



Université d'État d'Haïti

(UEH)

*Faculté d'Agronomie et de Médecine
Vétérinaire*

(FAMV)

Université Laval

(UL)

*Faculté des Sciences de l'Agriculture
et de l'Alimentation*

(FSAA)

Département de phytologie

«Effet du champignon endophyte *Piriformospora indica* sur la
croissance du poireau (*Allium porrum* L.,) dans un *substrat*
calcaire»

Mémoire de fin d'étude

Présenté par : ALEXANDRE Fédral

Pour l'obtention du diplôme d'Ingénieur-Agronome

Promotion 2011-2016

Option : Phytotechnie

Avril 2017

SUJET :

**Effet du champignon endophyte *Piriformospora indica*
sur la croissance du poireau (*Allium porrum* L.) dans
un substrat calcaire**

Sous la direction de :

Patrice Dion, directeur de recherche

Ce mémoire intitulé :

Effet du champignon endophyte *Piriformospora indica*
sur la croissance du poireau (*Allium porrum* L.) dans
un substrat calcaire.

a été approuvé par le jury composé de :

	Signature	Date
Pierre-Mathieu Charest Vice doyen aux études	_____	_____
Patrice Dion Directeur de recherche	_____	_____
Damase Khasa Membre	_____	_____
Monique Poulin Responsable du cours de séminaire en phytologie	_____	_____

Dédicaces

DEDICACES

Ce projet de mémoire est dédié :

- ✚ À mon père : Frédérick ALEXANDRE
- ✚ À ma sœur : Fréda ALEXANDRE
- ✚ À mes Frères : Fédrick ALEXANDRE, Frantz-Felix ALEXANDRE et Fredson ALEXANDRE
- ✚ À mon cousin Ruben Aristild
- ✚ À ma petite amie Joseph Jodalina
- ✚ À tous les étudiants de la Promotion Joseph Waldeck Démétrius (2011-2016), plus particulièrement ceux de la Phytotechnie

Remerciements

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail de recherche réalisé à l'Université Laval :

Je tiens, en tout premier lieu, à remercier humblement le Dieu tout-Puissant, pour sa miséricorde et de m'avoir donné la force de persévérer jusqu'à la fin de ce travail.

Il m'est tout à fait agréable de remercier et de témoigner toute ma reconnaissance à mon encadreur Patrice Dion pour son assistance et ses remarques pertinentes.

Je voudrais également exprimer mes remerciements à Pierre Mathieu Charest, vice-doyen de la Faculté des Sciences de l'Agriculture et de l'Alimentation et l'Université Laval qui ont su m'accorder cette opportunité inestimable.

Je suis aussi reconnaissant envers les responsables du laboratoire de Mycologie plus particulièrement Marie Eve Beaulieu et André Gagné qui ont su m'aider à manipuler les matériels de laboratoire. Je leur exprime mes sincères remerciements.

Je voudrais aussi exprimer mes remerciements à Jean Marc Kaumbu pour ses conseils et suggestions

Je tiens à exprimer également mes remerciements à mes amis Antony Destinoble et Jean Roudy pour leur aide, leurs conseils et leurs suggestions

Mes chaleureux remerciements vont également :

- À mon père, ALEXANDRE Frédéric;
- Au directeur du Département de Phytotechnie, TESCAR Robers- Pierre ;
- Au doyen de la FAMV, Jocelyn Louissaint ;
- À toute l'équipe pédagogique de la FAMV ;
- Aux responsables du séminaire en phytologie : Olivier Soucy et Monique Poulin
- Au professeur Damase Khasa

Enfin, il est difficile de trouver les mots pour remercier ma petite amie Joseph Jodalina qui a su m'encourager tout au long de la réalisation de ce travail. Qu'elle trouve ici toute ma gratitude et mon amour !

Résumé

RESUME

En Haïti, de nombreux sols sont fortement calcaires et à pH alcalin, ce qui représente une contrainte à la productivité des cultures. *Piriformospora indica* (Synonyme : *Serendipita indica*), est un champignon basidiomycète endophyte qui colonise les racines de nombreuses espèces de plantes hôtes, promouvant la croissance végétale (Qiang, Weiss, Kogel, & Schäfer, 2012), améliorant la nutrition minérale (Johnson, Alex, & Oelmüller, 2014) et accroissant la tolérance de l'hôte à divers stress biotiques et abiotiques (Johnson et al., 2014). Il protège aussi les plantes contre certains éléments toxiques (Gill et al., 2016). Ce champignon possède la capacité de croître en culture axénique et en présence de fortes concentrations en carbonate de calcium (Basu et al., 2016). La présente étude vise à analyser l'effet de *P. indica* sur la croissance du poireau (*Allium porrum* L.) dans un substrat calcaire.

Le poireau a été cultivé dans un substrat composé de tourbe et de vermiculite en proportions 1/1 et contenant diverses concentrations de carbonate de calcium, allant de 0 à 10% (p/p). Nous avons réalisé le repiquage du champignon en milieu solide (CM+agar) et en milieu liquide. La croissance du champignon a été observée pendant 3 à 4 semaines. Il croît de manière concentrique dans les boîtes de pétri et se développe également en milieu liquide, en produisant un mycélium d'aspect blanchâtre. On a pu constater que le champignon croît beaucoup plus vite en milieu agité qu'en milieu stationnaire.

Pour les expériences réalisées sur poireau, l'inoculum fongique a été préparé à l'obscurité et à une température de 25°C, en milieu liquide placé sur un agitateur rotatif ajusté à une vitesse de 100 révolutions par minute. L'inoculation a eu lieu deux semaines après le semis. L'expérience a été réalisée dans une serre de la Faculté de foresterie, de géographie et de géomatique (FFGG) de l'Université Laval. Nous avons divisé le champ expérimental en deux parties en réalisant une expérience en split plot (parcelles divisées) ou l'inoculation à deux niveaux (inoculé, non inoculé) a été considérée comme parcelle principale et la concentration de carbonate de calcium à 4 niveaux [0, 1, 5 et 10% (p/p)] a été placée en sous parcelle. L'expérience a comporté six répétitions et 8 traitements pour un total de 48 unités expérimentales. La fertilisation a été réalisée une fois par semaine à

Résumé

l'aide d'une solution de Hoagland pauvre en phosphore, à raison de 21 ml de solution par pot. On a pu observer la croissance des plantes et prendre des données tout au long de la conduite de l'expérience

La hauteur des plantes a été mesurée 2, 3, 4 et 8 semaines après l'inoculation. Jusqu'à 4 semaines après l'inoculation, les plantes cultivées à 0% (p/p), présentent une hauteur significativement différente de celles qui ne sont pas inoculées en utilisant un test de Tukey ($P < 0.05$). Par contre, 8 semaines après l'inoculation, on n'a pas observé d'effet évident du champignon sur la croissance du poireau.

Mots clés : *Piriformospora indica*, Croissance, inoculation, dose de carbonate de calcium, Poireau, substrat calcaire, colonisation racinaire, Symbiose, nutrition minérale, stress biotique et abiotique.

Table des matières

TABLE DES MATIERES

DEDICACES	iv
REMERCIEMENTS.....	v
RESUME	vi
TABLE DES MATIERES	viii
LISTE DES FIGURES	xi
LISTE DES TABLEAUX.....	xii
I. INTRODUCTION	1
1.1. Problématique.....	1
1.2. Objectif de l'étude.....	2
1.2.1. Objectif principal	2
1.2.2. Objectifs spécifiques.....	2
1.3. Hypothèse.....	2
1.4. Intérêt de l'étude.....	2
II. REVUE DE LITTERATURE.....	4
2.1. Généralités sur la symbiose mycorhizienne.....	4
2.1.1. Contributions des partenaires.....	4
2.1.2. Importance de la symbiose mycorhizienne.....	4
2.1.3. Facteurs qui influencent la symbiose mycorhizienne dans le sol	5
2.1.3.1. Conditions édaphiques.....	5
2.1.3.2. Pratiques culturales.....	5
2.1.4. Principaux types de Mycorhizes	5
2.1.4.1. Les ectomycorhizes	6

Table des matières

2.1.4.2. Les mycorhizes à arbuscules	6
2.1.5. Définition du champignon endophyte.....	7
2.2. Classification de <i>P. indica</i>	8
2.3. Historité de <i>P. indica</i>	8
2.4. Biologie de <i>P. indica</i>	9
2.5. Caractéristiques morphologiques	9
2.5.1. Hyphes	9
2.5.2. Mycélium	9
2.5.3. Chlamydospores.....	9
2.6. Rôle de <i>P.indica</i> dans l'alimentation minérale des plantes	10
2.6.1. Acquisition du phosphore	10
2.6.2. Mobilisation des microéléments	11
2.7. Rôle de tolérance au stress biotique et abiotique	11
2.7.1. Stress biotique.....	11
2.7.2. Stress abiotique	12
2.8. Synergie de <i>P. indica</i> avec d'autres microorganismes.....	13
III. MATERIELS ET METHODES	15
3.1. Cadre physique de l'étude	15
3.2. Préparation du substrat.....	15
3.3. Matériel végétal.....	15
3.4. Traitement et dispositif expérimental.....	16
3.5. Culture de <i>P. indica</i>	16
3.6. Conduite de l'expérience.....	18

Table des matières

3.6.1. Semis.....	18
3.6.2. Production de l'inoculum.....	19
3.6.3. Préparation de l'inoculum.....	19
3.6.4. Inoculation des plants de poireau.....	20
3.7. Variables étudiées et moyens de collecte les données	20
3.7.1. Hauteur des plantes	20
3.7.2. Taux de colonisation racinaire	20
3.7.3. Biomasse sèche de la partie aérienne.....	21
3.8. Analyse statistique.....	21
IV. RESULTATS ET DISCUSSION	22
4.1. Hauteur des plantes	22
4.2. Taux de colonisation racinaire	24
4.3. Biomasse sèche de la partie aérienne.....	25
V. CONCLUSION	28
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	29

Liste des figures

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Schéma montrant la différence entre les ectomycorhises et les endomycorhises	7
Figure 2. Croissance de <i>P. indica</i> en milieu solide et en milieu liquide.....	17
Figure 3. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 2 semaines après l'inoculation.....	22
Figure 4. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 3 semaines après l'inoculation.....	23
Figure 5. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 4 semaines après l'inoculation.....	23
Figure 6. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 8 semaines après l'inoculation.....	24
Figure 7. Taux de colonisation des plantes inoculées en fonction des doses de carbonate de Calcium	25
Figure 8. Colonisation des racines par <i>P. indica</i>	25
Figure 9. Biomasse sèche de la partie aérienne des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium.....	26

Liste des tableaux

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 Classification de <i>Piriformospora indica</i>	8
Tableau 2 Maladies de certaines plantes contrôlées en raison de la colonisation des racines par <i>P. indica</i>	12
Tableau 3 .Tolérance au stress abiotique de certaines plantes colonisées par <i>P. indica</i> ...	13
Tableau 4. Préparation pour 1 litre de solution de sels	16
Tableau 5 Préparation pour 1 litre de solution de micro éléments	16
Tableau 6. Solution de Hoagland : macro éléments	18
Tableau 7. Préparation pour un (1) litre d'éléments trace	18
Tableau 8. Préparation pour un (1) litre de FeEDTA	19
Tableau 9. Analyse des effets fixes.....	26

Introduction

I. INTRODUCTION

1.1. Problématique

En Haïti, l'agriculture représente plus de 21% du PIB et constitue la principale source d'activité génératrice d'emplois et de revenus (IHSI, 2015). Cependant, la dégradation des sols à l'échelle du pays limite la productivité des cultures. Cette dégradation accélérée des sols est due à l'érosion et à la forte pression démographique exercée sur les ressources naturelles. Les sols qui prédominent sont majoritairement des sols calcaires et sont issus des roches sédimentaires. Ils couvrent environ 80 % de l'ensemble du territoire, le reste étant constitué de matériaux d'origine volcanique (Bellande, 2009). Dans les conditions de sol calcaire, les plantes ont du mal à puiser les éléments nutritifs dont elles ont besoin pour assurer leur croissance et leur développement. Le calcaire bloque l'assimilation du fer et de certains autres éléments nutritifs. Cela entraîne la chlorose des feuilles qui limite l'activité photosynthétique et réduit ainsi le rendement. Le calcaire rend également insoluble les composés phosphatés dans le sol. La nutrition minérale de la plante s'en trouve ainsi entravée. Les carences qui en résultent représentent une contrainte à la production agricole.

La symbiose mycorhizienne peut être exploitée pour améliorer le rendement des cultures dans les conditions de sol en Haïti. Elle peut contribuer à pallier les problèmes de carence en éléments nutritifs observés chez les plantes cultivées.

De nombreuses recherches effectuées sur les mycorhizes montrent l'importance de la symbiose mycorhizienne pour la nutrition minérale des plantes et pour la protection contre certains facteurs biotiques et abiotiques (Duponnois et al., 2012). En effet, cette symbiose contribue à la croissance et à la protection de la plante contre divers facteurs environnementaux. Les champignons mycorhiziens améliorent la qualité du sol en favorisant la diversité de sa microflore. De plus, ils jouent un rôle important dans le processus d'agrégation des particules de sol en stimulant l'activité microbienne. Ils contribuent à améliorer la stabilité des écosystèmes (Duponnois et al., 2012).

Introduction

En dépit des travaux réalisés sur la mycorhization en Haïti, l'importance de la symbiose mycorhizienne reste encore mal connue par les agriculteurs. La présente étude a pour but d'analyser l'effet du champignon endophyte *Piriformospora indica* sur la croissance du poireau (*Allium porrum* L.) dans un substrat calcaire. Ce champignon est facilement cultivé en milieu de culture et croît sur des milieux artificiels. Cette étude vise à apporter une contribution aux différents travaux effectués en Haïti sur la symbiose mycorhizienne.

Cette étude s'avère importante pour les agriculteurs dans la mesure où elle pourrait contribuer à améliorer les conditions de sol en Haïti

Le présent document comprend l'hypothèse de recherche, les objectifs, la revue de littérature, les matériels et méthodes, les résultats et discussion et enfin une conclusion.

1.2.Objectif de l'étude

1.2.1. Objectif principal

Le travail consiste à analyser l'effet du biofertilisant *Piriformospora indica* sur la croissance du poireau (*Allium porrum*, L.) dans un substrat calcaire.

1.2.2. Objectifs spécifiques

De manière spécifique, le travail consiste à :

- Etudier les caractéristiques du *Piriformospora indica*
- Faire pousser le champignon en milieu solide et en milieu liquide
- Réaliser un test d'inoculation sur le poireau
- Mesurer des paramètres de croissance des plantes et prélever des échantillons de racines en vue de déterminer le taux de colonisation racinaire

1.3.Hypothèse

Dans le cadre de ce travail de recherche, on admet que le *Piriformospora indica* a la capacité de promouvoir la croissance du poireau (*Allium porrum* L.) dans un substrat calcaire.

1.4.Intérêt de l'étude

De nombreuses études effectuées dans le monde montrent l'importance des champignons mycorhiziens dans l'agriculture. *Piriformospora indica* pourrait contribuer à améliorer le

Introduction

rendement des cultures en Haïti. La présente étude a pour intérêt de contribuer à renforcer les différents travaux réalisés sur la mycorhization en Haïti en vue de palier les problèmes de fertilité et de dégradation des sols à l'échelle du pays.

II. REVUE DE LITTERATURE

2.1. Généralités sur la symbiose mycorhizienne

2.1.1. Contributions des partenaires

La symbiose mycorhizienne se définit comme étant une association à long terme basée sur des échanges réciproques entre les racines des végétaux et certains champignons du sol (Duponnois et al., 2012). Certaines espèces végétales ne peuvent croître qu'en présence de leur symbiote fongique. Cependant, la symbiose mycorhizienne est rarement observée chez certaines familles de plantes comme les cruciféracées et les chénopodiacées.

Les champignons ayant la capacité de s'associer aux racines des plantes pour former cette symbiose sont connus sous le nom de champignons mycorhiziens et l'organe formé entre les deux partenaires au cours de cette association symbiotique porte le nom de mycorhize (Plenchette, 2005). Il s'agit d'une relation mutuellement bénéfique grâce à laquelle chaque partenaire optimise son développement. Le champignon tire des végétaux une partie des substances carbonées formées au cours de la photosynthèse et utilise ces substances pour son métabolisme (Peter et al., 2013). Le carbone organique obtenu de la plante permet aussi au champignon de synthétiser et d'excréter dans le sol des molécules comme la glomaline qui procurent au sol une meilleure structure et une teneur plus élevée en matière organique (Duponnois et al., 2012). Le champignon, de son côté, améliore la nutrition hydrique et minérale de la plante hôte car ses hyphes sont capables d'explorer un volume de sol plus important que le volume exploré par les racines.

2.1.2. Importance de la symbiose mycorhizienne

La symbiose mycorhizienne favorise une meilleure utilisation de l'eau par la plante en raison du volume de sol exploré par les hyphes extra racinaires (Duponnois et al., 2013). Au cours de cette symbiose, les plantes développent une certaine résistance contre les attaques de certains agents pathogènes (Garbaye, 2013)

La symbiose mycorhizienne contribue à améliorer le transport des éléments minéraux nutritifs peu mobiles dans le sol comme le phosphore vers la plante hôte (Duponnois et

al., 2013). Cet élément peut être immobilisé par le calcium, le fer et l'aluminium en fonction du pH du sol. (Duponnois et al., 2013)

Au cours de cette symbiose, le champignon forme dans le sol un mycélium extramatriciel ayant la capacité d'occuper un volume de sol supérieur à celui occupé par le système racinaire des plantes et de mobiliser des éléments nutritifs à partir des minéraux primaires favorisant ainsi la nutrition phosphatée des plantes. (Duponnois et al., 2012).

La symbiose mycorhizienne joue un rôle important dans l'évolution des écosystèmes dans le temps et dans l'espace. Grâce au réseau mycélien formé dans le sol, plusieurs espèces végétales peuvent coexister et les champignons mycorhiziens contribuent à améliorer la productivité et la biodiversité végétales au niveau de ces écosystèmes. (Duponnois et al., 2013). La symbiose mycorhizienne intervient dans la minéralisation de la matière organique du sol (Duponnois et al., 2013).

2.1.3. Facteurs qui influencent la symbiose mycorhizienne dans le sol

2.1.3.1. Conditions édaphiques

Les éléments édaphiques qui influent sur la symbiose mycorhizienne du sol sont le pH, l'humidité, la température et l'aération. C'est le pH qui gouverne l'assimilabilité des éléments dans le sol. Certains champignons tolèrent un pH se situant aux alentours de la neutralité et d'autres préfèrent un pH acide pour la germination de leurs spores.

2.1.3.2. Pratiques culturales

L'agriculture moderne utilise des intrants chimiques pour maximiser le rendement des cultures. Ces pratiques finissent par avoir un impact négatif sur la flore microbienne et diminuent du même coup le potentiel mycorhizogène des sols.

2.1.4. Principaux types de mycorhizes

En conditions naturelles, on distingue plusieurs types de mycorhizes selon les espèces végétales et les écosystèmes. Mais on se propose dans le cadre de notre travail d'établir la différence entre les deux principaux types.

2.1.4.1. Les ectomycorhizes

Ce sont des champignons qui colonisent les racines de l'hôte de façon intercellulaire et forment un manchon fongique au niveau des racines. Ces champignons ne pénètrent pas à l'intérieur des cellules de la plante hôte mais les hyphes pénètrent dans la racine et se développent entre les cellules épidermiques de l'hôte en formant autour des cellules corticales, un système complexe qu'on appelle le réseau de Hartig (Fig. 1). Ces types de symbiotes peuvent généralement être cultivés de façon axénique (Duponnois et al., 2013). Généralement présent dans les zones forestières des régions tempérées, méditerranéennes et boréales, ce type de symbiose se retrouve principalement chez les dicotylédones (Golotte et al., 2002)

2.1.4.2. Les mycorhizes à arbuscules

Les mycorhizes à arbuscules représentent la forme de symbiose la plus répandue. Ces champignons colonisent les racines de l'hôte de façon intracellulaire (Figure 1). Contrairement aux champignons ectomycorhiziens, ces champignons ne forment pas de manchon fongique autour des racines. Au début de la colonisation, la structure qui favorise la pénétration du champignon dans la plante hôte est l'appressorium. Les hyphes ont la possibilité de pénétrer à l'intérieur des cellules de l'hôte en formant des structures appelées arbuscules ou vésicules ou hyphes spiralés (Grandcourt, 2003). Au moment de la colonisation des racines, les vacuoles des cellules racinaires diminuent de volume contrairement au cytosol dont le volume reste stable. Les arbuscules se forment par ramification répétée des hyphes. Ces champignons forment des hyphes extra racinaires et ces hyphes sont considérés comme étant une extension des racines (Garbaye, 2013). Ces hyphes extra racinaires explorent le sol et constituent ce qu'on appelle la phase extra matricielle. Cette association est présente chez plus de 80% des plantes terrestres (Sahraoui, 2013).

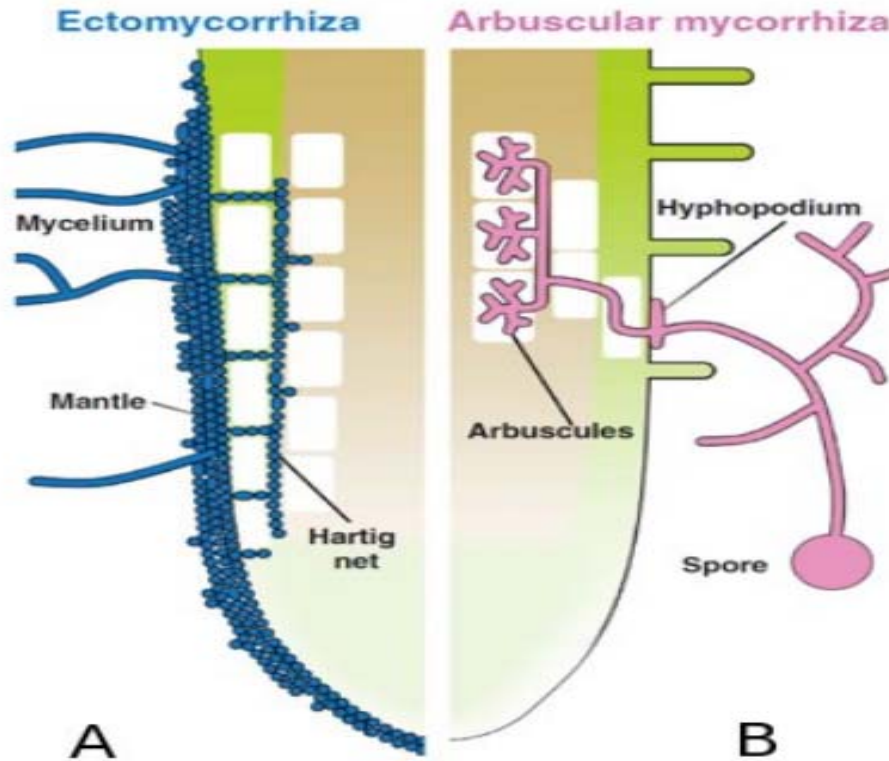


Figure 1. Schéma montrant la différence entre les ectomycorhises et les endomycorhises

Adapté de (Malbreil, 2014)

2.1.5. Définition du champignon endophyte

Les champignons endophytes se définissent comme étant des organismes qui colonisent asymptomatiquement les tissus internes de leurs hôtes. Autrement dit, ce sont des organismes qui, ont la capacité de coloniser les organes internes de leurs hôtes sans causer le moindre préjudice. Ce type de relation symbiotique existe depuis l'émergence des plantes vasculaires datant de 400 millions d'années environ (Duponnois et al., 2013). Ces champignons sont présents dans tous les écosystèmes terrestres.

2.2. Classification de *P. indica*

Piriformospora indica est un champignon basidiomycète endophyte appartenant à la classe des agaricomycètes et à l'ordre des Sebacinales. La classification de *P. indica* a été détaillée dans le tableau suivant :

Tableau 1 Classification de *Piriformospora indica*

Règne	Champignon
Division	Basidiomycète
Classe	Agaricomycète
Ordre	Sébacinales
Famille	Sebacinaceae
Genre	Piriformospora
Espèce	<i>Serendipita indica</i> (Rabiey et al., 2017)

2.3. Historité de *P. indica*

Piriformospora indica (Synonyme: *Serendipita indica*) a été isolé dans le désert de Thar en Inde par le professeur Ajit Varma où il était associé à un grand nombre de xérophytes comme *Prosopis juliflora* et *Zizyphus numularia* (Gosal et al., 2013). Le nom de *P. indica* a été donné à ce champignon en raison des caractéristiques de ses spores en forme de poire. *Piriformospora indica* est un champignon basidiomycète endophyte qui entretient des relations symbiotiques avec une large gamme de plantes, améliorant la nutrition minérale (Johnson, Alex, & Oelmüller, 2014) et accroissant la résistance des plantes aux stress biotiques et abiotiques (Johnson et al., 2014). Il protège aussi les plantes contre la toxicité de certains éléments.

2.4. Biologie de *P. indica*

Ce champignon colonise les racines des plantes de façon intracellulaire et forme des hyphes extraracinaires. Ces derniers permettent aux plantes d'avoir accès à des éléments qui, sans la présence de ce champignon, seraient inaccessibles. *Piriformospora indica* croît sur différents types de milieu de culture (solide et liquide). Il produit des spores asexuées appelées chlamydospores qui résultent du renflement des parties terminales des hyphes. Ce champignon peut être cultivé axéniquement et dans des milieux contenant de fortes concentrations en carbonate de calcium (Basu et al. 2016).

2.5. Caractéristiques morphologiques

2.5.1. Hyphes

Chez le *Piriformospora indica*, les hyphes sont à paroi mince et non pigmentée. Les dimensions des hyphes varient en fonction des conditions de culture. Le diamètre des hyphes est compris entre 0,6 μm à 3,5 μm quand il est cultivé dans des milieux complexes (Kost & Rexer, 2013). Les hyphes sont régulièrement septés mais le nombre de noyaux par cellule n'est pas fixe. D'une façon générale, le nombre de noyaux est compris entre 2 à 6 par cellule (Kost & Rexer, 2013). Parfois, les hyphes sont reliés entre eux par plusieurs anastomoses.

2.5.2. Mycélium

Piriformospora indica peut être cultivé sur plusieurs types de milieux (Kost & Rexer, 2013). La forme du mycélium varie en fonction de la composition des nutriments du milieu de culture et des conditions de culture (milieu solide ou liquide). En milieu solide, le mycélium croît de manière concentrique et recouvre de façon homogène le milieu gélosé (Kost & Rexer, 2013).

2.5.3. Chlamydospores

Les spores retrouvées chez le *P. indica* sont des chlamydospores. Ces dernières résultent de la différenciation des hyphes. Elles sont formées par un renflement des parties terminales des hyphes. Les spores ont la forme d'une poire. La taille des chlamydospores est comprise entre 14 μm à 25 μm de longueur et de 9 μm à 17 μm de largeur (Kost & Rexer, 2013). Au point de formation des chlamydospores, les hyphes

sont irrégulièrement gonflés (Kost & Rexer, 2013). Le nombre de noyaux généralement retrouvés au niveau des chlamydospores est compris entre 8-25 (Kost & Rexer, 2013). Au moment de la germination, les chlamydospores forment un tube de germination donnant naissance à des hyphes (Kost & Rexer, 2013).

2.6. Rôle de *P.indica* dans la nutrition minérale des plantes

Du point de vue quantitatif, on regroupe les éléments nécessaires à la croissance végétale en deux catégories : les macroéléments et les microéléments. Certains éléments peuvent être complexés par d'autres : par exemple, le calcium peut entraîner une précipitation du phosphore dans les sols alcalins. En plus des interactions entre les éléments, il y a aussi toute une gamme de microorganismes au niveau de la rhizosphère qui peuvent entrer en compétition avec les plantes pour les éléments nutritifs. La plante doit puiser les éléments nutritifs dans le sol pour assurer sa croissance (Unnikumar et al., 2013). *Piriformospora indica* joue un rôle important dans le transport, dans la mobilisation et dans la translocation des éléments minéraux tout en favorisant l'assimilation de ces éléments par les plantes (Unnikumar et al., 2013).

2.6.1. Acquisition du phosphore

Le phosphore représente l'un des éléments majeurs pour la plante. Il est indispensable aux cellules vivantes vu qu'on le retrouve dans l'ADN, dans l'ARN, dans l'ATP et dans les phospholipides. En cas de carence au niveau de la zone rhizosphérique, les plantes arrivent à absorber près de 90 % du phosphore dont elles ont besoin grâce aux champignons mycorhiziens arbusculaires (CMA) (Oehl et al., 2011). Il représente environ 0,5% du poids sec de la cellule végétale et joue de nombreux rôles dans la régulation, la structure et le transfert d'énergie (Johnson et al., 2014). Les plantes ne peuvent pas accéder directement au phosphore présent dans le sol car il est souvent complexé par d'autres éléments.

L'acquisition du phosphore par les plantes peut s'effectuer par absorption directe, ainsi que par absorption indirecte grâce à la symbiose avec les champignons mycorhiziens (Johnson et al., 2014). *P. indica* a la capacité de mobiliser le phosphore au-delà du système racinaire de la plante et assure sa translocation vers la plante hôte par l'intermédiaire des hyphes extra radiculaires (Kumar et al., 2011). Ces hyphes ont la

capacité d'altérer les formes complexes de phosphore et de le rendre disponible pour les plantes (Varma et al, 2012). *Piriformospora indica* est capable de sécréter des phosphatases, enzymes qui solubilisent les phosphates complexés par des acides humiques et les rend disponibles à la plante hôte (Oelmüller et al., 2009). Yadav et al. (2010) ont révélé que le rôle de *P. indica* dans le transport du phosphore est dû à un gène nommé *PiPT* (*P. indica*-phosphate transporter) retrouvé au niveau des hyphes extra racinaires. Les hyphes extra-radiculaires représentent donc le site initial de l'absorption de phosphate dans le sol.

2.6.2. Mobilisation des microéléments

Les microéléments participent à la nutrition des plantes bien qu'ils soient nécessaires en très faibles quantités. La majorité des micro éléments jouent un rôle important dans la photosynthèse, dans la constitution des enzymes, dans la formation des chlorophylles et d'autres molécules essentielles à la vie végétale. Les éléments comme le fer, le bore, le cuivre, le zinc, le molybdène, le manganèse et le chlore constituent les principaux micronutriments essentiels pour la croissance et le développement des cultures. Ils jouent également un rôle de cofacteurs pour plusieurs enzymes impliquées dans le système de transfert des électrons (Johnson et al., 2014). *P. indica* a la capacité d'extraire, de mobiliser et de transporter les micronutriments du sol et de les rendre disponibles pour les plantes (Johnson et al., 2014). *Piriformospora indica* joue également un rôle de protection pour la plante contre la toxicité de ces éléments (Gill et al, 2016).

2.7. Rôle de tolérance au stress biotique et abiotique

2.7.1. Stress biotique

Piriformospora indica améliore la croissance des plantes tout en leur conférant une certaine protection contre un grand nombre de facteurs de stress biotiques tels que les champignons pathogènes, les bactéries et les virus (Johnson et al., 2014). *P. indica* contribue à stimuler les défenses naturelles des plantes contre les agents phytopathogènes du sol (Gill et al., 2016). Ce champignon joue un rôle important dans la bioprotection des plantes (Johnson et al., 2014). *P. indica* augmente la résistance de l'orge contre la pourriture des racines causée par *Rhizoctonia solani*. Ce champignon accroît la résistance d'*Arabidopsis* contre les champignons pathogènes foliaires comme *Golovinomyces*

Révue de littérature

orontii qui est responsable de la maladie du mildiou (Gill et al., 2016). (Johnson et al., (2014) ont révélé que *P indica* accroît la résistance du maïs contre le parasite racinaire *Fusarium verticillioides* (Tableau 2).

Tableau 2 Maladies de certaines plantes contrôlées en raison de la colonisation des racines par *P. indica*

<i>Maladies</i>	<i>Pathogènes</i>	<i>Plantes</i>
1.-Mildiou pulvérulent	<i>Blumeria graminis f.sp. hordei</i>	Orge
2.- Pourriture des racines de Fusarium	<i>Fusarium graminearum</i>	Orge
3.- Mosaique de feuilles jaunes	Pepino mosaic virus	Tomate
4.- Rhizoctonia pourriture des racines	<i>Rhizoctonia solani</i>	Orge
5.- Maladies des racines	<i>Fusarium verticillioides</i>	Maïs
6.-Mildiou	<i>Golovinomyces orontii</i>	<i>Arabidopsis</i>

Adapté de (Johnson et al., 2014)

2.7.2. Stress abiotique

Les facteurs abiotiques les plus fréquents qui entravent la croissance, le développement et la productivité des plantes cultivées sont la salinité et la sécheresse du sol.

La salinité est due à la présence des ions Na^+ et Cl^- dans le sol. Ces ions finissent par réduire la disponibilité, la mobilité et la translocation des ions comme Ca^{2+} et K^+ dans les parties en croissance de la plante, affectant ainsi la qualité des organes végétatifs et reproductifs (Johnson et al., 2014).

En cas de sécheresse, les plantes ont tendance à fermer leurs stomates et cette réponse de la plante à la sécheresse influe sur la capacité photosynthétique de la plante et entraîne du

Révue de littérature

même coup une répression de la croissance (Tanha et al., 2014). (Johnson et al., 2014) ont révélé que *P. indica* survivait à une concentration en sel de 200-400 mM sous conditions de culture in vitro. Mais la croissance du champignon est inhibée à une concentration en sel de 438 mM (Varma et al., 2012). *P. indica* améliore la croissance de certaines graminées comme le riz le blé, l'orge à une concentration en sel comprise entre 100 mM à 300 mM Ce champignon favorise également une meilleure germination des graines de légumes comme le chou, l'endive, le radis et l'oignon (Tableau 3)

Tableau 3 .Tolérance au stress abiotique de certaines plantes colonisées par *P. indica*

Plantes	Stress abiotique
Orge	NaCl (300 mM)
Blé	NaCl (300 mM)
Riz	NaCl (300 mM)
<i>Arabidopsis</i>	Sécheresse
Légumes	Faible température (inférieure à 4°C)
Orge	NaCl (300 mM)
Chou	Sècheresse

Adapté de (Johnson et al., 2014)

2.8. Synergie de *P. indica* avec d'autres microorganismes

Piriformospora indica interagit avec d'autres micro-organismes pour améliorer la protection des plantes contre les stress environnementaux (Gill et al., 2016). Ce champignon interagit avec un groupe diversifié de micro-organismes du sol dont *Sebacina vermifera*, *Pseudomonas fluorescens*. *P. indica* interagit également avec certains champignons de la classe des glomeromycota tels que les Glomerales, les Diversisporales ainsi que les Archeosporales (Gill et al., 2016). *P.indica* accroît la résistance de l'orge contre le fusarium. Chez la tomate, *P. indica* interagit avec le virus

Révue de littérature

de la mosaïque du pépino et réduit à 30% la gravité de la maladie causée par *Verticillium dahliae* (Gill et al., 2016).

III. MATÉRIELS ET MÉTHODES

3.1. Cadre physique de l'étude

L'expérience a été conduite dans une serre de la Faculté de foresterie, de géographie et de géomatique (FFGG) au pavillon Abitibi Price de l'Université Laval. Les conditions de température sont de l'ordre de 25 degrés Celsius avec 70% d'humidité et une photopériode jour/ nuit de 16/8. Dans le cadre de cette expérience, on a divisé le champ expérimental en deux parties : une partie a été inoculée et l'autre non inoculée.

3.2. Préparation du substrat

La préparation du substrat a été faite d'un mélange de tourbe et de vermiculite en proportions égales. Ce substrat a été choisi pour faciliter la récolte de la partie racinaire en vue de mesurer le taux de colonisation par *P. indica*. Pour mélanger de façon uniforme les deux composantes, un malaxeur a été utilisé, puis 3.9 g de chaux agricole (provenant de la coopération du Québec/ Seigneur Saint- Agapit) ont été ajoutés par litre de tourbe. Ces constituants ont été mélangés pendant 45 minutes avant d'être laissés au repos.

Le lendemain, le pH obtenu était de l'ordre de 6,2. De la chaux a été ensuite ajoutée à 0.1 g de substrat et un peu d'eau. Le mélange a été mis en agitation pendant 30 minutes. Le jour suivant, le pH obtenu était de l'ordre de 7.5. Le substrat utilisé pour l'expérience a été divisé en 4 parties dans lesquelles des concentrations de carbonate de calcium ont été ajoutées : 1) 0 g de carbonate de calcium par kg de substrat (0% (p/p)) ; 10 g de carbonate de calcium de calcium par kg de substrat (1% (p/p)) ; 3) 50 g par kg de substrat et 4) 100 g par kg de substrat (10% (p/p)). Après ajout de carbonate de calcium, les pH des substrats étaient respectivement de 7,5 ; 7,8 ; 8,0 ; et 8,4. Après la préparation du substrat, 48 pots ont été remplis et chacun a été considéré comme une unité expérimentale.

3.3. Matériel végétal

L'expérience a fait appel au poireau (*Allium porrum* L.) comme plante hôte. C'est une plante qui est facilement cultivée et on peut facilement prélever ses racines. De plus, sa croissance est très dépendante de la mycorhization.

Matériels et Méthodes

3.4. Traitement et dispositif expérimental

Il s'agit d'une expérience en split plot (Parcelles divisées) à deux facteurs où l'inoculation à 2 niveaux (inoculé, non inoculé) a été considérée comme parcelle principale et le carbonate de calcium a à 4 niveaux [0, 1,5 et 10% (p/p)] a été placé en sous parcelle. Ce qui donne un total de 8 traitements et l'expérience a été répétée 6 fois pour évaluer l'erreur expérimentale et l'exactitude. Le nombre d'unités expérimentales était de 48 pots dont 24 ont été inoculés et les autres non inoculés.

3.5. Culture de *P. indica*

Dans le cadre de cette expérience, on a fait pousser le champignon sur un milieu CM (Complex Medium). Ce dernier est composé de 50 ml de solution de sels (Tableau 4), de 20 g de glucose, de 2 g de peptone, d'un g d'extrait de levure, d'un g de Casamino acids et de 1 ml de micro éléments (Tableau 5) par litre de solution.

Tableau 4. Préparation pour 1 litre de solution de sels

Substance	Quantité (g)
NaNO ₃	120
KCl	10,4
MgSO ₄ *7H ₂ O	10,4
KH ₂ PO ₄	30,4

Tableau 5 Préparation pour 1 litre de solution de micro éléments

Substance	Quantité (g)
MnCl ₂ *4H ₂ O	6
H ₃ BO ₃	1.5
ZnSO ₄ *7H ₂ O	2,65

Matériels et Méthodes

KI	0,75
Na ₂ MoO ₄ *2H ₂ O	0,0024
CuSO ₄ *5H ₂ O	0.13

Pour préparer le milieu solide (CM+agar), on a ajouté 15 g d'agar-agar et la stérilisation a été effectuée à **121 degrés Celsius** pendant 20 min. Après la stérilisation, on a versé le milieu dans les boîtes de pétri et ces dernières ont été conservées à une température de **25 degrés Celsius**. En milieu solide, le mycélium du champignon croît de manière concentrique dans les boîtes de pétri et en milieu liquide, le champignon produit un mycélium d'aspect blanchâtre (Fig. 3.)



A : Croissance *P. indica* en milieu solide
liquide



B : Croissance de *P. indica* en milieu
liquide

Figure 2. Croissance de *P. indica* en milieu solide et en milieu liquide

Matériels et Méthodes

3.6. Conduite de l'expérience

3.6.1. Semis

Le semis a été réalisé le 06 Février 2017 et il a consisté en la mise en place de 6 graines par poquet. On a réalisé 3 poquets par pots et après la levée, le démariage a été effectué pour garder une plante par poquet, soit un total de 3 plantes par pot. Les plantes ont été arrosées tous les 3 jours. Une solution de Hoagland pauvre en phosphore a été utilisée chaque semaine. Cette solution est composée de macro éléments, d'éléments de trace et de FeEDTA (Tableaux 6, 7 et 8).

Tableau 6. Solution de Hoagland : macro éléments

Substance	mol/l final		Concentration finale	[100 X] g/l
Ca(NO₃)* 4H₂O	0,007	236,1	1,6527	165,27
KNO₃	0,005	101,1	0,5055	50,55
KH₂PO₄	0,0002	136,1	0,02722	2,722
MgSO₄	0,002	246,5	0,493	49,3

Tableau 7. Préparation pour un (1) litre d'éléments trace

Substance	Quantité (g)
H ₃ BO ₃	2,8
MnCl ₂ .4H ₂ O	1,8
ZnSO ₄ .7H ₂ O	0,2
CuSO ₄ .5H ₂ O	0,1
NaMoO ₄	0,025

Matériels et Méthodes

Tableau 8. Préparation pour un (1) litre de FeEDTA

Substance	Quantité (g)
EDTA .2Na	10,4
FeSO ₄ .7H ₂ O	7,8
KOH	56,1

3.6.2. Production de l'inoculum

Une culture pure de *Piriformospora indica* (obtenue de Dr. Alga Zuccaro, Université de Cologne) a été utilisée pour ensemercer le milieu solide et la nouvelle culture ainsi obtenue a été utilisée à son tour pour ensemercer le milieu liquide. L'incubation en milieu solide a été réalisée à une température de 25 degrés Celsius et celle en milieu liquide a été réalisée à l'obscurité, à une température de 22 degrés Celsius, avec agitation sur un agitateur rotatif ajusté à une vitesse de 100 révolutions par minute pendant 3 à 4 semaines.

3.6.3. Préparation de l'inoculum

Pour la préparation de l'inoculum, nous avons utilisé une cuillère stérilisée, un contenant pour broyer le mycélium, un tamis, un contenant pour récupérer le milieu de culture et un contenant stérile pour mettre la suspension fongique. Des tubes de 50 ml ont été préalablement préparés dans lesquels 27ml d'eau stérile ont été versés. En dessous d'une hotte biologique, le milieu de croissance a été versé dans le tamis placé sur le contenant pour récupérer le milieu de culture. Pour enlever l'excès de nutriments, le mycélium a été nettoyé avec de l'eau stérile et les mycelia ainsi obtenus ont été transférés dans le récipient pour broyer. Le broyage a été effectué pendant 5 secondes, puis on a ajouté de l'eau stérile et on a mesuré la quantité d'eau utilisée pour broyer le mycélium. La suspension ainsi obtenue a été transférée dans le contenant stérile, puis une quantité d'eau stérile a été versée pour compléter le volume à 200 ml. Ce volume a été utilisé pour préparer la dilution 1 ; 10 (3 ml de suspension dans 27 ml et cette dilution a été incubée à

Matériels et Méthodes

une température de 25 degrés Celsius. Les 197 ml restants ont été utilisés le même jour pour inoculer les plants de poireau.

Le lendemain, des dilutions sérielles ont été préparées dans de l'eau stérile, puis étalées à la surface d'un milieu solide. Après 4 jours d'incubation à 25°C, une dilution appropriée a été choisie pour énumérer les propagules et ainsi estimer la densité de propagules présentes dans l'inoculum. Le nombre de propagules obtenu était de $125 \cdot 10^3$. Le coefficient généralement acceptable est compris entre 1 et 10. Donc, le nombre de propagules qu'on avait utilisé était de $1.25 \cdot 10^5$ par ml. Ce qui fait un total $2.5 \cdot 10^5$ propagules / ml de suspension par plante, soit une concentration de $7.5 \cdot 10^5$ propagules par pot.

3.6.4. Inoculation des plants de poireau

L'inoculation des plants de poireau a été effectuée 2 semaines après le semis en dégageant les racines situées près du collet et en y versant 1 ml de suspension fongique. Les racines ont ensuite été recouvertes avec le substrat, puis 1 ml supplémentaire d'inoculum a été versé sur le substrat, près du collet de la plantule. Un agitateur magnétique à faible vitesse a été utilisé pour agiter le mélange au moment de l'inoculation. La récolte a été effectuée 8 semaines après l'inoculation.

3.7. Variables étudiées et moyens de collecte les données

Les variables mesurées et analysées ont compris la hauteur des plantes etc.

3.7.1. Hauteur des plantes

Les données collectées concernant la hauteur des plantes ont été effectuées 2, 3, 4 et 8 semaines après l'inoculation. La hauteur a été évaluée en centimètres (cm) et mesurée depuis le collet de la plante jusqu'au bourgeon terminal à l'aide d'une règle graduée.

3.7.2. Taux de colonisation racinaire

Quelques échantillons de racines ont été prélevés pour être colorés suivant la méthode de coloration racinaire décrite par Philips et Hayman et le taux de colonisation racinaire a été calculé à l'aide d'un microscope binoculaire. Nous avons fait l'observation dans une

Matériels et Méthodes

boite de pétrie quadrillée en 50 divisions en vue de déterminer la présence ou non des structures fongiques à l'intérieur des racines.

3.7.3. Biomasse sèche de la partie aérienne

La partie aérienne des plantes a été récoltée, séchée dans un four à 57 °C pendant 2 jours puis pesée. La biomasse sèche était évaluée en mg.

3.8. Analyse statistique

Les données ont été saisies sur Excel et analysées sur le logiciel SAS en utilisant un test de Tukey à $P < 0.05$.

IV. RESULTATS ET DISCUSSION

4.1. Hauteur des plantes

La hauteur des plantes a été mesurée à intervalles, soit 2, 3, 4 et 8 semaines après le semis. Pour ce qui est des trois premières périodes de mesure et sans ajout de carbonate de calcium, la hauteur des plantes inoculées a été significativement supérieure à celle des plantes non inoculées. Cependant aucune différence significative n'a été observée quant à la hauteur des plantes cultivées avec niveaux 1%, 5% et 10% (p/p) de carbonate de calcium (Fig. 3, 4 et 5). Par contre, 8 semaines après l'inoculation, aucune différence significative ne subsistait quant à la hauteur des plantes inoculées et non inoculées à 0% (p/p) de carbonate de calcium (Fig. 6). A tous les temps de mesure, le carbonate de calcium ajouté à 1, 5 10% (p/p) a retardé la croissance des plantules par rapport au traitement sans carbonate de calcium. Des études antérieures ont révélé que *Piriformospora indica* améliore la croissance végétale (Qiang et al 2012, Par contre les résultats de la présente étude n'ont pas montré une différence significative de croissance entre les plantes inoculées et les plantes non inoculées.

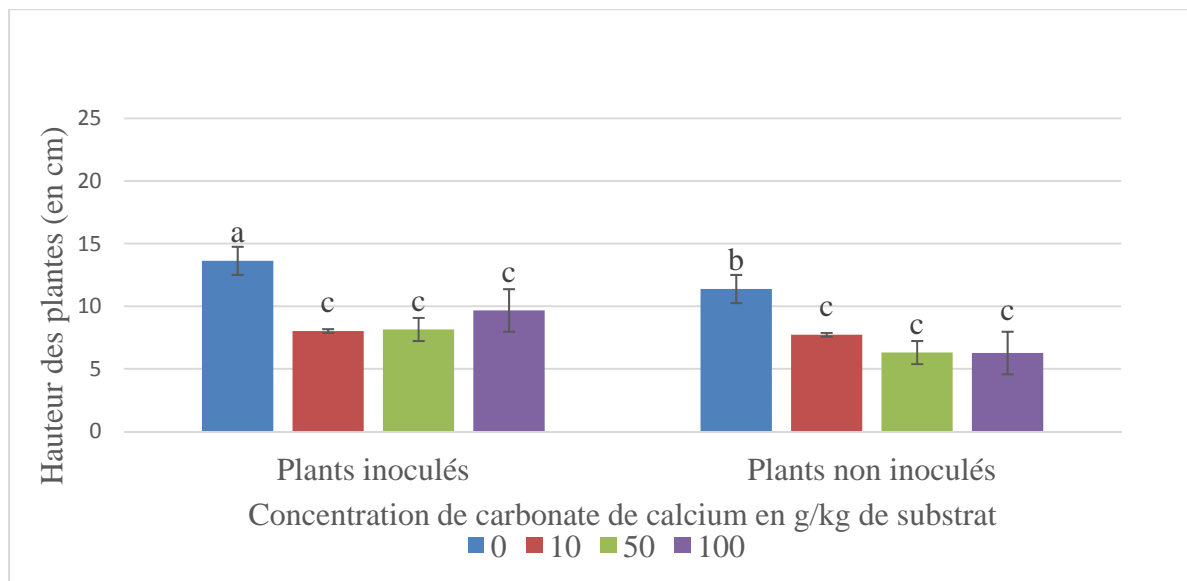


Figure 3. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 2 semaines après l'inoculation

Les valeurs fournies par les barres d'histogrammes surmontées de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différents d'après le test de Tukey ($P < 0.05$)

Résultats et discussion

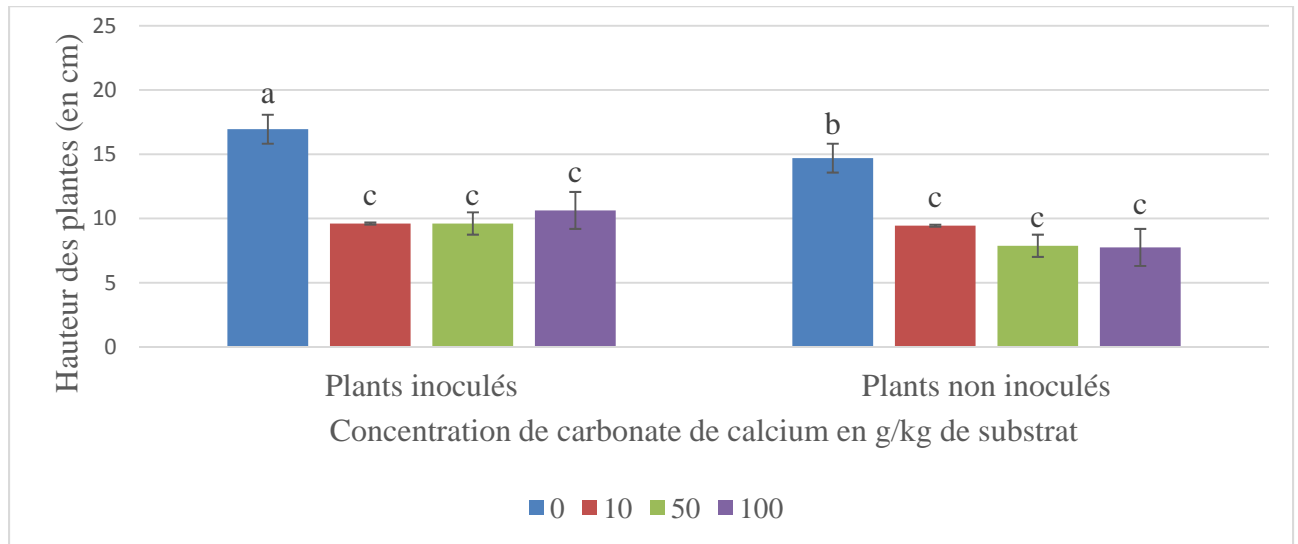


Figure 4. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 3 semaines après l'inoculation

Les valeurs fournies par les barres d'histogrammes surmontées de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différents d'après le test de Tukey ($P < 0.05$)

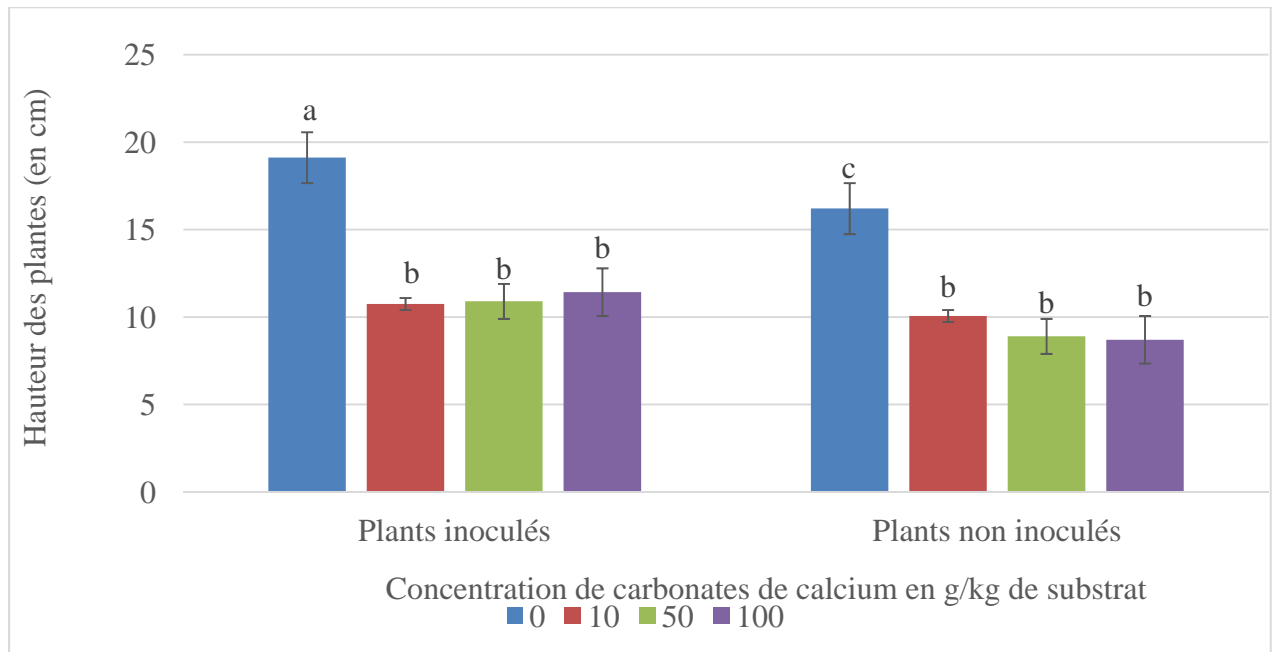


Figure 5. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 4 semaines après l'inoculation

Les valeurs fournies par les barres d'histogrammes surmontées de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différents d'après le test de Tukey ($P < 0.05$)

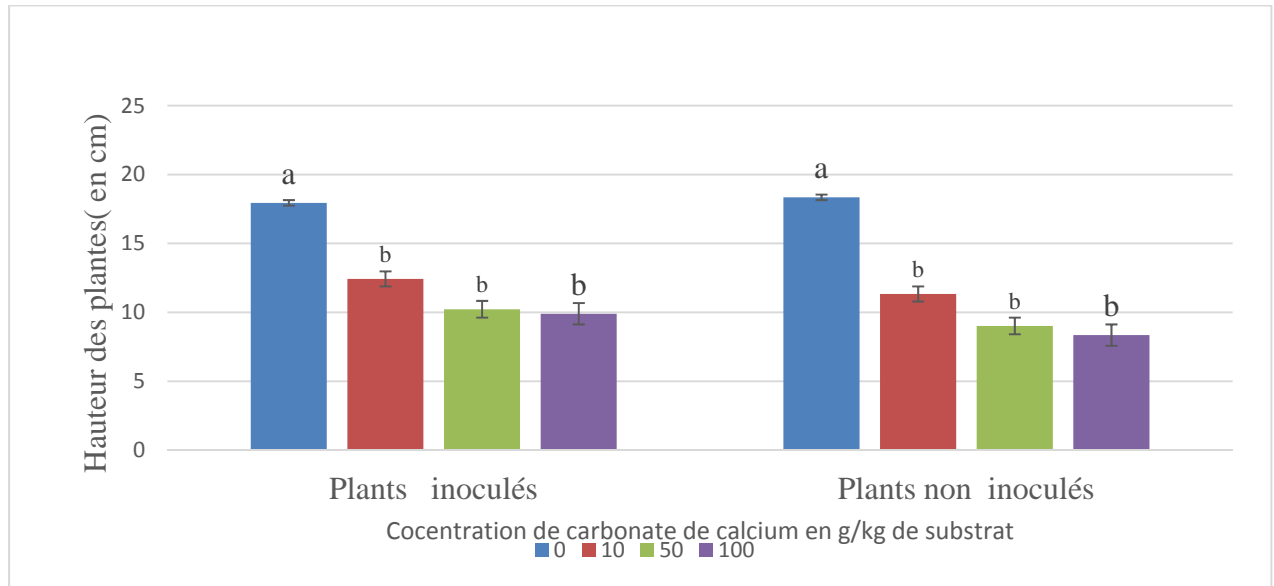


Figure 6. Hauteur des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium, 8 semaines après l'inoculation

Les valeurs fournies par les barres d'histogrammes surmontées de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différents d'après le test de Tukey ($P < 0.05$)

4.2. Taux de colonisation racinaire

Les plantes inoculées présentent un niveau de colonisation mycorhizienne variant de 60 à 66%, ce taux variant en fonction des doses de carbonate de calcium (Fig.5). La différence n'est pas relevée significative entre les doses de carbonate de calcium. On a pu constater la présence des structures fongiques à l'intérieur des cellules des racines des plantes inoculées (Fig.6). Aucune structure fongique n'a été observée chez les plantes non inoculées 4 semaines après l'inoculation. Par contre, 8 semaines après l'inoculation, sur 4 plantes non inoculées prélevées, les observations ont révélé que 50%, soit 2 / 4, ont montré des structures fongiques à l'intérieur des racines.

Résultats et discussion

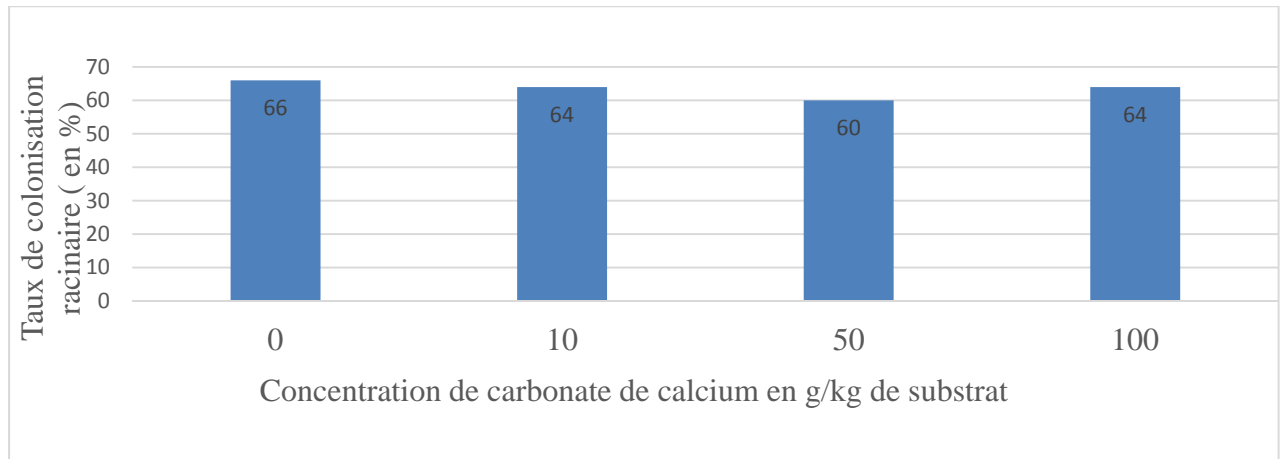
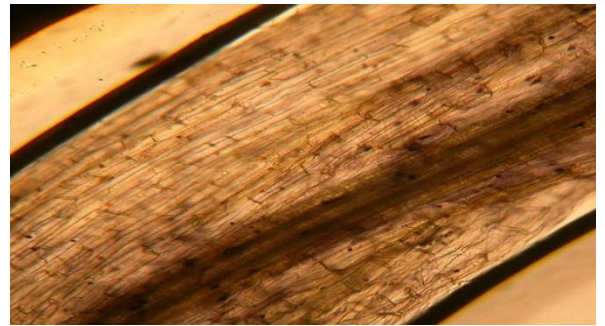


Figure 7. Taux de colonisation des plantes inoculées en fonction des doses de carbonate de Calcium



A : Plants inoculés



B : Plants non inoculés

Figure 8. Colonisation des racines par *P. indica*

4.3. Biomasse sèche de la partie aérienne

La biomasse sèche de la partie aérienne des plantes a été mesurée 8 semaines après l'inoculation. On n'a pas observé de différence significative entre les plantes inoculées et les plantes non inoculées ($P=0.4136$). La hauteur des plantes est influencée par le facteur carbonate de calcium (Tableau 9). Aucune différence n'a été observée quant à la biomasse des plantules inoculées et non inoculées à 0% (p/p). Le carbonate de calcium ajouté à 1%, 5% et 10% (p/p) a retardé la croissance des plantules. De plus, l'interaction entre le champignon et le carbonate de calcium a été non significative. (Fig.9). Ce résultat est en désaccord avec l'étude menée par Kumar et al. (2009) qui a révélé que, 45 jours après l'inoculation avec *P. indica*, des plantes de maïs ont montré une biomasse sèche 1.8 fois plus élevée que celle de plants non inoculés.

Résultats et discussion

Tableau 9. Analyse des effets fixes

Effet	DDL Num	DDL Deno	Valeur de F	Pr >F
Champignon	1	5	0.79	0.4136
CaCO ₃	3	30	13.15	< 0.0001*
Champignon*CaCO ₃	3	30	0.40	0.7563

* Effet significatif en utilisant le test de Tukey (P <0.05)

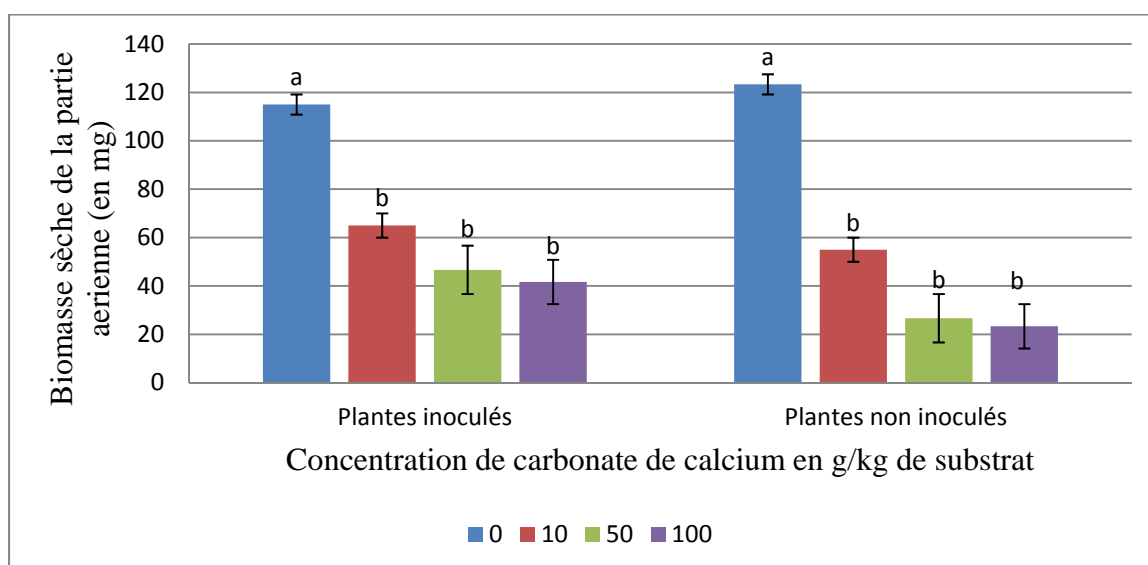


Figure 9. Biomasse sèche de la partie aérienne des plantes en fonction des doses de carbonate de calcium

Les valeurs fournies par les barres d'histogrammes surmontées de la même lettre minuscule ne sont pas significativement différentes d'après le test de Tukey (P<0.05)

Les résultats de cette étude ont montré que le champignon n'a pas influencé la croissance du poireau. L'interaction champignon et carbonate de calcium n'a pas été significative tant pour la hauteur que pour la biomasse sèche des plantes. On n'a pas observé de différence significative entre les plantes inoculées et les plantes non inoculées.

Les observations effectuées ont montré qu'il avait eu une contamination au niveau de la serre. Deux sources de contamination sont possibles :

Résultats et discussion

- La règle graduée utilisée pour prendre les mesures de hauteur pourrait servir de source de contamination dans la mesure où nous avons calculé la hauteur au collet des plantes d'un pot à un autre sans tenir compte des plantes inoculées et des plantes non inoculées. En passant d'un pot inoculé à un autre non inoculé, il se pourrait que les chlamydospores de *P.inca* migrent vers les traitements non inoculés.
- Il se pourrait qu'il y'ait présence de souches indigènes de champignons mycorhiziens au niveau de la serre.

Faute de temps, il n'a pas été possible de vérifier les postulats de Koch pour préciser la nature de la contamination observée. Il aurait convenu d'isoler le champignon responsable de la contamination des plantes apparemment non inoculées, pour comparer son apparence et sa capacité infectieuse à celles de *P. indica*.

Conclusion

V. CONCLUSION

P. indica est un champignon basidiomycète qui colonise les racines de tout un éventail de plantes hôtes (Qiang et al. 2012). Il améliore la nutrition minérale des plantes et contribue à accroître la tolérance des plantes aux stress biotiques et abiotiques (Johnson et al, 2016). Ce champignon peut croître sur divers types de milieux de culture et peut être facilement cultivé (Kost & Rexer, 2013). *P. indica* croit également sur des milieux artificiels même en absence de la plante hôte. L'objectif de cette recherche était d'analyser l'effet de ce champignon sur la croissance du poireau (*Allium porrum* L.) dans un substrat calcaire.

Les résultats obtenus dans le cadre de ce travail ont montré que *P. indica* n'a pas eu d'effet évident sur la croissance du poireau. La plus grande valeur de biomasse et de hauteur a été observée pour les plantes cultivées à 0% (p/p). De plus, les observations effectuées ont montré qu'il y avait eu de contamination au niveau de la serre. 50% des échantillons de racines de plantes non inoculées prélevées présentent des structures fongiques comparables aux plantes inoculées.

En se basant sur les résultats de l'étude, il est conseillé d'éviter des cas de contamination possibles avec l'utilisation des instruments de mesure et de stériliser tout dispositif conçu pour la mise en place d'une nouvelle expérience afin de mieux étudier l'effet de *P. indica* sur la croissance végétale.

Références bibliographiques

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- 1.-Basu, K., Kumari, T. V., Kharkwal, A. C., Abdin, M., Kumar, V., & Varma, A. (2016). Study of Piriformospora indica as bioinoculant for nutrient management in Calcareous soil. *International Journal of ChemTech Research*, 9(01), 73-81.
- 2.-Bellande, A. (2009). Impact socioeconomique de la dégradation des terres en Haiti et interventions pour la réhabilitation du milieu cultivé. Santiago de Chile, cepal .73p.
- 3.-Duponnois, R., Hafidi, M., Ndoye, I., Ramanankierana, H., & Bâ, A. (2013). Généralités sur la symbiose mycorhizienne: introduction. Marseille: IRD . 20-55
- 4.-Duponnois, R., Hafidi, M., Wahbi, S., Sanon, A., Galiana, A., Baudoin, E., . . . Bally, R. (2012). La symbiose mycorhizienne et la fertilité des sols dans les zones arides: un outil biologique sous-exploité dans la gestion des terres de la zone sahélo-saharienne. Marseille : IRD. 351-369
- 5.Garbaye, J. (2013). La symbiose mycorhizienne: une association entre les plantes et les champignons: Editions Quae. 280p.
- 6.-Gill, S. S., Gill, R., Trivedi, D. K., Anjum, N. A., Sharma, K. K., Ansari, M. W., . . . Pereira, E. (2016). Piriformospora indica: potential and significance in plant stress tolerance. *Frontiers in microbiology*, 7.
- 7.-Gollotte, A., Van Tuinen, D., & Atkinson, D. (2002). Ecologie des champignons mycorhizogènes à arbuscules dans des sols de prairie. Montpellier : CIRAD ,p. 2.
- 8.-Gosal, S. K., Kalia, A., & Varma, A. (2013). Piriformospora indica: Perspectives and Retrospectives. Dans A. Varma, G. Kost, & R. Oelmüller (Éd.), *Piriformospora indica* (Vol. 33, p. 53-77). Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg.
- 9.-Grancourt, D. (2003). Symbiose mycorhizienne et nutrition minérale. France, vol 55. 359p.
- 10.-IHSI. (2015). Les comptes économiques en 2014. p.3
- 11.-Johnson, J. M., Alex, T., & Oelmüller, R. (2014). Piriformospora indica: The versatile and multifunctional root endophytic fungus for enhanced yield and tolerance to biotic and abiotic stress in crop plants. *Journal of Tropical Agriculture*, 52(2), 103-122.

Références bibliographiques

- 12.-Kost, G., & Rexer, K.-H. (2013). Morphology and ultrastructure of Piriformospora indica *Piriformospora indica* (pp. 25-36): Springer.
- 13.-Kumar, M., Yadav, V., Tuteja, N., & Johri, A. K. (2009). Antioxidant enzyme activities in maize plants colonized with Piriformospora indica. *Microbiology*, 155(3), 780-790.
- 14.-Kumar, M., Yadav, V., Kumar, H., Sharma, R., Singh, A., Tuteja, N., & Johri, A. K. (2011). Piriformospora indica enhances plant growth by transferring phosphate. *Plant signaling & behavior*, 6(5), 723-725.
- 15.-Malbreil, M. (2014). *La biologie du champignon mycorhizien à arbuscules Rhizophagus irregularis DAOM 197198 à la lumière de la génomique et de la transcriptomique*. Université de Toulouse, Université Toulouse III-Paul Sabatier. p.281
- 16.-Oehl, F., Jansa, J., Ineichen, K., Mäder, P., & van der Heijden, M. (2011). Champignons mycorhiziens arbusculaires, bioindicateurs dans les sols agricoles suisses. *Recherche Agronomique Suisse*, 2(7-8), 304-311.
- 17.-Oelmüller, R., Sherameti, I., Tripathi, S., & Varma, A. (2009). Piriformospora indica, a cultivable root endophyte with multiple biotechnological applications. *Symbiosis*, 49(1), 1-17.
- 18.-Peter, M., Buée, M., & Egli, S. (2013) La biodiversité des champignons mycorhiziens, actrice cruciale du fonctionnement des écosystèmes forestiers. *Les approches intégratives en tant qu 'opportunité de conservation de la biodiversité forestière*, 180.
- 19.-Plenchette, C. (2005). Mycorhizes et nutrition phosphatée des plantes. *Journées techniques fruits & légumes et viticulture biologiques*, 103-109.
- 20.-Qiang, X., Weiss, M., Kogel, K. H., & Schäfer, P. (2012). Piriformospora indica—a mutualistic basidiomycete with an exceptionally large plant host range. *Molecular Plant Pathology*, 13(5), 508-518.
- 21.-Rabiey, M., Ullah, I., Shaw, L. J., & Shaw, M. W. (2017). Potential ecological effects of Piriformospora indica, a possible biocontrol agent, in UK agricultural systems. *Biological Control*, 104, 1-9.

Références bibliographiques

- 22.-Sahraoui, A. (2013). La Mycorhize à arbuscules: quels bénéfices pour l'homme et son environnement dans un contexte de développement durable? *Synthèse: Revue des Sciences et de la Technologie*, 26(1), 06-19.
- 23.-Tanha, S. R., Ghasemnezhad, A., & Babaeizad, V. (2014). A study on the effect of endophyte fungus, *Piriformospora indica*, on the yield and phytochemical changes of globe artichoke (*Cynara scolymus* L.) leaves under water stress. *International Journal of Advanced Biological and Biomedical Research*, 2(6), 1907-1921.
- 24.-Unnikumar, K., Sree, K. S., & Varma, A. (2013). *Piriformospora indica*: a versatile root endophytic symbiont. *Symbiosis*, 60(3), 107-113.
- 25.-Varma, A., Bakshi, M., Lou, B., Hartmann, A., & Oelmueller, R. (2012). *Piriformospora indica*: a novel plant growth-promoting mycorrhizal fungus. *Agricultural Research*, 1(2), 117-131.
- 26.-Yadav, V., Kumar, M., Deep, D. K., Kumar, H., Sharma, R., Tripathi, T., . . . Johri, A. K. (2010). A phosphate transporter from the root endophytic fungus *Piriformospora indica* plays a role in phosphate transport to the host plant. *Journal of Biological Chemistry*, 285(34), 26532-26544.