazreg et al. (2014) ont également montré que les espèces de *Fusarium* étaient fréquemment associées aux maladies des jeunes plants de *Pinus halepensis*. Leur étude, réalisée dans quatre pépinières du nord-ouest de l'Algérie, a mis en évidence sept espèces de *Fusarium* parmi 21 isolats étudiés, et les essais de pathogénicité ont montré une forte variabilité entre les isolats. *F. redolens* et *F. solani* ont notamment provoqué les niveaux d'incidence les plus élevés chez les jeunes plants de pin d'Alep. Cette variabilité est importante à considérer dans l'interprétation de nos résultats : une fréquence élevée d'isolement de *F. oxysporum* témoigne de son importance dans la communauté fongique étudiée. De plus, les travaux de Stewart et al. (2012) montrent également que la virulence peut varier considérablement entre les isolats de *F. oxysporum* et *F. commune* associés aux jeunes plants forestiers.

La prédominance de *Fusarium* dans les racines peut également être favorisée par la capacité de certaines espèces à persister dans le sol ou les substrats grâce à des structures de survie telles que les chlamydospores. La répétition de *F. oxysporum* dans plusieurs prélèvements racinaires de notre étude pourrait donc être compatible avec l'existence d'un inoculum persistant dans le substrat de culture. Cette hypothèse est cohérente avec les observations réalisées dans les pépinières forestières, où les populations de *Fusarium* peuvent se maintenir dans les substrats et constituer une source d'inoculum pour les jeunes plants.

La présence d'*Alternaria alternata* et d'*Alternaria solani* constitue un deuxième résultat important. Dans la pépinière de Sidi-Medjahed, *A. alternata* représentait le taxon le plus fréquemment isolé, avec 17,4 %, tandis que *A. solani* représentait 8,7 %. Les deux espèces étaient particulièrement associées aux prélèvements foliaires. Cette distribution est cohérente avec le caractère essentiellement aérien et foliaire de nombreuses espèces d'*Alternaria*. Les symptômes foliaires observés dans notre étude, notamment les nécroses brunes à brun foncé, l'extension des lésions et le dessèchement des feuilles, sont compatibles avec les dommages pouvant être provoqués par ces champignons.

La présence importante d'*A. alternata* dans les jeunes plants forestiers n'est pas limitée à notre étude. Larsson et al. (2023), étudiant les communautés fongiques foliaires de *Pinus sylvestris* dans quatre pépinières forestières suédoises, ont également détecté *A. alternata* parmi les taxons dominants, avec une abondance relative de 5,5 %. *Cladosporium* sp. représentait même 15,1 % des séquences obtenues. Ces résultats montrent que la présence d'*Alternaria* et de *Cladosporium* dans les parties aériennes des jeunes plants est compatible avec les communautés fongiques généralement rencontrées en pépinière.

L'importance d'*Alternaria* observée à Sidi-Medjahed pourrait également traduire l'influence des conditions locales de la pépinière. En effet, la répartition des taxons diffère entre les deux sites : *A. alternata* et *A. solani* sont davantage représentées à Sidi-Medjahed, alors que *Neofusicoccum* sp. et *A. niger* sont plus fréquents à Beni-Ouassine. Cette différence indique que la composition de la flore fongique ne dépend pas uniquement de la présence des espèces végétales, mais peut également être influencée par les conditions microclimatiques, l'humidité, la nature du substrat, les pratiques d'irrigation, la disponibilité de matière organique et l'historique phytosanitaire de chaque pépinière.

La forte représentation de *Neofusicoccum* sp., particulièrement à Beni-Ouassine, constitue également un résultat intéressant. Ce taxon représentait environ 13,5 % des isolats à Beni-Ouassine et était régulièrement retrouvé dans les tiges et les racines. Les Botryosphaeriaceae comprennent de nombreux champignons capables de coloniser les tissus ligneux et de provoquer des chancres, des nécroses et des dépérissements, particulièrement lorsque les plantes sont soumises à des facteurs de stress. Cette association avec les tiges est donc particulièrement pertinente dans le contexte des symptômes observés dans la présente étude.

Des études expérimentales confirment l'importance potentielle de ce genre chez les jeunes plants. Yu et al. (2015) ont démontré que *Neofusicoccum parvum* pouvait provoquer des chancres chez des jeunes plants de *Juglans regia*, tandis qu'une autre étude a montré que *N. parvum* pouvait provoquer un dépérissement accompagné d'une décoloration vasculaire chez des jeunes plants de cyprès. Plus récemment, Santos et al. (2024) ont montré que le stress hydrique augmentait la colonisation et la longueur des lésions provoquées par *Neofusicoccum* sp. chez *Eucalyptus globulus*. Cette dernière observation est particulièrement intéressante pour l'interprétation des résultats obtenus dans notre étude, car elle suggère que l'expression de la maladie provoquée par certains Botryosphaeriaceae peut dépendre de l'état physiologique de l'hôte. Ainsi, la présence de *Neofusicoccum* sp. dans les tissus de nos jeunes plants pourrait prendre une importance accrue lorsque ceux-ci sont soumis à un stress hydrique ou à des blessures.

La présence de *Penicillium* sp., d'*Aspergillus* sp., d'*A. niger* et de *Rhizopus stolonifer* montre parallèlement que les jeunes plants hébergent une flore fongique qui ne se limite pas aux agents potentiellement phytopathogènes mais aussi saprophytes. Ces genres sont fréquemment associés à la décomposition de la matière organique et à la colonisation des substrats. Leur présence peut donc refléter en partie les caractéristiques du milieu de culture plutôt qu'une relation directe avec les symptômes observés.

Les différences observées entre Beni-Ouassine et Sidi-Medjahed sont également importantes. À Beni-Ouassine, *F. oxysporum*, *Penicillium* sp. et *Neofusicoccum* sp. sont les taxons les plus représentés, tandis qu'à Sidi-Medjahed, *A. alternata*, *Penicillium* sp. et *F. oxysporum* dominent. Les deux pépinières présentent donc un noyau commun constitué notamment de *Fusarium*, *Penicillium* et *Alternaria*, mais avec des différences dans les proportions relatives. Cette organisation suggère l'existence d'une flore fongique générale associée aux jeunes plants, sur laquelle se superposent des variations locales liées aux conditions propres à chaque pépinière.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus montrent donc que les jeunes plants étudiés hébergent une communauté fongique diversifiée et écologiquement hétérogène, comprenant à la fois des champignons présentant un potentiel phytopathogène, des colonisateurs opportunistes et des taxons principalement saprophytes. Ces résultats concordent globalement avec les études menées dans d'autres pépinières forestières, notamment en Algérie et en Europe, qui mettent en évidence l'importance de *Fusarium*, *Alternaria*, *Cladosporium* et d'autres champignons associés aux jeunes plants.

Conclusion et Perspectives

La présente étude a permis de mettre en évidence la diversité des champignons associés aux symptômes observés chez les jeunes plants produits dans deux pépinières forestières de la région de Tlemcen, Beni-Ouassine -Maghnia- et Sidi-Medjahed. Les investigations réalisées sur les différents organes végétaux ont montré que les manifestations sanitaires observées ne correspondent pas à un seul type d'altération, mais à un ensemble de symptômes affectant aussi bien le système racinaire que le collet, les tiges et les parties foliaires.

L'étude mycologique a permis d'obtenir un ensemble d'isolats présentant une diversité morphologique importante. Leur caractérisation a conduit à l'identification de neuf genres fongiques, avec plusieurs taxons déterminés au niveau spécifique. Parmi les principaux taxons identifiés figurent *Fusarium oxysporum*, *Fusarium solani*, *Alternaria alternata*, *Alternaria solani*, *Aspergillus niger* et *Rhizopus stolonifer*, ainsi que plusieurs isolats identifiés au niveau du genre, notamment *Penicillium*, *Neofusicoccum*, *Neopestalotiopsis*, *Cladosporium* et *Colletotrichum*. Cette diversité montre que les tissus présentant des symptômes peuvent héberger une communauté fongique relativement complexe.

La comparaison entre les deux pépinières fait apparaître une composition fongique différenciée. À Beni-Ouassine, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium* sp. et *Neofusicoccum* sp. figuraient parmi les taxons les plus fréquemment isolés. À Sidi-Medjahed, *Alternaria alternata*, *Penicillium* sp. et *Fusarium oxysporum* étaient particulièrement représentés. Ces différences indiquent que les communautés fongiques observées ne sont pas uniformes entre les deux sites. Elles peuvent être liées à la nature des plants produits, aux organes échantillonnés et aux conditions propres à chaque pépinière.

L'analyse de la distribution des isolats selon les organes apporte également un élément important. La plus grande richesse fongique a été enregistrée au niveau des feuilles, suivies des tiges puis des racines. Certaines tendances d'association ont néanmoins été observées : les espèces du genre *Alternaria* étaient principalement retrouvées dans les tissus foliaires, alors que *Fusarium* était davantage représenté dans les échantillons racinaires. *Neofusicoccum* sp. a principalement été retrouvé au niveau des tiges et des racines. Ces résultats suggèrent une distribution non aléatoire de certains taxons entre les différents compartiments de la plante.

Au terme de cette étude, les résultats obtenus confirment ainsi l'existence d'une diversité fongique associée aux jeunes plants des deux pépinières étudiées, avec des différences dans la fréquence et la distribution des taxons selon les sites et les organes végétaux. Ils mettent également en évidence la complexité des relations entre symptômes, présence des champignons et expression de la maladie. Cette étude constitue par conséquent une première contribution à la connaissance de la mycoflore associée aux jeunes plants forestiers dans ces deux pépinières.

Enfin, les résultats obtenus ouvrent plusieurs perspectives. Il serait notamment intéressant de compléter l'identification morphologique par des analyses moléculaires, d'élargir les tests de pathogénicité à un plus grand nombre d'isolats et d'étudier les facteurs favorisant le développement et la dissémination des agents fongiques, tels que l'irrigation, l'humidité, la température, le substrat et la densité des plants. L'identification des sources potentielles d'inoculum (substrat, eau d'irrigation, semences et matériel de pépinière) permettrait également de mieux comprendre les voies de contamination.

Des suivis saisonniers et pluriannuels, ainsi que l'élargissement des investigations à d'autres pépinières de Tlemcen et d'autres régions d'Algérie, permettraient de mieux caractériser la dynamique et la distribution des champignons associés aux jeunes plants. Ces connaissances pourraient enfin contribuer à l'élaboration d'une stratégie de gestion intégrée des maladies, fondée principalement sur la prévention, l'amélioration des pratiques culturales, l'assainissement et, lorsque cela est pertinent, le recours à la lutte biologique.

Ainsi, ces perspectives devraient permettre de mieux préciser le rôle des champignons identifiés et de développer des mesures adaptées pour réduire leur impact sur la production de plants forestiers.

Agrios, G. N. (2005). *Plant pathology* (5th ed.). Elsevier Academic Press. https://doi.org/10.1016/C2009-0-02037-6

Agrios, G. N. (2024). Diseases caused by fungi. In R. Oliver (Ed.), *Agrios' plant pathology* (6th ed., pp. 339–427). Academic Press. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822429-8.00013-3

Benigno, A., Aglietti, C., Rossetto, G., Bregant, C., Linaldeddu, B. T., & Moricca, S. (2024). Botryosphaeriaceae species associated with stem canker, shoot blight and dieback of *Fraxinus ornus* in Italy. *Forest Pathology*.

Birchler, T., Rose, R. W., Royo, A., & Pardos, M. (1998). The target seedling: Review of concepts, attributes, and implementation of a working program. *Forest Systems, 7*(1–2), 109–125. https://doi.org/10.5424/594

Boundless. 2024. *24.1C: Fungi reproduction.* Biology LibreTexts. https://bio.libretexts.org/Bookshelves/Introductory_and_General_Biology/General_Biology_(Boundless)/24%3A_Fungi/24.01%3A_Characteristics_of_Fungi/24.1C%3A_Fungi_Reproduction

Broadhurst, L. M., Lowe, A., Coates, D. J., Cunningham, S. A., McDonald, M., Vesk, P. A., & Yates, C. (2008). Seed supply for broadscale restoration: Maximizing evolutionary potential. *Evolutionary Applications, 1*(4), 587–597. https://doi.org/10.1111/j.1752-4571.2008.00036.x

Chaa, F. Z., & Benyahia, M. H. (2023). *Implantation de forage de la région Sidi Medjahed–Tlemcen* [Mémoire de master, Université de Tlemcen]. 47p

Crous, P. W., Hawksworth, D. L., & Wingfield, M. J. (2015). Identifying and naming plant-pathogenic fungi: Past, present, and future. *Annual Review of Phytopathology, 53*, 247–267. https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-080614-120245

Dean, R., Van Kan, J. A. L., Pretorius, Z. A., Hammond-Kosack, K. E., Di Pietro, A., Spanu, P. D., Rudd, J. J., Dickman, M., Kahmann, R., Ellis, J., & Foster, G. D. (2012). The top 10 fungal pathogens in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology, 13*(4), 414–430. https://doi.org/10.1111/j.1364-3703.2011.00783.x

Deising, H. B., Werner, S., & Wernitz, M. (2000). The role of fungal appressoria in plant infection. *Microbes and Infection, 2*(13), 1631–1641. https://doi.org/10.1016/S1286-4579(00)01319-8

Dobbs, J. T., Kim, M.-S., Klopfenstein, N. B., & Stewart, J. E. (2024). Comparative genomics of conifer-associated *Fusarium* spp. *Forest Pathology, 54*, e12888. https://doi.org/10.1111/efp.12888

Doehlemann, G., Ökmen, B., Zhu, W., & Sharon, A. (2017). Plant pathogenic fungi. *Microbiology Spectrum, 5*(1). https://doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0023-2016

Drenkhan, R., Ganley, B., Martín-García, J., Vahalík, P., Adamson, K., Adamčíková, K., Ahumada, R., Blank, L., Bragança, H., Capretti, P., Cleary, M., De la Fuente, B., Diez, J. J., et al. (2020). Global geographic distribution and host range of *Fusarium circinatum*, the causal agent of pine pitch canker. *Forests, 11*(7), 724. https://doi.org/10.3390/f11070724

Dumroese, R. K., & James, R. L. (2005). Root diseases in bareroot and container nurseries of the Pacific Northwest: Epidemiology, management, and effects on outplanting performance. *New Forests, 30*, 185–202. https://doi.org/10.1007/s11056-005-4422-7

Dumroese, R. K., Luna, T., & Landis, T. D. (Eds.). (2009). *Nursery manual for native plants: A guide for tribal nurseries—Volume 1: Nursery management* (Agriculture Handbook 730). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Dumroese, R. K., Landis, T. D., Pinto, J. R., & Haase, D. L. (2016). Meeting forest restoration challenges: Using the target plant concept. *Reforesta, 1*, 37–52. https://doi.org/10.21750/REFOR.1.04.3

Duryea, M. L., Landis, T. D., & Perry, C. R. (Eds.). (1984). *Forest nursery manual: Production of bareroot seedlings*. Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publishers. https://doi.org/10.1007/978-94-009-6110-4

FAO. (1992). *Management of forest nurseries: Field manual for community and private forestry in Nepal*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.

FAO. (2014). *Genebank standards for plant genetic resources for food and agriculture*. Food and Agriculture Organization of the United Nations.

FAO. (2022). *Forest nursery practices: Guidelines for sustainable seedling production*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. https://www.fao.org

Fones, H., & Gurr, S. (2017). The impact of Septoria tritici blotch disease on wheat: An evolving paradigm. *Fungal Genetics and Biology, 98*, 3–10. https://doi.org/10.1016/j.fgb.2016.12.003

Fukada, F. (2024). Morphogenesis and adaptive strategies for infection in plant pathogenic fungi. *Journal of General Plant Pathology, 90*, 371–373. https://doi.org/10.1007/s10327-024-01194-0

Gams, W., Hoekstra, E. S., & Aptroot, A. (Eds.). (2019). *CBS course of mycology* (7th ed.). Westerdijk Fungal Biodiversity Institute.

Gow, N. A. R., & Lenardon, M. D. (2023). Architecture of the dynamic fungal cell wall. *Nature Reviews Microbiology, 21*, 248–259. https://doi.org/10.1038/s41579-022-00796-9

Grossnickle, S. C., & MacDonald, J. E. (2018). Seedling quality: History, application, and plant attributes. *Forests, 9*(5), 283. https://doi.org/10.3390/f9050283

Guimarães, Z. T. M., Da Silva, D. C., & Ferreira, M. J. (2024). Seedling quality and short-term field performance of three Amazonian forest species as affected by site conditions. *iForest—Biogeosciences and Forestry*, *17*, 80–89. https://doi.org/10.3832/ifor4317-016

Haddadi, R. El, Errifi, A., Msairi, S., Ouazzani Touhami, A., & Douira, A. (2020). First report of *Rhizoctonia solani* causing damping-off and root rot disease on *Tetraclinis articulata* seedlings. *Plant Cell Biotechnology and Molecular Biology, 21*(15–16), 23–33.

Haneef, M., Ceseracciu, L., Canale, C., Bayer, I. S., Heredia-Guerrero, J. A., Athanassiou, A., & Heredia, A. (2017). Advanced materials from fungal mycelium: Fabrication and tuning of physical properties. *Scientific Reports*, *7*, Article 41292. https://doi.org/10.1038/srep41292

Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). *Trichoderma* species—Opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology, 2*, 43–56. https://doi.org/10.1038/nrmicro797

Hartmann, H. T., Kester, D. E., Davies, F. T., Jr., & Geneve, R. L. (2011). *Hartmann & Kester's plant propagation: Principles and practices* (8th ed.). Prentice Hall.

Harrison, A. (1992). *Management of forest nurseries: Field manual for community and private forestry in Nepal*. Community Forestry Development Project, HMG/UNDP/FAO.

Hyde, K. D., Noorabadi, M. T., Thiyagaraja, V., He, M. Q., Johnston, P. R., Wijesinghe, S. N., Armand, A., Biketova, A. Y., Chethana, K. W. T., Erdoğdu, M., et al. (2024). The 2024 Outline of Fungi and fungus-like taxa. *Mycosphere*, *15*(1), 5146–6239. https://doi.org/10.5943/mycosphere/15/1/25

James, R. L., & Dumroese, R. K. (2007). Potential for using *Fusarium* to control *Fusarium* disease in forest nurseries. In L. E. Riley, R. K. Dumroese, & T. D. Landis (Eds.), *National proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations—2006* (Proceedings RMRS-P-50, pp. 54–60). U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station

James, R. L., Dumroese, R. K., & Wenny, D. L. (2012). *Fusarium* diseases of forest nursery seedlings. U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Johnson, D. W., LaMadeleine, L. A., & Bloomberg, W. J. (1989). Fusarium root rot. In C. E. Cordell, R. L. Anderson, W. H. Hoffard, T. D. Landis, R. S. Smith Jr., & H. V. Toko (Eds.), *Forest nursery pests* (Agriculture Handbook No. 680, pp. 40–42). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Judelson, H. S., & Blanco, F. A. (2005). The spores of *Phytophthora*: Weapons of the plant destroyer. *Nature Reviews Microbiology, 3*, 47–58. https://doi.org/10.1038/nrmicro1064

Judelson, H. S. (2022). Metabolic diversity and evolution of oomycetes. *Annual Review of Phytopathology, 60*, 295–316. https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-021621-121111

Jung, T., Milenković, I., Corcobado, T., Tomšovský, M., Durán, A., & Horta Jung, M. (2018). The genus *Phytophthora* in European oak forests: A review. *Forest Pathology, 48*(3), e12413. https://doi.org/10.1111/efp.12413

Kainat, M., Mujtaba, M., Wang, Y., & Zhou, B. (2025). Effectors of plant pathogenic fungi and fungal-like microbes: A comprehensive review on mechanisms, roles, and host interactions. *Frontiers in Plant Science, 16*, 1626960. https://doi.org/10.3389/fpls.2025.1626960

Kelley, W. D., & Oak, S. W. (1989). Damping-off. In C. E. Cordell, R. L. Anderson, W. H. Hoffard, T. D. Landis, R. S. Smith, Jr., & H. V. Toko (Eds.), *Forest nursery pests* (Agriculture Handbook No. 680). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Kim, M.-S., Stewart, J. E., Dumroese, R. K., & Klopfenstein, N. B. (2012). Occurrence of the root-rot pathogen, *Fusarium commune*, in forest nurseries of the midwestern and western United States. *Journal of Phytopathology, 160*(2), 112–114. https://doi.org/10.1111/j.1439-0434.2011.01865.x

Kovač, M., Diminić, D., Orlović, S., & Zlatković, M. (2021). *Botryosphaeria dothidea* and *Neofusicoccum yunnanense* causing canker and die-back of *Sequoiadendron giganteum* in Croatia. *Forests, 12*(6), 695. https://doi.org/10.3390/f12060695

Kubiak, K., Błaszczyk, M., Sierota, Z., Tkaczyk, M., & Oszako, T. (2015). Slow sand filtration for elimination of phytopathogens in water used in forest nurseries. *Journal of Water and Land Development*, 26, 47–53.

Lamhamedi, M. S., Renaud, M., & Auger, I. (2021). *Granular calcite: A new cultural practice for the improvement of the physicochemistry of the peat substrate, growth and morphophysiological quality of white spruce seedlings in forest nursery*. Land, 10 (7), 661. https://doi.org/10.3390/land10070661

Lamhamedi, M. S., Pepin, S., & Khasa, D. (2023). The production chain of tree seedlings, from seeds to sustainable plantations: An essential link for the success of reforestation and restoration programs in the context of climate change. *Forests, 14*(9), 1693. https://doi.org/10.3390/f14091693

Lamichhane, J. R., Akbas, B., Andreasen, C., Arlt, K., Aubertot, J.-N., Balestra, G. M., Bardsley, D., et al. (2018). A global review of IPM practices for plant diseases. *Crop Protection, 108*, 104–114.

Landis, T. D., Tinus, R. W., McDonald, S. E., & Barnett, J. P. (1989). *The container tree nursery manual: Volume 5. The biological component: Nursery pests and mycorrhizae*. U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Agriculture Handbook 674.

Landis, T. D., Tinus, R. W., McDonald, S. E., & Barnett, J. P. (1990). *The container tree nursery manual: Volume 2—Containers and growing media* (Agriculture Handbook 674). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Landis, T. D., & Dumroese, R. K. (2007). Applying the target plant concept to nursery stock quality. In *Plant quality: A key to success in forest establishment: Proceedings of the COFORD Conference* (pp. 1–10). National Council for Forest Research and Development.

Landis, T. D., Luna, T., & Dumroese, R. K. (2014**).** Containers. In K. M. Wilkinson, T. D. Landis, D. L. Haase, B. F. Daley, & R. K. Dumroese (Eds.), *Tropical nursery manual: A guide to starting and operating a nursery for native and traditional plants* (Agriculture Handbook 732, pp. 123–139). U.S. Department of Agriculture, Forest Service.

Larsson, R., Menkis, A., & Olson, Å. (2023). The development of foliar fungal communities of nursery-grown *Pinus sylvestris* seedlings. *Scandinavian Journal of Forest Research*, *38*(7–8), 513–528. https://doi.org/10.1080/02827581.2023.2277745*

Lazreg, F., Belabid, L., Sanchez, J., Gallego, E., Garrido-Cárdenas, J. A., & Elhaitoum, A. (2013). First report of *Fusarium redolens* as a causal agent of Aleppo pine damping-off in Algeria. *Plant Disease, 97*(7), 1009. https://doi.org/10.1094/PDIS-12-12-1169-PDN

Lazreg, F., Belabid, L., Sánchez, J., Gallego, E., & Bayaa, B. (2014). Pathogenicity of *Fusarium* spp. associated with diseases of Aleppo-pine seedlings in Algerian forest nurseries. *Journal of Forest Science, 60*(3), 115–120. https://doi.org/10.17221/65/2013-JFS

Lazreg, F., Belabid, L., Sánchez, J., & Gallego, E. (2016). Root rot and damping-off of Aleppo pine seedlings caused by *Pythium* spp. in Algerian forest nurseries. *Journal of Forest Science, 62*(7), 322–328. https://doi.org/10.17221/66/2014-JFS

Lilja, A., Kurkela, T., Lilja, S., & Rikala, R. (1997). Nursery practices and management of fungal diseases in forest nurseries in Finland: A review. *Silva Fennica*, *31*(1). https://doi.org/10.14214/sf.a8512

Lepoivre, P. (Ed.). (2003). *Phytopathologie*. De Boeck. 384p.

Leslie, J. F., & Summerell, B. A. (2006). *The Fusarium laboratory manual*. Blackwell Publishing. https://doi.org/10.1002/9780470278376

Lucas, G. B., Campbell, C. L., & Lucas, L. T. (1985). *Introduction to plant diseases: Identification and management*. AVI Publishing Company.

Mapuranga, J. M., Zhang, N. Z., & Zhang, L. (2022). Infection strategies and pathogenicity of biotrophic plant fungal pathogens. *Frontiers in Microbiology, 13*, 799396. https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.799396

Marčiulynas, A., Marčiulynienė, D., Lynikienė, J., Gedminas, A., Vaičiukynė, M., & Menkis, A. (2020). Fungi and oomycetes in the irrigation water of forest nurseries. *Forests, 11*(4), 459. https://doi.org/10.3390/f11040459

Martín-Rodrigues, N., Espada, M., Vu, D., Huguet, S., et al. (2015). New insights into radiata pine seedling root infection by *Fusarium circinatum*. *Plant Pathology*. https://doi.org/10.1111/ppa.12376

Mishra, S., Srivastava, A., Singh, A., Pandey, G. C., & Srivastava, G. (2024). An overview of symbiotic and pathogenic interactions at the fungi-plant interface under environmental constraints. *Frontiers in Fungal Biology, 5*, 1363460. https://doi.org/10.3389/ffunb.2024.1363460

Oliver, R. P. (Ed.). (2024). *Agrios' plant pathology* (6th ed.). Academic Press. https://doi.org/10.1016/C2019-0-04179-9

Ritchie, G. A. (1984). Assessing seedling quality. In M. L. Duryea & T. D. Landis (Eds.), *Forest nursery manual: Production of bareroot seedlings* (pp. 243–259). Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publishers. https://doi.org/10.1007/978-94-009-6110-4_23

Rose, R., Campbell, S. J., & Landis, T. D. (Eds.). (1990). *Target seedling symposium: Proceedings, combined meeting of the Western Forest Nursery Associations* (General Technical Report RM-GTR-200). U.S. Department of Agriculture, Forest Service. https://doi.org/10.2737/RM-GTR-200

Santos, B., Pinto, G., Berenguer, H. D. P., Correia, B., Amaral, J., Gómez-Cadenas, A., & Alves, A. (2024). Physiological and hormonal responses of drought-stressed *Eucalyptus* seedlings infected with *Neofusicoccum kwambonambiense*. *Plant Pathology, 73*(4), 810–823. https://doi.org/10.1111/ppa.13857

Santos, M. M., De Rezende, D. C. B., Santos, A. S., & Pirovani, C. P. (2026). Fungal effectors in biotrophic, necrotrophic and hemibiotrophic pathosystems: A systematic review. *Plant Pathology*. https://doi.org/10.1111/ppa.70071

Slippers, B., Roux, J., Wingfield, M. J., van der Walt, F. J. J., Jami, F., Mehl, J., & Chen, S. F. (2021). What do we know about Botryosphaeriaceae? An overview of a worldwide cured dataset. *Forests, 12*(3), 313. https://doi.org/10.3390/f12030313

Smahi, H., Belhoucine-Guezouli, L., Berraf-Tebbal, A., Chouih, S., Arkam, M., Franceschini, A., Linaldeddu, B. T., & Phillips, A. J. L. (2017). Molecular characterization and pathogenicity of *Diplodia corticola* and other Botryosphaeriaceae species associated

with canker and dieback of *Quercus suber* in Algeria. *Mycosphere, 8*(2), 1261–1272. https://doi.org/10.5943/mycosphere/8/2/10

Smahi, H., Riahi, Z., Tebbal, R. S., Belhoucine-Guezouli, L., & Gaouar, S. B. S. (2022). Diversity of fungal communities in the soil of three nurseries in Tlemcen (North-West of Algeria). *Genetics & Biodiversity Journal, 6*(2), 46–57. https://doi.org/10.46325/gabj.v6i2.219

Schoch, C. L., Seifert, K. A., Huhndorf, S., Robert, V., Spouge, J. L., Levesque, C. A., Chen, W., & Fungal Barcoding Consortium. (2012). Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. *Proceedings of the National Academy of Sciences, 109*(16), 6241–6246. https://doi.org/10.1073/pnas.1117018109

Stewart, J. E., Abdo, Z., Dumroese, R. K., Klopfenstein, N. B., & Kim, M.-S. (2012). Virulence of *Fusarium oxysporum* and *F. commune* to Douglas-fir (*Pseudotsuga menziesii*) seedlings. *Forest Pathology, 42*(3), 220–228. https://doi.org/10.1111/j.1439-0329.2011.00746.x

Stielow, J. B., Lévesque, C. A., Seifert, K. A., Meyer, W., Iriny, I., Smits, D., Renfurm, R., Verkley, G. J. M., Groenewald, M., Chaduli, D., Lomascolo, A., Welti, S., Lesage-Meessen, L., Favel, A., Al-Hatmi, A. M. S., Damm, U., Yilmaz, N., Houbraken, J., Lombard, L., Quaedvlieg, W., Binder, M., Vries, M. de, Crous, P. W., & Verkley, G. J. M. (2015). One fungus, which genes? Development and assessment of universal primers for potential secondary fungal DNA barcodes. *Persoonia, 35*, 242–263. https://doi.org/10.3767/003158515X689135

Spatafora, J. W., Chang, Y., Benny, G. L., Lazarus, K., Smith, M. E., Berbee, M. L., Bonito, G., Corradi, N., Grigoriev, I., Gryganskyi, A., James, T. Y., O'Donnell, K., Roberson, R. W., Taylor, T. N., Uehling, J., Vilgalys, R., White, M. M., & Stajich, J. E. (2017). The fungal tree of life: From molecular systematics to genome-scale phylogenies. *Microbiology Spectrum, 5*(5). https://doi.org/10.1128/microbiolspec.FUNK-0053-2016

Tahat, M. M., Aldakil, H. A., & Alananbeh, K. M. (2021). First report of damping-off disease caused by *Fusarium oxysporum* on *Pinus pinea* in Jordan. *Plant Disease, 105*(12), 4153. https://doi.org/10.1094/PDIS-10-20-2135-PDN

Thines, M. (2018). Oomycetes. *Current Biology, 28*(20), R812–R813. https://doi.org/10.1016/j.cub.2018.06.052

Wijayawardene, N. N., Hyde, K. D., Mikhailov, K. V., et al. (2024). Classes and phyla of the kingdom Fungi. *Fungal Diversity, 128*, 1–165. https://doi.org/10.1007/s13225-024-00540-z

Woo, S. L., Ruocco, M., Vinale, F., Nigro, M., Marra, R., Lombardi, N., Pascale, A., Lanzuise, S., Manganiello, G., & Lorito, M. (2014). *Trichoderma*-based products and their widespread use in agriculture. *The Open Mycology Journal, 8*, 71–126. https://doi.org/10.2174/1874437001408010071

Yu, Z., Tang, G., Peng, S., Chen, H., & Zhai, M. (2015). *Neofusicoccum parvum* causing canker of seedlings of *Juglans regia* in China. *Journal of Forestry Research, 26*, 1019–1024. https://doi.org/10.1007/s11676-015-0130-0

Zhu, J., Moreno-Pérez, A., & Coaker, G. (2023). Understanding plant pathogen interactions using spatial and single-cell technologies. *Communications Biology, 6*, 814. https://doi.org/10.1038/s42003-023-05156-8

Zin, N. A., & Badaluddin, N. A. (2020). Biological functions of *Trichoderma* spp. for agriculture applications. *Annals of Agricultural Sciences, 65*(2), 168–178. https://doi.org/10.1016/j.aoas.2020.09.001

Milieux de cultures

PDA: Potato Dextrose Agar

Potato dextrose agar (Difco)	39g
Eau distillée	1000ml

Autoclavé à 121 C° pendant 20 minutes.

MEA: Malt Extract Agar

Malt extract (Oxoid CM0059)	50g
Eau distillée	1000ml

Autoclavé à 121 C° pendant 20 minutes.

تلخيص: الأمراض الفطرية التي تصيب الشتلات الفتية في المشاتل بولاية تلمسان

تُعدّ الأمراض الفطرية من المشكلات المهمة في المشاتل الغابية، حيث تكون الشتلات الفتية شديدة الحساسية للعدوى التي قد تؤثر في نموها وتطورها وجودتها الصحية. في منطقة تلمسان، لا تزال المعارف المتعلقة بالفطريات المرتبطة بالأعراض الملاحظة على الشتلات الفتية محدودة. لذلك، يهدف هذا العمل إلى دراسة الأمراض الفطرية التي تصيب الشتلات الفتية في المشاتل الغابية بمنطقة تلمسان، من خلال دراسة مشتلين غابيين هما: مشتل بني واسين بمنطقة مغنية، ومشتل سيدي مجاهد.

وتتمثل الإشكالية في تحديد تنوع الفطريات المرتبطة بالشتلات الفتية التي تظهر عليها أعراض مرضية، والتعرف على أهم الأصناف الفطرية المسجلة في هذين المشتلين.

أظهرت النتائج المتحصل عليها من خلال دراسة 30 عينة عرضية، تحديد 9 أجناس و 13 صنفا فطريا. في مشتل بني واسين كان *Fusarium oxysporum* أكثر الأصناف الفطرية عزلًا (حوالي 19%)، يليه *Penicillium* sp. (18%)، حوالي (14%) *Neofusicoccum* sp.، حوالي (12%) *Fusarium* sp.، *Aspergillus niger* (10%)، أما في مشتل سيدي مجاهد فقد كان الصنف السائد *Alternaria alternata* (حوالي 18%) ، يليه *Penicellium* sp.(14%) ، و *Fusarium oxysporum* (13%). تُبرز هذه النتائج وجود تنوع فطري مهم في كلا المشتلين، مع اختلاف تمثيل الأصناف الفطرية الرئيسية باختلاف الموقع المدروس.

الكلمات المفتاحية: الفطريات الممرِضة للنباتات، المشتل، تلمسان، الشتلات.

Résumé : Maladies fongiques des jeunes plantules en pépinière dans la wilaya de Tlemcen.

Les maladies fongiques constituent une problématique importante en pépinière forestière, où les jeunes plantules sont particulièrement sensibles aux infections pouvant affecter leur croissance, leur développement et leur qualité sanitaire. Dans la région de Tlemcen, les connaissances sur les champignons associés aux symptômes observés chez les jeunes plantules restent limitées. Ce travail porte sur l'étude des maladies fongiques des jeunes plantules en pépinières dans la région de Tlemcen, à travers l'étude de deux pépinières forestières : Beni-Ouassine, dans la région de Maghnia, et Sidi-Medjahed. La problématique consiste à déterminer la diversité des champignons associés aux jeunes plantules symptomatiques et à identifier les principaux taxons rencontrés dans ces deux pépinières.

Les résultats obtenus à partir de 30 échantillons symptomatiques ont permis d'identifier 9 genres et 13 taxons fongiques. À Beni-Ouassine, *Fusarium oxysporum* était le taxon le plus fréquemment isolé (≈19 %), suivi de *Penicillium* sp. (18 %), *Neofusicoccum* sp. (≈14 %), *Fusarium* sp. (≈12 %) et *Aspergillus niger* (≈10 %). À Sidi-Medjahed, *Alternaria alternata* était le taxon dominant (≈18 %), suivi de *Penicillium* sp. (14 %) et *Fusarium oxysporum* (13 %). Ces résultats mettent en évidence une diversité fongique importante dans les deux pépinières, avec une représentation variable des principaux taxons selon le site étudié.

Mots clés : Champignons phytopathogènes, Pépinière, Tlemcen, Plantules.

Abstract: Fungal Diseases of Young Seedlings in Forest Nurseries of Tlemcen Province

Fungal diseases constitute a major concern in forest nurseries, where young seedlings are particularly susceptible to infections that can affect their growth, development, and sanitary quality. In the Tlemcen region, knowledge of the fungi associated with the symptoms observed in young seedlings remains limited. This study focuses on fungal diseases affecting young seedlings in forest nurseries in the Tlemcen region, through the study of two forest nurseries: Beni-Ouassine, in the Maghnia region, and Sidi-Medjahed. The main objective was to determine the diversity of fungi associated with symptomatic young seedlings and to identify the principal taxa occurring in these two nurseries.

The results obtained from 30 symptomatic samples led to the identification of 9 fungal genera and 13 taxa. At Beni-Ouassine, *Fusarium oxysporum* was the most frequently isolated taxon (≈19%), followed by *Penicillium* sp. (18%), *Neofusicoccum* sp. (≈14%), *Fusarium* sp. (≈12%), and *Aspergillus niger* (≈10%). At Sidi-Medjahed, *Alternaria alternata* was the dominant taxon (≈18%), followed by *Penicillium* sp. (14%) and *Fusarium oxysporum* (13%). These results highlight a significant fungal diversity in both nurseries, with varying representation of the main taxa depending on the site studied.

Keywords: Phytopathogenic fungi, Nursery, Tlemcen, Seedlings.