

Les mycoendophytes de l'avoine spontanée : identification et potentiel antifongique

Hoceme DEGAICHIA^{1*}, Sara HEZIL¹, Fatima BOUCHENAK², Ahcène HAKEM¹

Résumé

Cette étude vise à inventorier les champignons endophytes colonisant les chaumes d'*Avena sterilis* ssp. *sterilis*, une céréale spontanée, et à évaluer leur activité antagoniste vis-à-vis de deux champignons phytopathogènes majeurs des céréales : *Fusarium oxysporum* et *Helminthosporium* sp. L'isolement des mycoendophytes a été réalisé sur milieu PDA, suivi d'une purification et d'une identification morphologique (macroscopique et microscopique). Parmi les espèces fongiques identifiées figurent *Alternaria alternata*, *Penicillium roqueforti*, *Ulocladium chartarum*, *Mucor* sp., *Geotrichum candidum* et *Rhizoctonia solani*. Des essais de co-culture ont permis d'évaluer leur pouvoir inhibiteur contre les deux phytopathogènes ciblés. Le taux d'inhibition a été calculé et les zones d'inhibition classées selon l'échelle de Narayane. Les résultats mettent en évidence un potentiel antifongique prometteur chez plusieurs isolats, suggérant que les endophytes d'*A. sterilis* ssp. *sterilis* pourraient représenter une ressource biologique intéressante pour la lutte biologique contre les maladies fongiques des céréales.

Mots clés : endophyte, inventaire, antifongique, avoine.

Endophytic fungi of wild oats: identification and antifungal potential

Abstract

This study aims to inventory the endophytic fungi colonizing the stems of *Avena sterilis* ssp. *sterilis*, a wild cereal, and to evaluate their antagonistic activity against two major cereal phytopathogenic fungi: *Fusarium oxysporum* and *Helminthosporium* sp. The isolation of mycoendophytes was carried out on PDA medium, followed by purification and morphological identification (both macroscopic and microscopic). Among the identified fungal species were *Alternaria alternata*, *Penicillium roqueforti*, *Ulocladium chartarum*, *Mucor* sp., *Geotrichum candidum*, and *Rhizoctonia solani*. Co-culture experiments were conducted to assess their inhibitory potential against the two targeted phytopathogens. The inhibition rate was calculated, and inhibition zones were classified according to the Narayane scale. The results reveal a promising antifungal potential in several isolates, suggesting that the endophytes of *A. sterilis* ssp. *sterilis* could represent a valuable biological resource for the biocontrol of fungal diseases in cereals.

Keywords: endophyte, inventory, antifungal, oat.

INTRODUCTION

Les ressources naturelles sont de plus en plus menacées suite à une exploitation non raisonnée. L'agriculture est un secteur qui a participé en partie dans l'altération des potentialités naturelles du milieu par l'ensemble des pratiques culturelles adoptées, telle que

l'utilisation irrationnelle des pesticides et l'usage intensif des différents intrants.

Aujourd'hui, il est devenu impératif d'adopter de nouvelles approches pour réaliser un développement durable. A cet égard l'homme a pensé se retourner vers la nature et

* Corresponding author : hoceme.degaichia@crapast.dz , ORCID : 0000-0003-3276-0752

¹ Centre de recherche en agropastoralisme, Algérie

² Université Blida 1, Algérie

chercher les vertus d'intérêt économique chez les microorganismes à travers les associations que forment ces derniers avec leurs hôtes, et en particulièrement les plantes.

Cette partie discrète de notre monde connue par certaines potentialités écologiques, procure, par ses associations symbiotiques, aux plantes hôtes des vertus bénéfiques d'une importance capitale en agronomie. Parmi ces associations symbiotiques, on trouve celles qui se forment entre les plantes et les champignons appelés endophytes qui vivent dans les espaces intercellulaires des tissus sains.

Dans leur évolution, les graminées ont développé des associations symbiotiques avec les champignons. On rencontre des espèces des champignons qui vivent sur/dans les racines (mycorhize) et / ou celle qui infectent les parties aériennes (chaumes) et souterraines d'une façon systémique (champignons endophytes).

Ces derniers passent entièrement leur cycle de vie dans les différentes parties des plantes dans les espaces intercellulaires. Ils sont non pathogènes et asymptomatiques en infectant leur hôte. Ils forment une symbiose de mutualisme. Les champignons endophytes sont transmis horizontalement via les spores et verticalement via les hyphes.

D'après certaines études (**West et al., 1993, Elbersen et al., 1996, Assuero et al., 2000, Cheplick et al., 2000, Morse et al., 2002**) ayant pour objet l'endosymbiose qui se forme entre les plantes et les champignons, il s'est avéré que quand elle est de type mutualisme, ces champignons participent pour une grande partie dans l'adaptation des plantes notamment les graminées et la survie même en cas de stress sévères, qu'ils soient biotiques ou abiotiques (**Morse et al., 2002, Clay et al., 2002**).

Les expériences effectuées sur les graminées infectées ont montré que les champignons endophytes procurent à leurs plantes hôtes certaines caractéristiques bénéfiques : ils impliquent des modifications biochimiques ; leurs confèrent une aptitude à se développer même en conditions extrêmes par la tolérance aux bio-agresseurs.

La présente étude a été initiée avec pour objectifs d'inventorier les champignons de type endophytes au niveau des chaumes de l'avoine spontanée à caractères fourragés (*Avena sterilis* ssp. *sterilis*) et l'analyse de leur effet antagoniste *in-vitro* par rapport à deux champignons phytopathogènes (*Fusarium oxysporum* et *Helminthosporium* sp.).

MATERIEL ET METHODES

1. Matériel végétal

Les chaumes utilisés dans la présente expérimentation sont ceux d'*Avena sterilis* ssp. *sterilis*, céréale spontanée que nous avons identifiée grâce à la flore de **Maire (1952)** (Figure 1).

Les échantillons sont prélevés à l'aide de scalpels stériles d'une longueur entre 40 et 60 cm. Ils sont transportés immédiatement dans des sacs en papier et conservés au frais à 4° C avant leur utilisation.

Figure 1 : *Avena sterilis* ssp. *sterilis* au stade floraison (originale)



2. Stérilisation superficielle

Dans le but d'isoler et de détecter les champignons endophytes des tiges des plantes, nous avons opté pour le protocole de **Helander et al. (1994)** comme suit :

- Traitement à l'éthanol (95%) pendant 2 minutes ;
- Rinçage à l'eau distillée stérilisée ;
- Traitement à l'eau de javel (NaOCl) pendant 3 minutes ;
- 2^{ème} rinçage à l'eau distillée stérilisée ;
- 2^{ème} traitement à l'éthanol (95%) pendant 30 secondes ;
- 3^{ème} rinçage à l'eau distillée stérilisée.

3. Isolement des myco-endophytes

L'isolement est réalisé sur un milieu gélosé à base de pomme de terre (PDA, potato dextrose agar) (**Johnson et al., 1982**), 100 répétitions ont été opérées.

Sous une hotte à flux laminaire, les chaumes sont découpés en petits fragments entre 2et 3 mm de longueur sur du papier stérile en utilisant une pince et un scalpel stérile. Les extrémités des chaumes sont écartées et cinq fragments par boîte sont déposés sur le milieu de culture puis incubés à 25°C pendant 7 jours.

4. Purification des isolats

La purification est réalisée après plusieurs repiquages par transplantations successives des fragments mycéliens de chaque champignon obtenu dans des boîtes de Petri contenant le milieu PDA et mis en incubation à 25° C pendant 9 jours (**Andrade-Linares et al., 2013**).

5. Identification des Mycoendophytes antagonistes potentiels

Les champignons endophytes ayant donné une zone d'inhibition conséquente, sont par la suite ensemencés en boîte de Petri pour leur identification ultérieure.

5.1. Identification macroscopique

Se fait en fonction de la texture ; topographie ; couleur et la vitesse de croissance (diamètre de la colonie à 7 jours)

5.2 Identification microscopique

La mise au point des observations a été d'abord réglée au faible grossissement (Gr : ×100), une fois que les structures du mycélium et des conidies deviennent apparentes, l'observation et la prise de photos se font au fort grossissement (Gr : ×400 et ×1000). Les clés de détermination utilisées sont celles décrites par

Barnett et al. (1998) et celles de **Watanabe, (2002)**.

6. Essais d'antagonisme *in-vitro*

Après purification des isolats obtenus, nous avons testé leurs pouvoirs antagonistes vis-à-vis deux souches : *Fusarium oxysporum* et *Helminthosporium* sp. Faisant partie de la collection du laboratoire de Phytopathologie du Centre de recherche en Agropastoralisme (CRAPast – Djelfa, Algérie).

La méthode de double culture (Co-culture) par dépôts simultanés des disques mycéliens. Des disques de 5 mm des champignons phytopathogènes (cultivés durant 7 jours sur milieu PDA) et de l'isolat endophyte (cultivés durant 9 jours sur milieu PDA) à analyser, sont ensemencés à la périphérie de la boîte de Petri contenant le milieu PDA, à une distance de 4,5 cm entre le champignon phytopathogène et l'isolat endophyte, puis mis en incubation à 25°C pendant 5 jours (**Vicente et al., 2006**).

7. Calcul du taux d'inhibition

Pour le calcul du pourcentage d'inhibition (taux d'inhibition) dans le cas de la culture simultanée

(co-culture), nous avons utilisé la formule suivante (**Vicente et al., 2006**)

$$T.I (\%) = \frac{(r1 - r2)}{r1} \times 100$$

Où :

r1: grand rayon de la croissance mycélienne du champignon phytopathogène

r2: petit rayon de la croissance mycélienne du champignon phytopathogène

Le calcul des rayons **r1** et **r2** ainsi de la zone d'inhibition (**IZ**) (Figure 2) a été fait grâce au logiciel Digimizer® Version 4 pour Windows®, permettant des mesures calibrées à partir des diverses photos prise lors de l'expérimentation.

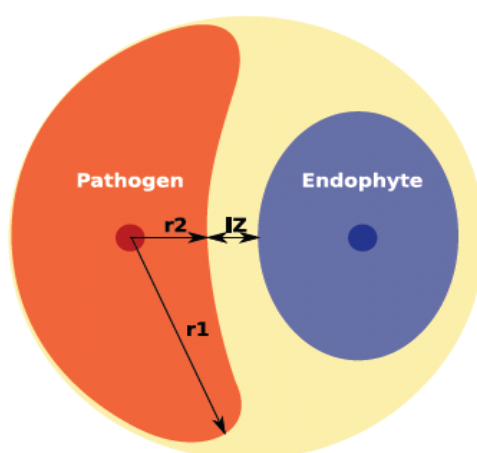
Le diamètre de la zone d'inhibition est comparé à l'échelle de **Narayane et al., (2007)** où :

Z.I < 0.2cm : faible inhibition (+)

0.2 < Z.I < 1cm inhibition moyenne (++)

Z.I > 1cm : forte d'inhibition (+++)

Figure 2 : Mesure des rayons et de la zone d'inhibition



RESULTATS

1. Identification morphologique des mycoendophytes

L'identification morphologique des champignons endophytes isolés à partir d'échantillons d'*Avena sterilis* a révélé une diversité d'espèces appartenant à différents genres fongiques, caractérisés par des profils distincts de croissance, d'aspect mycélien, de pigmentation et de structures reproductrices.

Les espèces identifiées incluent *Alternaria alternata*, *Penicillium roqueforti*, *Ulocladium chartarum*, *Mucor* sp., *Geotrichum candidum* et *Rhizoctonia solani* (Tableau 1). Les résultats montrent que *Alternaria alternata* présente la croissance la plus rapide (10 cm en 10 jours) avec un mycélium cotonneux gris-vert, et des conidiophores bruns peu ramifiés portant des conidies pluricellulaires, caractéristiques typiques de ce genre. De son côté, *Penicillium roqueforti* affiche une croissance modérée (5,6 cm en 10 jours) et un aspect poudreux avec une coloration grise au recto et orange au centre du verso, des métules et phialides en brosse ainsi que des conidies sphériques, confirmant son identification morphologique.

Ulocladium chartarum se distingue par une croissance lente (1,5 cm en 10 jours), un mycélium poudreux vert olive à noir et des conidiophores courts produisant des conidies globuleuses multicellulaires, en accord avec les

descriptions classiques de cette espèce. Le genre *Mucor* sp. est identifié grâce à son mycélium cotonneux blanc à jaune fluorescent, à sa croissance rapide (6,5 cm en 10 jours) et à ses hyphes non cloisonnés portant des spores ovoïdes hyalines.

Geotrichum candidum se caractérise par un mycélium cotonneux blanc uniforme, une croissance modérée (6 cm en 10 jours), et la présence d'arthroconidies cylindriques issues d'hyphes articulés, traits morphologiques distinctifs de ce genre. Enfin, *Rhizoctonia solani* affiche une croissance modérée (5 cm en 10 jours) avec un mycélium cotonneux vert olive à noir, ainsi que la présence de chlamydospores sur un thalle cloisonné, caractéristiques morphologiques confirmant son identification.

Ces observations morphologiques confirment la présence d'une diversité fongique endophytique dans *Avena sterilis*, avec des adaptations variées en termes de croissance et de structures reproductrices. La coexistence d'espèces aux profils morphologiques distincts souligne la complexité des interactions microbiennes au sein de la plante hôte, où certains champignons peuvent jouer un rôle bénéfique tandis que d'autres, comme *Rhizoctonia solani*, sont connus pour leur potentiel phytopathogène.

Tableau 1 : Caractères d'identification des mycoendophytes

Espèce identifiée	Croissance (cm en 7j)	Mycélium (aspect)	Recto/Verso (couleur)	Conidiophores / Conidies
<i>Alternaria alternata</i>	10	Cotonneux	Gris vert / gris vert	Conidiophores brun, peu ramifiés ; conidies pluricellulaires
<i>Penicillium roqueforti</i>	5,6	Poudreux	Gris / orange au centre	Métules, phialides en brosse ; conidies rondes
<i>Ulocladium chartarum</i>	1,5	Poudreux	Vert olive / noir	Conidiophores courts ; conidies globuleuses multicellulaires
<i>Mucor</i> sp.	6,5	Cotonneux	Blanc à jaune / jaune fluorescent	Thalle non cloisonné ; spores ovoïdes hyalines
<i>Geotrichum candidum</i>	6	Cotonneux	Blanc / blanc	Arthroconidies cylindriques issues d'hyphes articulés
<i>Rhizoctonia solani</i>	5	Cotonneux	Vert olive / noir	Chamydosporos sur thalle septé

2. Action inhibitrice des mycoendophytes par rapport à *Fusarium oxysporum* et *Helminthosporium* sp.

L'évaluation de l'effet antagoniste des mycoendophytes sur la croissance mycélienne des champignons phytopathogènes a été quantifiée par la mesure des zones d'inhibition (Z.I), présentée dans la figure 3. Les résultats expérimentaux indiquent que les zones d'inhibition varient entre 0,1 cm et 1,3 cm.

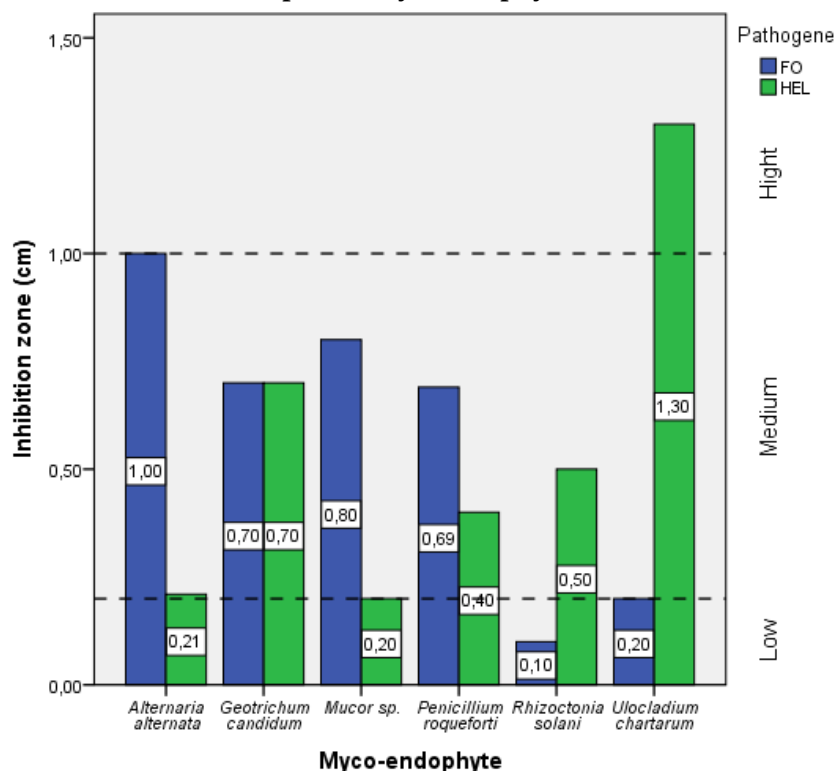
Globalement, la majorité des mycoendophytes testés induisent des zones d'inhibition significatives lors de la confrontation avec *Fusarium oxysporum* (FO) comparativement à *Helminthosporium* sp. (HEL). Cependant, les valeurs des zones d'inhibition diffèrent selon les isolats endophytes ainsi que les souches pathogènes ciblées.

Ainsi, *Alternaria alternata* présente une zone d'inhibition élevée (1,0 cm) vis-à-vis de *Fusarium oxysporum*, suivie de *Mucor* sp. (0,8

cm) et *Geotrichum candidum* (0,7 cm). En revanche, *Ulocladium chartarum* induit une zone d'inhibition maximale contre *Helminthosporium* sp. (1,3 cm), suivie par *Geotrichum candidum* (0,7 cm).

Il est important de noter que la réponse antagoniste des mycoendophytes diffère selon l'espèce pathogène ciblée. Par exemple, *Alternaria alternata* affiche une zone d'inhibition de 1,0 cm contre *Fusarium oxysporum*, mais seulement 0,21 cm contre *Helminthosporium* sp. Inversement, *Ulocladium chartarum* montre une faible inhibition (0,20 cm) contre *Fusarium oxysporum*, mais une inhibition élevée (1,3 cm) contre *Helminthosporium* sp. Cette variabilité dans les interactions antagonistes est observée pour la majorité des isolats endophytes, à l'exception de *Geotrichum candidum* dont les zones d'inhibition restent relativement constantes entre les deux pathogènes étudiés.

Figure 3 : Diamètre des zones d'inhibition (cm) des champignons phytopathogènes induites par les mycoendophytes



L'analyse montre que *Geotrichum candidum* induit un taux d'inhibition élevé contre *Fusarium oxysporum* (52%), le plus important parmi les mycoendophytes étudiés (Figure 4).

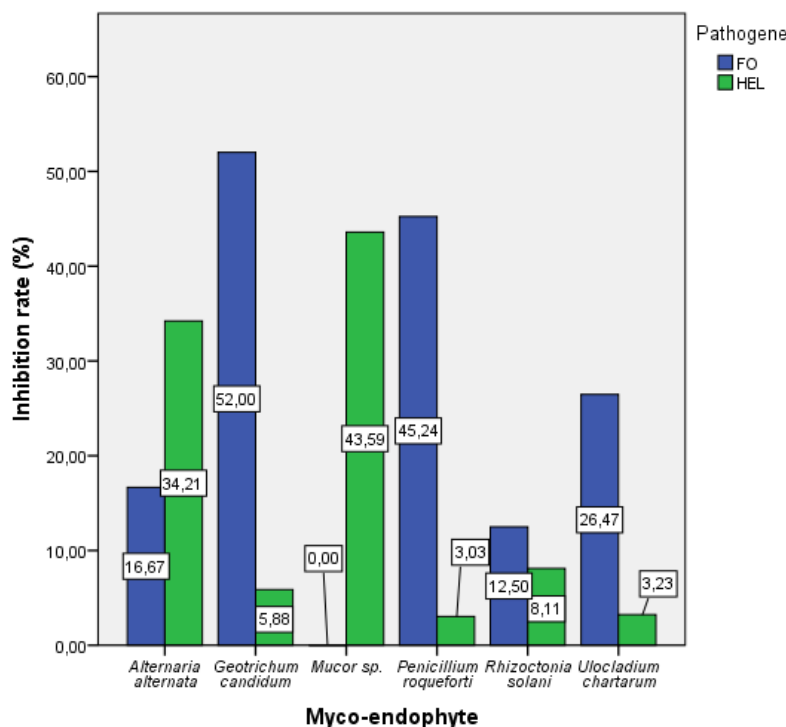
Penicillium roqueforti suit avec un taux d'inhibition notable de 45,24% contre FO. À l'inverse, *Mucor sp.* présente le taux d'inhibition le plus faible contre FO, avec 11,76%.

En ce qui concerne *Helminthosporium sp.*, *Mucor sp.* induit le taux d'inhibition le plus élevé (43,59%), tandis que *Alternaria alternata*

présente un taux d'inhibition intermédiaire mais significatif (34,21%). Les taux d'inhibition les plus faibles contre HEL sont observés chez *Penicillium roqueforti* (3,23%), *Ulocladium chartarum* (3,23%), *Geotrichum candidum* (5,88%) et *Rhizoctonia solani* (8,11%).

Ces résultats indiquent une variabilité marquée des interactions antagonistes entre les mycoendophytes et les champignons phytopathogènes, suggérant une spécificité d'action qui pourrait être exploitée dans des stratégies de biocontrôle ciblées.

Figure 4 : Taux d'inhibition (%) de la croissance des champignons phytopathogènes en présence des mycoendophytes



DISCUSSION

Il existe un nombre relativement moyen détecté des mycotaxons endophytes chez les *Poaceae*. Ceci est dû probablement à la dominance marquante de certaines espèces fongiques éliminant ou réduisant par conséquent l'apparition et le développement d'autres taxons endophytes au laboratoire ; aux techniques d'échantillonnage et de culture ; ainsi qu'aux caractéristiques de la station choisie (Wilson, 1997). Bills et al. (1994) démontrèrent également que l'utilisation de plusieurs types de milieux de culture permet l'apparition de mycotaxons qui varient sur le plan quantitatif et qualitatif.

Nous avons enregistré une bonne diversité mycoendophyte, ceci peut être expliqué par l'état phytosanitaire relativement bon qui domine l'Avoine sauvage du site. Bien que, nous constatons que la plupart des mycotaxons endophytes détectés sont

essentiellement attribués aux champignons mitosporiques (Deutéromycètes)

Cette dominance spécifique est expliquée par le fait que la trame mycoendophyte des *Poaceae* caractérise par des groupes taxonomiques ayant perdu le mode reproductif sexué ainsi que ces attributs écophysiologiques eut égard à la coévolution champignons-plantes, sans oublier le mode de transmission qui nécessite généralement des mécanismes simples faisant intervenir le système reproductif conidien (Stone et al., 2000).

Les champignons mitosporiques constituent un assemblage artificiel des eumycètes. Ils ne se reproduisent que par voie asexuée (Taylor et al., 2000 ; Vidhyasekaran, 2004 ; Deacon, 2006). Cette appellation indique que les spores formés ou conidies, sont

engendrés suite à une division nucléaire mitotique (**Deacon, 2006**).

Selon **Hawksworth, (2004)** beaucoup d'espèces de ce groupe ont des similarités structurales avec des membres anamorphes (asexués) du phylum des *Ascomycota*, ainsi, il existe une large gamme liée au sol, alors que d'autres espèces sont phytopathogènes, ils peuvent adopter tous les modes trophiques. Un autre groupe est constitué de taxons endophytes ou de parasites secondaires (**Lanier, 1978 ; Stone et al., 2000**).

Nous pouvons expliquer cette dominance particulière des champignons mitosporiques par le fait que l'endophytisme comme stratégie symbiotique adoptée par le champignon associé aux chaumes d'*Avena sterilis* ssp. *sterilis* nécessite en général un recours à la reproduction asexuée. Les formes reproductrices des champignons endophytes sont très rares dans le milieu naturel.

Le test d'activité des isolats inventoriés consiste à rechercher leur effet antifongique sur le développement de deux champignons phytopathogènes : *Fusarium oxysporum* et *Helminthosporium* sp causant des pertes considérables sur les cultures céréalières

Les champignons sont des producteurs prolifiques de métabolites secondaires peuvent montrer des productions impressionnantes mais leurs produits peuvent aussi avoir mis une grande importance commerciale. Les mycotoxines, métabolites secondaires, sont des dérivés de précurseurs issus du métabolisme primaire, tels que l'Acétyl-CoA, les acides aminés, les phénols ou les composés terpéniques. Les mycotoxines sont des moyens de défense pour les champignons contre les parasites ou contre d'autres organismes en concurrence dans le même environnement (**Adams et al., 2002**).

Quelques métabolites fongiques sont retenus dans le mycélium fongique, alors que les autres sont excrétés dans le milieu de culture. Les métabolites secondaires peuvent être obtenus à partir de la matière biologique suite à une extraction avec des solvants tels que l'acétate d'éthyle (**Voelker et al., 2001**).

Les mycoendophytes isolés et identifiés dans cette étude et les résultats du test d'antagonisme, confère à notre travail une importance capitale. Notre étude est considérée comme un travail initial portant sur la sélection des mycoendophytes des chaumes d'avoine.

Une différence dans la sensibilité des espèces microbiennes a été enregistrée pour les isolats fongiques étudiés. Cette différence suggère la sensibilité des différents microorganismes aux divers mycoendophytes étudiés.

Pour cela, cette sensibilité des champignons phytopathogènes aux endophytes varie selon l'espèce. *Fusarium oxysporum* a montré une grande sensibilité. Alors que *L'Helminthosporium* sp. a montré moins de sensibilité.

Plusieurs champignons endophytes ont été testés pour leur activité antifongique par la méthode de co-culture. Dans la plupart des modèles biologiques mycoendophytes –Plantes médicinales, les champignons endophytes comme le *Penicillium*, *Chaetomium globosum*, présentent des activités antifongiques pouvant aller jusqu'à 50% d'inhibition contre des champignons parasites comme le *Fusarium oxysporum*, *Botrytis cinerea* (**Li et al., 2000, Naik et al., 2007**), et que cette activité antagoniste pourrait être dû à la production de métabolites antifongiques.

Par ailleurs, les résultats de certaines recherches récentes suggèrent que d'autres

microorganismes associés aux plantes, tels que les rhizobactéries, peuvent également jouer un rôle clé dans la tolérance au stress et la

régulation des interactions microbiennes. (Degaichia et al. 2024 ; Degaichia et al. 2025)

CONCLUSIONS

Notre travail a pour but d'enrichir le débat sur la protection et la lutte intégrée. Le plan établi pour cette étude est une ébauche embryonnaire sensée mettre la lumière sur l'arcade des stratégies établis par les microorganismes endophytes afin de lutter contre les contraintes biotiques. La mise en profit du système d'antagonisme pourrait effectivement alléger le poids de l'utilisation des intrants chimiques

Le modèle biologique choisi pour cette étude est l'avoine spontanée (*Avena sterilis* ssp. *sterilis*). Le choix de cette plante a été édicté par son caractère cosmopolite et sa résistance apparente envers différentes maladies inféodées aux *Poaceae*.

Compte tenu des compétences scientifiques et de l'expertise technique misent à notre disposition, il a semblé opportun

d'orienter cette étude vers l'exploration de la diversité des mycoendophytes de l'avoine spontanée ; et dans le même sillage leur l'implication dans le bio contrôle de deux agents phytopathogènes des céréales, *Fusarium oxysporum* (FO) et *Helminthosporium* sp. (HEL)

L'observation microscopique appariée à l'identification par des clés de détermination a permis de mettre en évidence 06 taxons. Il s'agit de : *Alternaria alternata* ; *Penicillium roqueforti* ; *Ulocladium chartarum* ; *Mucor* sp. ; *Geotrichum candidum* ; *Rhizoctonia solani*

Parmi les taxons identifiés, *Mucor* sp présente un taux d'inhibition des plus significatifs à l'égard d'*Helminthosporium* sp. tandis que *Geotrichum candidum* induit une réaction antagoniste importante envers *Fusarium oxysporum*.

REFERENCES

- ADAMS, M. R., & MOSS, M. O. (2002). Toxinogenic fungi. In Food Microbiology (pp. 282–301). RSC, UK.
- ANDRADE-LINARES, D. R., & FRANKEN, P. (2013). Fungal endophytes in plant roots: taxonomy, colonization patterns, and functions. In *Symbiotic endophytes* (pp. 311-334). Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg.
- ASSUERO, S. G., MATTHEW, C., KEMP, P. D., LATCH, G. C. M., BARKER, D. J., & HASLETT, S. J. (2000). Morphological and physiological effects of water deficit and endophyte infection on contrasting tall fescue cultivars. *New Zealand Journal of Agricultural Research*, 43, 49–61.
- BARNETT, H. L., & HUNTER, B. B. (1998). *Illustrated Genera of Imperfect Fungi*. The American Phytopathological Society, US Department of Agriculture, Agricultural Research Service, Washington State University, Pullman. APS Press, St. Paul, Minnesota, USA. 218 p.
- BILLS, G. F., & POLISHOOK, J. D. (1991). Microfungi from *Carpinus caroliniana*. *Canadian Journal of Botany*, 69, 1477–1482.
- CHEPLICK, G. P., PERERA, A., & KOULOURIS, K. (2000). Effect of drought on the growth of *Lolium perenne* genotypes with and without fungal endophytes. *Functional Ecology*, 14, 657–667.
- CLAY, K., & SCHARDL, C. (2002). Evolutionary origins and ecological consequences of endophyte symbiosis with grasses. *The American Naturalist*, 160(S4), S99–S127.
- DEACON, J. (2006). *Fungal Biology* (4th ed.). Blackwell Publishing.
- DEGAICHIA, H.; BOUSSAHOUA, A. R. and BAKRIA, T. (2024). Resistance of

- Bradyrhizobium* sp. (*Lotus*) to metallic stress. *Agropastoralis Scientia*. 1(2), 73-83.
- DEGAICHIA, H., HAMAS, F., BOUSSAHOUA, A. R., BAKRIA, T., & BOUCHENAK, F. (2025). Enhancing trefoil germination under metal stress through *Bradyrhizobium* sp. (*Lotus*) inoculation. *Revista Mexicana De Ciencias Agrícolas*, 16(4),1-11.
<https://doi.org/10.29312/remexca.v16i4.3658>
 - ELBERSEN, H. W., & WEST, C. P. (1996). Growth and water relations of field-grown tall fescue as influenced by drought and endophyte. *Grass and Forage Science*, 51, 333–342.
 - HAWKSWORTH, D. L. (2004). Fungal diversity and its implications for genetic resource collections. *Studies in Mycology*, 50, 9–18.
 - HELANDER, M. L., SIEBER, T. N., PETRINI, O., & NEUVONEN, S. (1994). Endophytic fungi in Scots pine needles: spatial variation and consequences of simulated acid rain. *Canadian Journal of Botany*, 72, 1108–1113.
 - JOHNSON, L. J., & BOOTH, C. (1982). *The genus Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, UK.
 - LANIER, L. (1978). *Mycologie et pathologie forestière, Volume I: Mycologie forestière*. Éd. Masson.
 - LI, J. Y., STROBEL, G. A., HARPER, J. K., LOBKOVSKY, E., & CUARDY, J. (2000). Cryptocin, a potent tetramic acid antimycotic from the endophytic fungus *Cryptosporiopsis cf. quercina*. *Organic Letters*, 2, 767–770.
 - MAIRE, R. (1952). *Flore de l'Afrique du Nord*. Volume 1. Alger : Imprimerie Minerva.
 - MORSE, L. J., DAY, T. A., & FAETH, S. H. (2002). Effect of *Neotyphodium* endophyte infection on growth and leaf gas exchange of Arizona fescue under contrasting water availability. *Environmental and Experimental Botany*. 48(3), 257-268.
 - NAIK, B. S., SHASHIKALA, J., & KRISHNAMURTHY, Y. L. (2008). Diversity of endophytic fungal communities in shrubby medicinal plants of Western Ghat region, Southern India. *Fungal Ecology*, 1(2–3), 89–93.
 - NARAYANE CHANDARA PAUL, WON KI KIM, SUNG KYOON WOO, MYUNG SOO PARK, & SEUNG HUN YU (2007). Fungal endophytes in roots of *Aralia* species and their antifungal activity. *Plant Pathology Journal*, 23(4), 287–294.
 - STONE, J. K., BACON, C. W., & WHITE, J. F. (2000). An overview of endophytic microbes: endophytism defined. In C. W. Bacon & J. F. White Jr. (Eds.), *Microbial Endophytes* (pp. 3–29). Marcel Dekker.
 - TAYLOR, J. W., JACOBSON, D. J., KROKEN, S., KASUGA, T., GEISER, D. M., HIBBETT, D. S., & FISHER, M. C. (2000). Phylogenetic species recognition and species concepts in fungi. *Fungal Genetics and Biology*, 31(1), 21–32.
 - VICENTE, J. G. M., LOPEZ-LLORCA, L. V., JANSSON, H.-B., & SALINAS, J. (2006). Nematophagous fungi as root endophytes. In B. J. E. Schulz, C. J. C. Boyle, & T. N. Sieber (Eds.), *Microbial Root Endophytes* (pp. 191–206).
 - VIDHYASEKARAN, P. (2004). *Concise Encyclopedia of Plant Pathology*. CRC Press.
 - VOELKER, F., & ALTABA, S. (2001). Nitrogen source governs the patterns of growth and pristina mycin production in *Streptomyces pristinaespiralis*. *Microbiology*, 147(9), 2447–2459.
 - WATANABE, T. (2002). *Pictorial Atlas of Soil and Seed Fungi: Morphologies of Cultured Fungi and Key to Species* (2nd ed.). CRC Press.
 - WEST, C. P., IZEKOR, E., TURNER, K. E., & ELMI, A. A. (1993). Endophyte effects on growth and persistence of tall fescue along a water-supply gradient. *Agronomy Journal*, 85, 264–270.
 - WILSON, D. (2000). Ecology of woody plant endophytes. In C. W. Bacon & J. F. White Jr. (Eds.), *Microbial Endophytes* (Vol. 15, pp. 389–420). Marcel Dekker.

MATERIEL SUPPLEMENTAIRE

Myco-endophytes identifiés chez *Avena sterilis* ssp. *sterilis*

1. *Alternaria alternata*

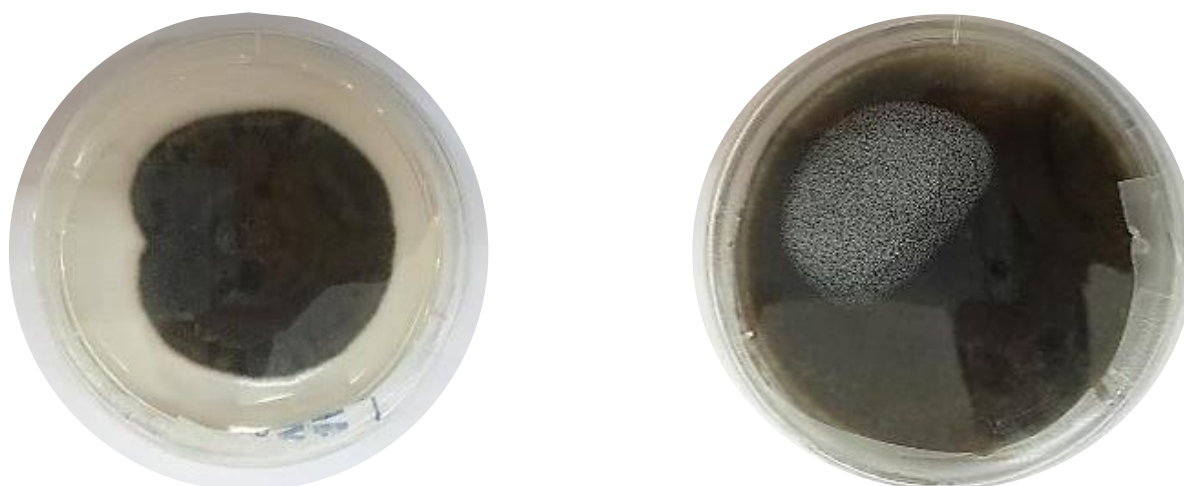


Figure 5 : Vue macroscopique du champignon endophyte *Alternaria alternata*.

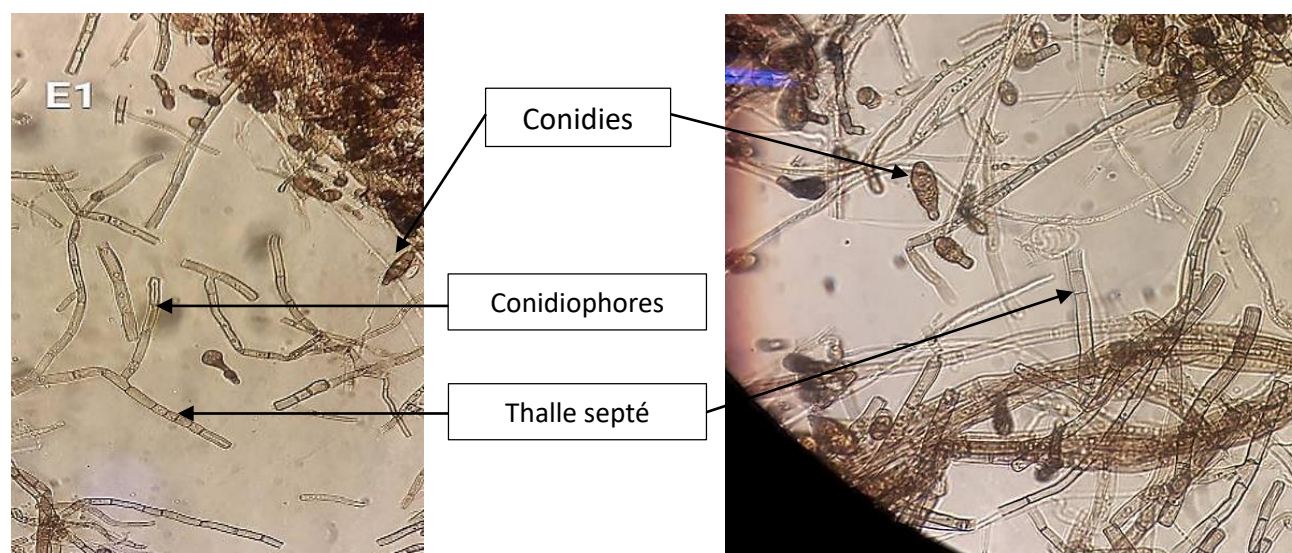


Figure 6 : Vue microscopique du champignon endophyte *Alternaria alternata*. (Gr. ×400)

2. *Penicillium roqueforti*



Figure 7 : vue macroscopique du champignon endophyte *Penicillium roqueforti* sur milieu PDA à 27°C

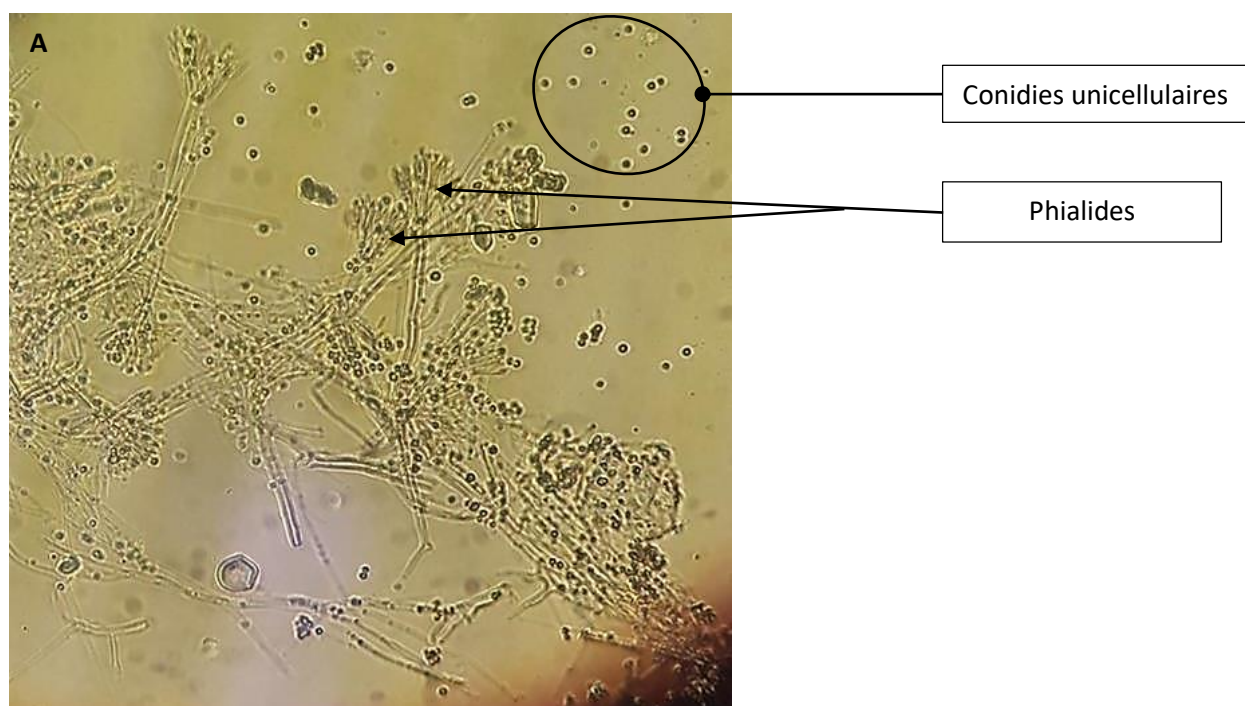


Figure 8 : vue microscopique du champignon endophyte *Penicillium roqueforti*. (Gr. ×400)

3. *Ulicladium chartarum*



Figure 9 : vue macroscopique du champignon endophyte *Ulicladium chartarum*. Sur milieu PDA

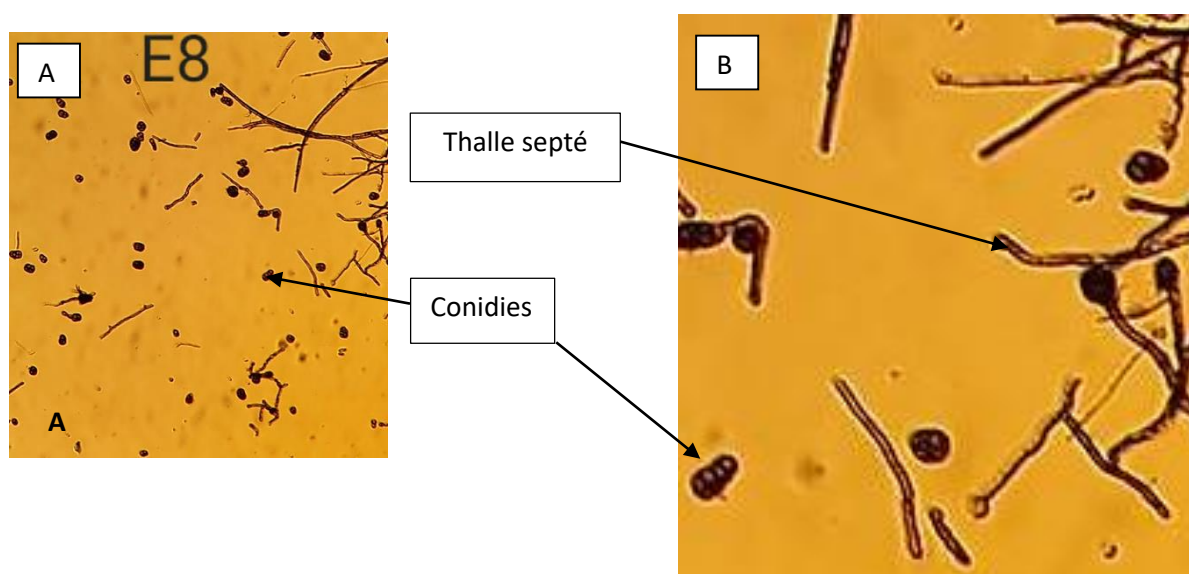


Figure 10 : Vue microscopique du champignon endophyte *Ulicladium chartarum*. Sur milieu PDA (Gr. $\times 400$) (A : vue centrale, B : aspect du thalle et des conidies)

4. *Mucor* sp.

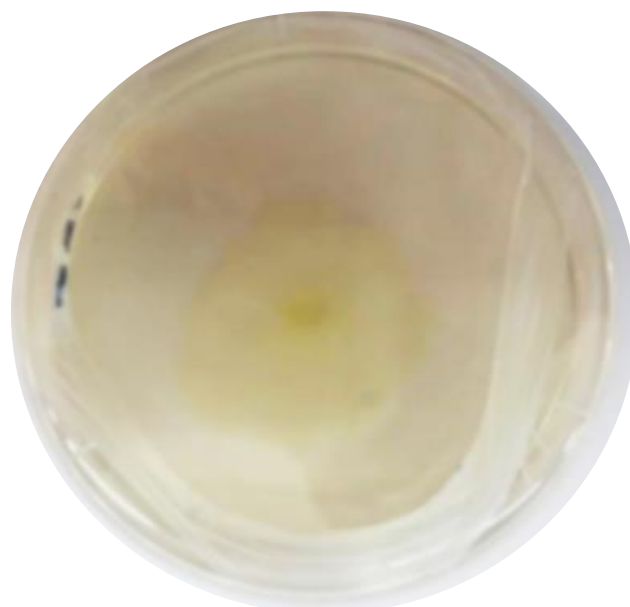


Figure 11 : vue macroscopique du champignon endophyte *Mucor* sp.

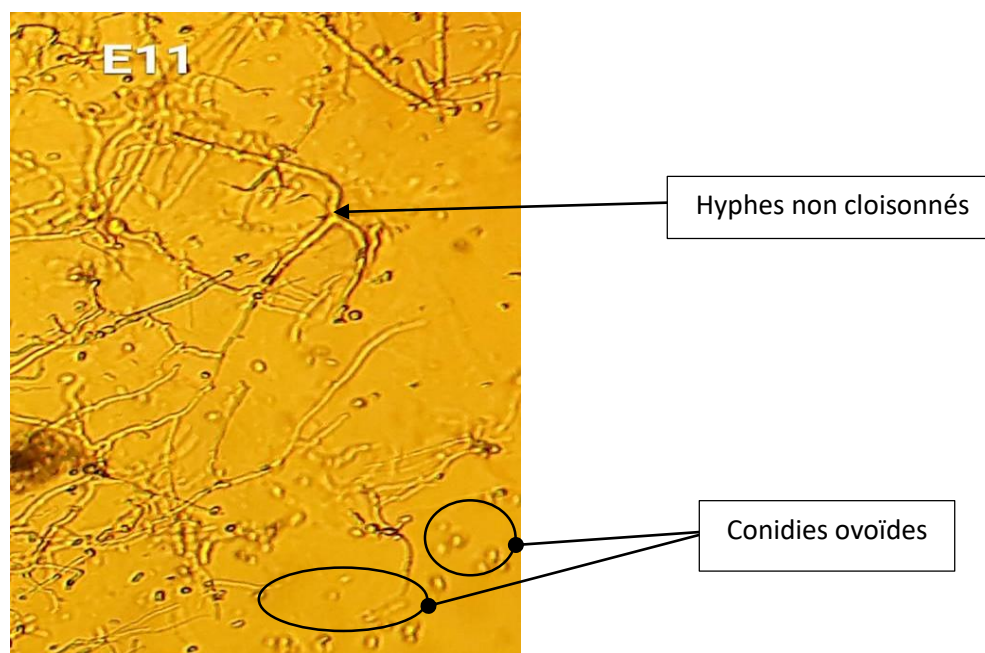


Figure 12 : vue macroscopique du champignon endophyte *Mucor* sp. (Gr. ×400)

5. *Geotrichum candidum*



Figure 13 : vue macroscopique du champignon endophyte *Geotrichum candidum*.

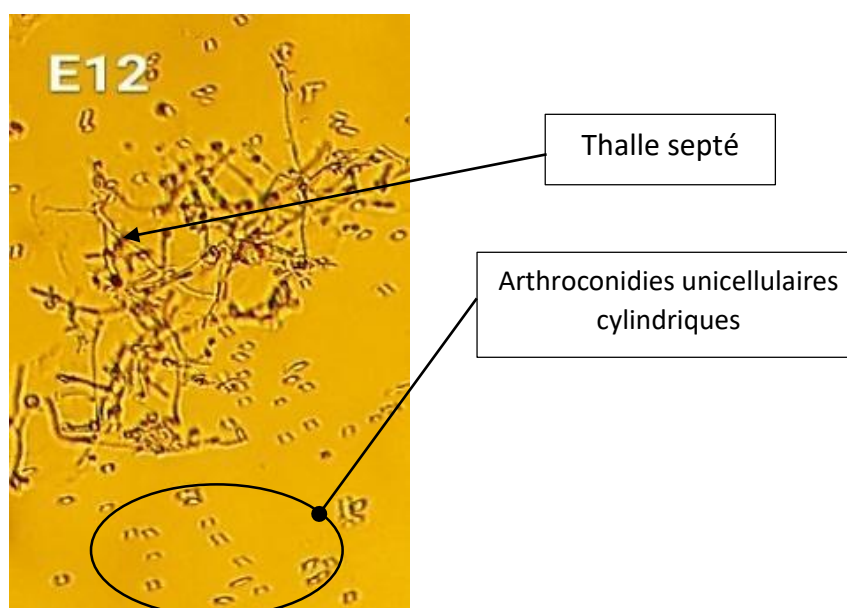


Figure 14 : vue microscopique du champignon endophyte *Geotrichum candidum* sur PDA à 27°C (Gr. ×400)

6. *Rhizoctonia solani*



Figure 15 : observation macroscopique du champignon endophyte *Rhizoctonia solani*.

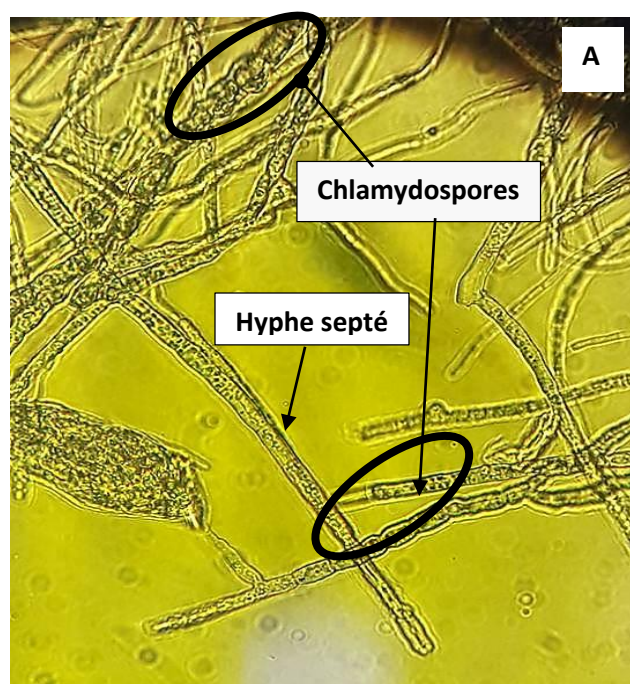


Figure 16 : vue microscopique du champignon endophyte *Rhizoctonia solani* sur PDA à 27°C (Gr. ×400)