



# **Effet de la symbiose mycorhizienne arbusculaire sur la composition minérale du poireau cultivé en présence de carbonate de calcium**

**Mémoire**

**Antony Destinoble**

**Maîtrise en biologie végétale**

Maître ès sciences (M. Sc.)

Québec, Canada

© Antony Destinoble, 2017

# **Effet de la symbiose mycorhizienne arbusculaire sur la composition minérale du poireau cultivé en présence de carbonate de calcium**

**Mémoire**

**Antony Destinoble**

Sous la direction de :

Patrice Dion, directeur de recherche

## RÉSUMÉ

La symbiose mycorhizienne joue un rôle significatif en agriculture, notamment en facilitant la nutrition des plantes et l'amélioration de leur résistance envers les stress biotiques et abiotiques. Cette étude visait à évaluer cinq souches de champignons mycorhiziens arbusculaires pour leur capacité à s'adapter aux sols alcalins d'Haïti. L'expérience a été réalisée en serre pour examiner l'effet combiné du champignon *Rhizophagus irregularis* et du carbonate de calcium sur la biomasse aérienne, la colonisation mycorhizienne et la composition minérale du poireau. Les résultats ont montré une amélioration significative de la biomasse aérienne des plantes sous l'effet de l'inoculation mycorhizienne, cette amélioration persistant à tous les niveaux de carbonate de calcium. Par ailleurs, les plantes inoculées avec trois des cinq souches de champignon (DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT)) ont généré un rendement en biomasse supérieur à celui du témoin non inoculé, avec des accroissements de l'ordre de 87%. En ce qui concerne le taux de colonisation, les plantules inoculées ont montré un niveau de colonisation mycorhizienne variant de 45% à 61% selon les souches de champignon, qui diminue avec l'augmentation de la concentration de carbonate de calcium. Les résultats révèlent une corrélation positive entre la biomasse aérienne et le taux de colonisation mycorhizienne. En effet, plus la colonisation est élevée, plus le rendement en biomasse aérienne augmente. Cette observation s'applique à toutes les souches, à l'exception de la souche DAOM 234181 qui, malgré un taux de colonisation élevé, génère un faible rendement en biomasse chez la plante inoculée. Enfin, une teneur plus importante des plantes en phosphore, en potassium et en zinc a été observée lorsque celles-ci ont été inoculées avec l'une de ces trois souches, soit DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT), et ceci même à des concentrations élevées de carbonate de calcium.

# TABLE DES MATIÈRES

Résumé .....	III
Table des matières .....	IV
Liste des tableaux .....	VI
Liste des figures .....	VII
Remerciements .....	IX
Chapitre 1- Introduction et revue de littérature .....	1
1. Introduction .....	1
1.1. Contexte général de la recherche .....	1
1.2. Hypothèses et objectifs de la recherche .....	3
2. Revue de littérature .....	3
2.1. Les types de mycorhizes .....	3
2.2. Écologie des champignons mycorhiziens arbusculaires .....	7
2.3. Effet des champignons mycorhiziens arbusculaires sur les plantes .....	9
2.4. Propriété des sols en Haïti .....	13
Chapitre 2- Méthodologie .....	16
Chapitre 3- Résultats .....	21
3.1. Taux de colonisation mycorhizienne .....	21
3.2. Teneur en minéraux .....	23
3.2.1. Potassium .....	24
3.2.2. Phosphore .....	30
3.2.3. Fer .....	36
3.2.4. Calcium .....	40
3.2.5. Zinc .....	43
3.2.6. Magnésium .....	45
3.3. Biomasse aérienne sèche .....	49
3.4. Corrélacion entre les variables .....	56
Chapitre 4- Discussion .....	58
4.1. Taux de colonisation .....	58
4.2. Teneur en minéraux .....	59

4.3. Biomasse ..... 62

Conclusion ..... 65

Bibliographie..... 67

Annexes ..... 74

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1- Solution de Hoagland : macro-éléments .....	18
Tableau 2- Solution de Hoagland : éléments trace.....	18
Tableau 3- Solution de Hoagland : FeEDTA.....	18
Tableau 4- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte et leurs interactions sur le taux de colonisation mycorhizienne .....	21
Tableau 5- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte et leur interaction sur la teneur des plantes en phosphore.....	31
Tableau 6- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte et leur interaction sur la teneur des plantes en fer.....	37
Tableau 7- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte, leur interaction sur la biomasse sèche et les contrastes pour le facteur inoculation .....	51
Tableau 8- Tableau de corrélation des variables.....	57
Tableau 9- Rapport de la biomasse des plantes inoculées avec une souche de champignon mycorhizien par rapport au témoin non inoculé .....	63

## LISTE DES FIGURES

Figure 1- Niveau de colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 0% (p/p) de CaCO <sub>3</sub> .....	22
Figure 2- Niveau de colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 1% (p/p) de CaCO <sub>3</sub> .....	22
Figure 3- Niveau de colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 5% (p/p) de CaCO <sub>3</sub> .....	22
Figure 4- Niveau de colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 10% (p/p) de CaCO <sub>3</sub> .....	22
Figure 5: Taux de colonisation racinaire pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium .....	23
Figure 6- Taux de colonisation en fonction du régime d'inoculation en interaction avec le temps de récolte .....	24
Figure 7- Teneur des plantes en potassium en fonction du temps de récolte .....	25
Figure 8- Teneur des plantes en potassium pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation .....	26
Figure 9- Teneur des plantes en potassium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium .....	26
Figure 10- Teneur des plantes en potassium en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du temps de récolte .....	27
Figure 11- Teneur des plantes en potassium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	28
Figure 12- Teneur des plantes en potassium à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	29
Figure 13- Teneur des plantes en potassium à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	30
Figure 14- Teneur des plantes en phosphore en fonction du temps de récolte .....	31
Figure 15- Teneur des plantes en phosphore pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation .....	32
Figure 16- Teneur des plantes en phosphore pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation en interaction avec le niveau de carbonate de calcium .....	33
Figure 17- Teneur des plantes en phosphore en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte .....	34
Figure 18- Teneur des plantes en phosphore à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium .....	35
Figure 19- Teneur des plantes en phosphore à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium .....	36
Figure 20- Teneur des plantes en fer en fonction de la récolte .....	37
Figure 21- Teneur des plantes en fer pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation .....	38
Figure 22- Teneur des plantes en fer à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	39
Figure 23- Teneur des plantes en fer à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	40
Figure 24- Teneur des plantes en calcium pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation .....	41

Figure 25- Teneur des plantes en calcium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium .....	42
Figure 26- Teneur des plantes en calcium en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte.....	43
Figure 27- Teneur des plantes en zinc pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation .....	44
Figure 28- Teneur des plantes en zinc en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte .....	45
Figure 29 : Teneur des plantes en magnésium pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation .....	46
Figure 30 : Teneur des plantes en magnésium en fonction l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte .....	47
Figure 31 : Teneur des plantes en magnésium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium.....	47
Figure 32- Teneur des plantes en magnésium à 10 semaines en fonction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	48
Figure 33- Teneur des plantes en magnésium à 13 semaines en fonction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	49
Figure 34- Plantules à 10 semaines non inoculées (témoin) et cultivées dans 4 niveaux de carbonate de calcium (de gauche à droite : 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p)) de CaCO <sub>3</sub> .....	50
Figure 35- Plantules à 10 semaines inoculées avec la souche DAOM 197198(AAC) de Pont-Rouge et cultivées dans 4 niveaux de carbonate de calcium (de gauche à droite : 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p)) de CaCO <sub>3</sub> .....	50
Figure 36- Biomasse sèche du poireau en fonction de la récolte .....	52
Figure 37- Biomasse sèche du poireau pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium .....	52
Figure 38- Biomasse sèche du poireau pour la moyenne des deux récoltes en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du régime d'inoculation.....	53
Figure 39- Biomasse sèche du poireau en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du temps de récolte .....	54
Figure 40- Biomasse sèche à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium .....	55
Figure 41- Biomasse sèche à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	56

## REMERCIEMENTS

J'adresse mes sincères remerciements aux personnes et aux institutions suivantes :

Monsieur Patrice Dion, professeur et directeur du Projet AKOSAA, qui en plus de superviser ce mémoire, m'a grandement conseillé et orienté tout au long de cette recherche. Son soutien et sa grande disponibilité m'ont permis d'atteindre mes objectifs et je lui en suis très reconnaissant. Une pensée spéciale au Projet AKOSAA pour son soutien financier grandement apprécié. Monsieur Yves Piché, professeur retraité et associé, qui m'a permis de me perfectionner dans les techniques de coloration racinaire, d'observation microscopique et de détermination du taux de colonisation. Monsieur Lotfi Khiari, professeur, qui m'a aidé dans la compréhension de l'antagonisme des éléments minéraux.

Monsieur Hugues McNicoll, agronome ingénieur chez Premier Tech, qui m'a fourni du matériel nécessaire à la réalisation de l'expérience en plus de m'offrir l'opportunité de développer de nouvelles compétences grâce à plusieurs journées de formation chez Premier Tech. Mes remerciements également à mesdames Nancy Bérubé et Régine Otis pour leur encadrement et leurs explications. Messieurs Jean Collin, professeur titulaire, et Gilles Ayotte, responsable de travaux pratiques et de recherche, pour leur aide dans les analyses statistiques. Madame Pascale Aubin, consultante, pour son aide dans les analyses statistiques. Monsieur Alain Brousseau, professionnel de recherche, pour l'analyse minérale des traitements. Monsieur François Larochelle et madame Marie-Andrée Paré pour leurs contributions dans la réalisation de l'expérience en serre. Monsieur André Gagné, madame Marie-Ève Beaulieu et la Dre Aïda Azaiez pour leurs conseils et leurs contributions dans les travaux de laboratoire. Monsieur Laurent Fontaine, étudiant, pour son encadrement sans faille au laboratoire depuis le début de ma recherche.

Ma femme Geneviève qui m'a toujours soutenu dans la réalisation de cette étude. Ma famille pour leur soutien inconditionnel et mes amis Roudy, Lhérisson, Alla, Miriame, Mario, David et Monique pour leur soutien et leur collaboration. Et finalement, à tous ceux et celles qui d'une manière ou d'une autre ont rendu possible la réalisation de ce travail de recherche.

# CHAPITRE 1- INTRODUCTION ET REVUE DE LITTÉRATURE

## 1. INTRODUCTION

### 1.1. CONTEXTE GÉNÉRAL DE LA RECHERCHE

Dans la nature, la majorité des végétaux vivent en symbiose mutualiste avec les champignons. Cette association est appelée « mycorhize », mot venant du grec *myco* = champignon et *rhiza* = racine (Guttenberg, 2000). D'une part, la plante fournit au champignon mycorhizien les composés carbonés dont il a besoin et d'autre part, grâce à son réseau d'hyphes qui s'étend au-delà de la zone exploratoire de la racine, le champignon permet à la plante de bénéficier d'une meilleure absorption de l'eau et des éléments minéraux nécessaires à sa croissance et à son développement (Ansori et Gholami, 2015; Cavagnaro et al., 2015; Nabila, 2014; Smith et Read, 2008).

La mycorhization est un phénomène naturel présent dans tous les types de sols et de climats (Plenchette et al., 2005). À l'exception des membres de quelques familles de plantes comme les crucifères et les chénopodiacées qui sont généralement dépourvues de ces associations, la presque totalité des plantes terrestres, y compris les plantes agricoles, vivent en symbiose mycorhizienne (Fortin et al, 2008; Liu et al., 2015; Smith et Read, 2008). Plusieurs travaux ont montré les multiples avantages que présentent les champignons mycorhiziens arbusculaires dans leur symbiose avec les plantes. Ils jouent un rôle important dans l'absorption d'eau et des éléments minéraux (Bencherif, 2015; Hopkins, 2003), l'agrégation et la stabilité structurale des sols (Rillig et al., 2002), la protection des plantes contre la sécheresse par une meilleure mise à disposition de l'eau, la protection contre les agents pathogènes (Davet, 1996; Garbaye, 2013) et la résistance contre les stress environnementaux (Marschner, 1995) en particulier celui causé par l'excès de carbonate de calcium (Labidi et al., 2012).

Le sol fournit aux plantes un support physique, de l'eau et des éléments minéraux (Fortin et al, 2008). Le pH du sol influence la croissance des plantes, puisque la solubilité et la disponibilité de certains minéraux dans le sol dépendent du pH (Berg et al., 2009). Le pH optimum pour la croissance végétale se situe entre 6 et 7 et c'est à ce niveau que les éléments minéraux nécessaires

sont le plus disponible pour les plantes. (Berg et al., 2009; Raven et al., 2011). Lorsque les plantes sont cultivées dans des sols calcaires, elles rencontrent des difficultés majeures pour leur développement et leur croissance. Dans les sols alcalins, les plantes présentent souvent des carences en minéraux, notamment en phosphore, ce qui conduit à une diminution du rendement des cultures (Hopkins et Ellsworth, 2005). Dans ce cas, le phosphore est fixé par le carbonate de calcium, ce qui diminue sa solubilité et par conséquent sa disponibilité pour les plantes. Ce problème est généralisé en Haïti où la majorité des sols destinés à l'agriculture sont d'origine calcaire (Bellande, 2009). Étant donné leurs effets bénéfiques sur la croissance végétale (voir plus haut), les champignons mycorhiziens arbusculaires peuvent être perçus comme une possibilité intéressante dans la recherche de méthodes pour atténuer les déficits de productivité et les carences nutritionnelles liées aux fortes teneurs en carbonate de calcium dans les sols d'Haïti.

Jusqu'à maintenant, peu de recherches ont été réalisées sur l'apport potentiel des champignons mycorhiziens arbusculaires à l'agriculture haïtienne. En 2014, le projet AKOSAA sur la sécurité alimentaire en Haïti a orienté ses recherches sur la symbiose mycorhizienne. Des essais avec des souches de champignons mycorhiziens arbusculaires importés (Myke Pro Ps3 et MycoSym) ont été réalisés sur plusieurs sites en Haïti et avec plusieurs cultures comme le manioc (*Manihot esculenta*), le bananier (*Musa paradisiaca*), le pois inconnu (*Vigna sinensis*) et le jatropha (*Jatropha curcas*). Les résultats préliminaires montrent qu'il y a une différence significative au niveau du rendement du pois inconnu, du manioc et de la banane lorsqu'ils sont inoculés.

Dans le cadre de ce projet de recherche, nous nous intéressons particulièrement aux champignons mycorhiziens arbusculaires appartenant à l'embranchement des *Glomeromycota*, considérés comme le type de symbiote mycorhizien le plus répandu (Ansori et Gholami, 2015; Guttenberg, 2000; Wang et Qiu, 2006). Le projet vise à évaluer certaines souches de champignons mycorhiziens arbusculaires pour leur capacité à s'adapter aux sols alcalins d'Haïti. L'accent sera mis sur la tolérance à deux conditions fréquemment retrouvées dans les sols calcaires, soit les pH alcalins et la faible disponibilité de certains éléments minéraux essentiels.

## **1.2. HYPOTHÈSES ET OBJECTIFS DE LA RECHERCHE**

Nous émettons l'hypothèse que le carbonate de calcium exerce une influence sur l'efficacité symbiotique des champignons mycorhiziens arbusculaires. Une hypothèse secondaire est qu'au moins une des cinq souches utilisées pour cette recherche aura un comportement significativement différent des autres selon les niveaux de carbonate de calcium. Nous prévoyons que cette différence entre souches se traduira par une plus grande quantité de biomasse végétale produite, un prélèvement plus élevé de certains minéraux essentiels ou un niveau de colonisation plus élevé.

L'objectif principal de l'étude est d'évaluer cinq souches de champignons mycorhiziens arbusculaires pour l'expression de leur efficacité symbiotique en présence de différentes concentrations de carbonate de calcium. Les objectifs spécifiques sont :

- 1) cultiver les cinq souches de champignons à différentes concentrations de carbonate de calcium sur des plants de poireau;
- 2) comparer le niveau de colonisation racinaire et la biomasse sèche des plantes associées à chacune de ces cinq souches et du témoin non mycorhizé;
- 3) examiner l'effet du carbonate de calcium sur la teneur en certains éléments minéraux (fer, zinc, potassium, phosphore, magnésium et calcium) chez les plants de poireau mycorhizés et non mycorhizés.

## **2. REVUE DE LITTÉRATURE**

### **2.1. LES TYPES DE MYCORHIZES**

La symbiose mycorhizienne peut prendre sept formes : ectomycorhizes, ectendomycorhizes, mycorhizes arbusculaires, mycorhizes éricoïdes, mycorhizes orchidoïdes, mycorhizes arbutoides, mycorhizes monotropoïdes (Fortin et al., 2008, Garbaye, 2013; Peterson et Massicotte, 2004; Smith et Read, 2008, Wang et Qiu, 2006).

### **Les ectomycorhizes**

La plupart des champignons ectomycorhiziens appartiennent au groupe des basidiomycètes et certains autres au groupe des ascomycètes. Ils colonisent seulement 5% des espèces végétales et tout particulièrement les plantes ligneuses, arbres ou arbustes (Fortin et al, 2008). Les ectomycorhizes sont courtes, ramifiées et recouvertes d'un manchon d'hyphes fongiques très enlacés qui forment une croûte à la surface des racines (Hopkins, 2003; Ricklefs et Miller, 2005). Le champignon s'introduit dans les espaces intercellulaires et forme ainsi un réseau communément appelé le réseau de Hartig (Hopkins, 2003). Les hyphes ne pénètrent pas à l'intérieur des cellules végétales, mais se concentrent dans le réseau de Hartig (Wang et Qiu, 2006). Ce dernier est confiné à l'épiderme des racines chez les angiospermes et retrouvé autour des cellules épidermiques et corticales chez les gymnospermes (Peterson et Massicotte, 2004).

### **Les ectendomycorhizes**

Les champignons à ectendomycorhizes regroupent seulement quelques espèces de champignons ascomycètes qui colonisent la plupart des *Pinus spp.* et *Larix spp.* (Peterson et Massicotte, 2004). On retrouve les ectendomycorhizes lorsque les hyphes sont présents autant à l'intérieur qu'à l'extérieur de la racine de la plante hôte. À la façon du champignon ectomycorhizien, le champignon ectendomycorhizien s'étend à la surface des racines, forme un manteau et pénètre entre les cellules du cortex pour constituer le réseau de Hartig (Garbaye, 2013; Peterson et Massicotte, 2004). La spécificité des ectendomycorhizes est qu'une fois que les hyphes sont présents dans le réseau de Hartig, ils développent des branches qui percent les parois des cellules végétales. Lorsque les hyphes ont pénétré à l'intérieur de la cellule, ils finissent par occuper tout le volume cellulaire (Garbaye, 2013).

### **Les mycorhizes éricoïdes**

Les mycorhizes éricoïdes sont moins fréquentes que les ectomycorhizes ou les mycorhizes arbusculaires et l'hôte végétal appartient généralement à la famille des éricacées (Peterson et Massicotte, 2004). Chez les mycorhizes éricoïdes, les hyphes entrent en contact avec les parois cellulaires épidermiques des racines, pénètrent à travers ces parois et forment des complexes d'hyphes intracellulaires (Peterson et Massicotte, 2004).

### **Les mycorhizes orchidoïdes**

Ce type de symbiose se nomme ainsi parce qu'il est exclusivement circonscrit aux plantes monocotylédones de la famille des Orchidacées (Garbaye, 2013). Les orchidées présentent toutes un point commun, soit que la germination de leurs graines minuscules est impossible sans l'aide de la symbiose mycorhizienne (Peterson et Massicotte, 2004). Les champignons colonisent les racines des orchidées et alimentent la plante hôte en éléments minéraux comme l'azote et le phosphore (Smith et Read, 2008).

### **Les mycorhizes arbutoïdes**

Les mycorhizes arbutoïdes sont retrouvées chez un groupe d'espèces appartenant aux Ericales (Peterson et Massicotte, 2004; Smith et Read, 2008). De façon structurelle, elles ressemblent aux ectendomycorhizes au niveau du manchon, du réseau de Hartig et de la complexité des hyphes intracellulaires. Cependant, la différence majeure entre ces deux types de mycorhizes est que dans le cas des mycorhizes arbutoïdes, les hyphes intracellulaires sont confinés à l'épiderme (Garbaye, 2013, Peterson et Massicotte, 2004).

### **Les mycorhizes monotropoïdes**

Les mycorhizes monotropoïdes sont retrouvées chez les plantes de la famille des éricacées et à la sous-famille des Monotropoideae. Trois espèces de cette sous-famille (*Monotropa uniflora* L, *Monotropastrum humile* et *Monotropa sciaphilum*) sont associées presque exclusivement à des champignons de l'espèce *Russulaceae* qui appartient à l'embranchement des *Basidiomycota* (Kong et al., 2015). Tous les *Russulaceae* agaricoïdes sont présumés être des ectomycorhizes et représentent l'un des groupes les plus importants dans les écosystèmes arctiques-boréaux, tempérés et tropicaux. Les plantes hôtes sont hétérotrophes (vivaces, herbacées sans chlorophylle, etc.) et dépendent totalement de la symbiose mycorhizienne pour recevoir des produits carbonés. Dans ce cas, elles forment des connexions entre les racines des plantes hétérotrophes et les racines des plantes autotrophes qui sont à proximité pour ensuite y transporter des composés de carbone (Peterson et Massicotte, 2004). Cependant, alors que les autres types de mycorhizes ont pour principale fonction de transférer à la plante de l'eau et des éléments nutritifs provenant du sol, les mycorhizes monotropoïdes semblent suivre le chemin inverse, c'est-à-dire que le carbone circule du champignon vers la plante hétérotrophe (Garbaye, 2013; Peterson et Massicotte, 2004).

Les caractéristiques structurelles des mycorhizes monotropoïdes incluent la présence d'un manchon fongique, d'un réseau de Hartig et l'absence de vésicules (Siddiqui, 2008). En fait, ce sont les hyphes du manchon qui pénètrent entre les cellules externes du parenchyme cortical. De plus, on observe que les hyphes forment des protubérances ayant l'apparence de chevilles (*pegs* en anglais) qui s'enfoncent dans la paroi des cellules végétales sans la perforer (Garbaye, 2013; Peterson et Massicotte, 2004).

### **Les champignons mycorhiziens arbusculaires**

Les champignons mycorhiziens arbusculaires appartiennent à l'embranchement des *Glomeromycota* (Gehrig et al., 1996; Schwarzott et al., 2001 ; Schüßler et al., 2001) et ce champignon est considéré comme le type de symbiote le plus répandu (Ansori et Gholami, 2015; Guttenberg, 2000; Wang et Qiu, 2006). Apparus il y a plus de 400 millions d'années, les gloméromycètes sont ubiquitaires dans les écosystèmes terrestres et développent une relation symbiotique avec environ 80% des plantes vasculaires (An et al., 2008; Ansori et Gholami, 2015; Bencherif, 2015 ; Candido et al., 2015 ; Wang et Qiu, 2006). En plus des mousses et des hépatiques, on retrouve les champignons arbusculaires chez les fougères, les lycopodes, plusieurs conifères et chez la majorité des plantes à fleurs mono- et dicotylédones. Un *gloméromycète* est une cellule géante unique composée d'un réseau de filaments dans lequel circulent librement les ressources nutritives (Garbaye, 2013). Certaines caractéristiques permettent de les reconnaître, notamment de longs hyphes avec peu de ramifications et l'absence de septum dans les hyphes. La classe des gloméromycètes regroupe actuellement environ 250 espèces réparties dans 4 ordres, 11 familles et 17 genres (Garbaye, 2013) associés à plus de 250 000 espèces végétales terrestres (Fortin et al., 2008).

Les champignons mycorhiziens arbusculaires forment plusieurs structures dont les spores, les arbuscules, les vésicules et des hyphes qui pénètrent à l'intérieur des cellules des racines colonisées. On utilise le terme propagule pour désigner à la fois les spores, les fragments de racines contenant des vésicules et les vésicules elles-mêmes, puisque ces structures contribuent à propager l'espèce (Ansori et Gholami, 2015; Fortin et al, 2008). Situés à l'intérieur des cellules corticales de la racine, les arbuscules offrent une surface de contact importante entre les partenaires de la symbiose. Ils assurent les échanges entre la plante et le champignon au niveau

de la membrane plasmique (Chiffot, 2008; Hopkins, 2003; Liu et al., 2015; Madigan et al., 2014; Ramos et al., 2008). Formées dans le sol, les spores servent d'organe de stockage et de propagation des champignons mycorhiziens arbusculaires (Nabila, 2014). Après germination, ces spores donnent naissance à des filaments mycéliens et colonisent une plante.

La vésicule est une structure de réserve et de stockage à paroi fine, à contenu lipidique et qui apparaît généralement dans les espaces intercellulaires (Fortin et al, 2008, Guttenberg, 2000). Pour ce qui est des hyphes, ils forment un réseau très dense dans le sol qui agit comme une extension du système racinaire des plantes, augmentant ainsi le pouvoir absorbant de ce système (Cavagnaro et al., 2015 ; Liu et al., 2015 ; Ricklefs et Miller, 2005). Ils jouent un rôle important dans le prélèvement et le transport de l'eau et des éléments nutritifs nécessaires à la plante (Finlay, 2007 ; Ndiaye et al., 2007). Le réseau d'hyphes peut s'étendre au-delà de la zone d'épuisement du phosphore qui se développe rapidement autour des racines. Les hyphes sont également considérés comme des organes de propagation et peuvent coloniser une plante autre que la plante dont ils sont issus (Nabila, 2014).

## **2.2. ÉCOLOGIE DES CHAMPIGNONS MYCORHIZIENS ARBUSCULAIRES**

Les champignons mycorhiziens arbusculaires doivent évoluer dans un environnement approprié pour établir une symbiose pleinement efficace. Ainsi, certains facteurs influencent l'action de ces champignons dans leur symbiose avec les plantes.

### **La lumière**

Le bon développement d'une plante dépend de la quantité de rayonnement solaire reçu par cette dernière. Comme les champignons mycorhiziens arbusculaires obtiennent leurs hydrates de carbone de la plante, une diminution de la photosynthèse due à un manque de lumière peut indirectement affecter la colonisation mycorhizienne, la production de spores et l'élongation du réseau d'hyphes (Heinemeyer et al., 2004). La quantité de lumière exerce une influence sur le développement des champignons mycorhiziens arbusculaires et sur la stimulation de la croissance de la plante hôte.

## **La plante hôte**

Les champignons mycorhiziens arbusculaires ont nécessairement besoin d'une plante hôte pour se développer et se reproduire, car ils sont des symbiotes obligatoires (Fortin et al, 2008). En plus des produits carbonés, la plante hôte fournit au champignon un abri et une protection physique contre les aléas de l'environnement, comme les variations de température et d'humidité et les attaques des agents pathogènes (Garbaye, 2013). Cependant, le développement des champignons mycorhiziens arbusculaires peut être différent d'une espèce végétale à une autre. Pour un même cultivar, la réponse endomycorhizienne peut également être différente. Par exemple, une expérience réalisée par Lackies et al. en 1988 a démontré que plusieurs familles de demi-frères (*half-sibs*) de luzerne issus d'une même plante mère ont des descendants qui expriment des différences au niveau de la colonisation endomycorhizienne. Les facteurs végétaux qui sont à l'origine des différences observées dans l'aptitude à la colonisation endomycorhizienne ne sont pas encore bien déterminés. Toutefois, ces facteurs semblent liés aux caractères morphologiques et physiologiques des plantes.

Ainsi, les plantes qui possèdent des poils absorbants courts et peu nombreux ont généralement une forte dépendance mycorhizienne comparativement à celles dont les poils absorbants sont longs, fins et ramifiés (Fortin et al., 2015). Certaines espèces comme la carotte, le poireau et l'oignon ont une forte dépendance mycorhizienne, alors que d'autres comme le sorgho, le soja, le maïs et la luzerne ont une dépendance mycorhizienne intermédiaire. Enfin, une dernière catégorie comprenant le blé, l'orge, le riz et la tomate montrent une faible dépendance envers la colonisation mycorhizienne (Fortin et al., 2015).

## **Effet du pH du sol sur la symbiose**

La disponibilité d'éléments nutritifs dans le sol varie avec le pH. Un pH très élevé ou très faible peut exposer les plantes à des carences en éléments minéraux, affectant ainsi le rendement des cultures. Le pH influence aussi l'activité des micro-organismes du sol qui participent à la minéralisation de la matière organique ainsi que celle des champignons mycorhiziens (CRAAQ, 2011). L'adaptation des champignons à différents niveaux de pH varie selon les espèces. Par exemple, les résultats d'une étude menée par Yao (1996) sur trois espèces de champignons mycorhiziens arbusculaires (*Glomus vesiculiferum*, *Glomus intraradices* et *Glomus clarum*)

utilisés pour inoculer trois cultivars d'oignon cultivés dans un substrat ajusté à des pH de 5.5, 6.2 et 7.2 montrent que l'adaptation face à la variation de pH est différente pour chacune des trois espèces fongiques mises à l'essai.

Les champignons mycorhiziens sont prépondérants dans les sols acides et sont capables de prospérer sous une large gamme de pH (Davet, 1996). À certains niveaux de pH, ils colonisent les racines des plantes sans toutefois être aptes à stimuler leur croissance. Le terme « mycorhize exploiteuse » (*exploitive mycorrhiza*) a été proposé dans ce cas afin de démontrer le flux unidirectionnel de nutriments de la plante vers le champignon (Brundrett, 2004). Certains auteurs affirment que la colonisation mycorhizienne est plus élevée dans des sols où le pH est modéré. En effet, Coughlan et al. (2000) ont démontré une corrélation positive du pH avec la qualité et la quantité de la colonisation intra-racinaire. Ils ont affirmé que la colonisation mycorhizienne est élevée pour un pH situé entre 5 et 7, mais faible lorsque le pH est autour de 4.

Le diamètre des hyphes serait également un indicateur de la distribution des champignons dans des sols à différents pH. Dans les sols acides, on rencontre des champignons dont le diamètre des hyphes est petit, soit de 5  $\mu\text{m}$  alors qu'à un pH de 7, le diamètre des hyphes varie entre 5 et 10  $\mu\text{m}$  (Wang et al., 1993). Il faut souligner également que la performance des champignons varie en fonction de l'environnement de sol où ils ont été isolés : des essais *in vitro* réalisés par C.M. Heppert en 1984 révèlent que les spores des champignons mycorhiziens germent mieux à un pH correspondant à celui de l'environnement dont elles proviennent. L'effet spécifique du pH sur la colonisation mycorhizienne reste à déterminer.

### **2.3. EFFET DES CHAMPIGNONS MYCORHIZIENS ARBUSCULAIRES SUR LES PLANTES**

La recherche sur les mycorhizes a mis en évidence le rôle bénéfique des associations mycorhiziennes dans le développement des végétaux. Indépendamment du type de mycorhizes, ces champignons assurent plusieurs fonctions chez la plante.

#### **Absorption de l'eau et des éléments minéraux**

La fonction la plus étudiée chez les mycorhizes est celle de l'absorption de l'eau et des éléments minéraux du sol, notamment le phosphore qui est peu mobile et est souvent en faible

concentration dans la solution du sol. Grâce à la grande couverture du sol par le réseau mycélien, les hyphes puisent et transportent vers la plante l'eau et les éléments nutritifs qui permettent une croissance vigoureuse et un rendement plus élevé (Bencherif, 2015; Hopkins, 2003). Une expérience réalisée avec le blé soumis à deux niveaux de stress hydrique montre qu'en présence de la symbiose mycorhizienne, cette culture se développe mieux et génère une augmentation plus importante du rendement en grain (Zhang et al., 2015). Contrairement aux racines, les hyphes ont la capacité de pénétrer les interstices des agrégats pour puiser l'eau et la rendre disponible pour la plante.

Le phosphore est un élément important qui intervient dans de nombreux processus métaboliques, notamment la biosynthèse des acides nucléiques et des membranes, la photosynthèse, la respiration et la régulation des enzymes des plantes (Siddiqui, 2008). On estime que 80% du phosphore absorbé par les plantes mycorhizées peut être fourni par les champignons arbusculaires. Dans certains cas, les bactéries fixatrices d'azote et les champignons mycorhiziens s'associent pour dissoudre des minéraux permettant ainsi aux cultures de se développer dans les sols pauvres en P et en N solubles (Haselwandter et Bowen, 1996; Ingleby et al., 2007). Présent en faible concentration dans la solution du sol, le phosphore est souvent retenu par les colloïdes (Smith et al., 2011) et est absorbé par les plantes sous forme d'ions inorganiques orthophosphates ( $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ). Cette forme est disponible en faible concentration et sa libération est commandée généralement par les réactions chimiques et à un degré moindre, par des processus biologiques (Smith et Read, 2008). Les champignons mycorhiziens arbusculaires sont capables de puiser les ions phosphatés solubles dans les interstices des agrégats du sol qui sont inaccessibles aux poils absorbants, puis de rendre ces ions disponibles pour les plantes (Smith et Read, 2008).

Le potassium, qui est considéré comme le troisième élément le plus important chez les plantes, assure une série de fonctions vitales : une amélioration de la qualité de remplissage des grains et augmentation de leurs poids, une augmentation de la résistance contre les maladies et les ravageurs ainsi qu'une amélioration de la résistance aux stress (Meena et al., 2015). En cas de manque de  $\text{K}^+$ , on observe des racines peu développées, des petites graines et des rendements assez faibles (Dominguez-Nuñez, 2016). La symbiose mycorhizienne joue un rôle important dans la solubilisation des formes minérales de potassium en favorisant la libération de  $\text{H}^+$  ou du  $\text{CO}_2$  et

des anions tels l'oxalate, le malate et le citrate (Dominguez-Nuñez, 2016). Alors que l'effet de la symbiose mycorhizienne sur l'absorption des plantes en azote et en phosphore a fait l'objet d'une grande attention, on en sait très peu sur la façon dont les champignons mycorhiziens arbusculaires améliorent la nutrition des plantes en potassium (Smith et Read, 2008).

Certains auteurs affirment que les champignons mycorhiziens arbusculaires améliorent la nutrition des plantes en potassium. Par exemple, Meena et al. (2014) ont observé une augmentation de l'absorption de minéraux, notamment le  $K^+$  et le  $Mg^{2+}$ , chez la tomate inoculée avec le *G. intraradices*. De même, Clark et al. (1999) ont constaté un prélèvement plus important de  $K^+$  chez le millet vivace (*Panicum virgatum*) inoculé avec les souches de *Glomus eutunicatum*, *Glomus diphanum* et le *Glomus clarum* dans des conditions de sols à pH variant entre 4 et 5. Miransari et al. (2009a et 2009b) ont démontré la capacité des souches de *G. eutunicatum* et de *Glomus mosseae* à atténuer l'effet du compactage en améliorant la croissance et l'absorption de  $K^+$  et  $Mg^{2+}$  chez le blé et le maïs. Zaefarian et al. (2011) ont noté une augmentation significative du prélèvement de phosphore, de potassium, d'azote et de zinc chez la luzerne lorsqu'elle est inoculée avec l'espèce *G. mosseae*. Cependant, le prélèvement des minéraux est moindre lorsque la luzerne est inoculée avec d'autres espèces telles que *G. intraradices*, *G. eutunicatum* ou la combinaison de *Glomus fasciculatum* et de *Gigaspora hartiga*.

D'autres chercheurs tels que Malcova et al. (2001) ont constaté une réponse neutre ou négative pour le prélèvement de plusieurs minéraux, dont le potassium, chez le roseau des bois (*Calamagrostis epigejos*) cultivé sur plusieurs substrats de nature alcaline et inoculé avec le *G. claroidium* souches GEG23 et GEG96. Les différences observées entre les résultats des diverses études rapportées plus haut peuvent être dues aux caractéristiques chimiques des substrats et aux propriétés des sols qui affectent la capacité des champignons mycorhiziens à contribuer à la croissance et au développement de la plante hôte (Clark et Zeto, 2000). Toutefois, il semble que le type de champignon a aussi une incidence sur le niveau de prélèvement et la biomasse sèche des plantes.

En plus des éléments N, P et K qui sont essentiels pour la nutrition minérale de la plante, d'autres oligo-éléments sont également à considérer. Le fer par exemple est très important pour la

respiration et la photosynthèse des plantes. Lorsque le pH du sol est élevé (à partir de 7), le fer peut être insoluble, devenant ainsi indisponible pour la plante. Dans ce cas, les plantes souffrent d'une chlorose ferrique qui se manifeste par une décoloration et un jaunissement des feuilles. Certains champignons sont capables de solubiliser le fer au profit des plantes lorsqu'ils sont associés à des bactéries. Par ailleurs, lorsque le pH du sol est faible (inférieur à 5) le fer, l'aluminium et le manganèse sont présents en quantité toxique et empêchent l'absorption d'autres cations comme le magnésium et le calcium. Dans ces sols acides, les champignons mycorhiziens arbusculaires interviennent pour équilibrer le prélèvement des minéraux au profit des plantes (Sharma et Johri, 2002).

### **Protection contre les organismes pathogènes et les stress environnementaux**

Les plantes sont exposées à de multiples agressions de la part des bactéries, des champignons pathogènes, des insectes, des nématodes et autres ennemis des cultures. Les champignons mycorhiziens interfèrent de deux façons avec ces agressions : 1) dans la rhizosphère, les agents pathogènes sont confrontés à la compétition et à l'antagonisme avec d'autres microorganismes, ce qui a pour effet d'établir une flore microbienne diversifiée et équilibrée (Davet, 1996; Garbaye, 2013). Dans cet environnement, les agents pathogènes ne parviennent pas à proliférer et leur nombre reste relativement faible. 2) Les champignons mycorhiziens modifient les activités physiologiques des racines. En effet, une fois agressée par un agent pathogène, la plante dont les racines sont mycorhizées réagit en produisant des substances antibiotiques qui inhibent la croissance de ces ennemis (Fortin et al., 2008). Parmi ces substances, on peut citer les phytoalexines, les enzymes de la voie phénylpropanoïde, les chitinases, les  $\beta$ -1,3-glucanases, les peroxydases, les protéines liées à la pathogenèse (PR), les glycoprotéines et phénoliques riches en hydroxyproline (HRGP) (Gianinazzi-Pearson et al., 1994). Il y a également l'acide jasmonique qui joue un rôle important dans l'amplification de la résistance des plantes contre les agents pathogènes (Koltai et Kapulnik, 2010).

L'inoculation des plantes par les champignons mycorhiziens arbusculaires augmente la tolérance de la plante face aux stress abiotiques (Marschner, 1995; Fortin et al., 2008). Par exemple, les champignons mycorhiziens peuvent améliorer la résistance de la plante dans des sols salins ou à haute teneur en métaux lourds (Bencherif et al., 2015; Liu et al., 2015).

## **Agrégation des sols**

La formation d'agrégats est un facteur important qui détermine la structure du sol. Le réseau d'hyphes propagés dans le sol par le champignon mycorhizien arbusculaire n'a pas uniquement un rôle d'absorption d'eau et de minéraux pour la plante, mais il participe également à la stabilité structurale des sols (Rillig et al., 2002). Ce réseau a la capacité d'excréter une glycoprotéine appelée glomaline qui agit comme une sorte de colle pour assembler les particules les plus fines du sol et en faire des agrégats (Rillig et al., 2002; Wright et Anderson, 2000). Cela permet ainsi l'infiltration de l'eau, la rétention des éléments minéraux et l'aération du sol (Fortin et al., 2008). Même après leur mort, les hyphes fournissent encore un lien physique qui participe à l'assemblage des agrégats.

## **2.4. PROPRIÉTÉ DES SOLS EN HAÏTI**

Haïti est l'un des pays du monde où l'environnement est le plus déboisé, alors que seulement 30% des terres sont cultivables (Williams, 2011). Le couvert forestier est maintenant d'environ 2% alors qu'il était de 60% il y a 80 ans (Hylkeman, 2011). La dégradation des sols, correspondant surtout à l'érosion, a été identifiée comme l'un des plus graves problèmes écologiques auxquels fait face le pays actuellement (Bayard et al., 2006). La topographie et l'histoire géologique d'Haïti ont créé une diversité de types de sols qui peut être qualifiée d'importante compte tenu de la faible superficie du pays (Isaac, 2006). Les sols d'Haïti sont issus principalement de deux types de matériaux : les roches volcaniques et les roches sédimentaires. Cependant, les sols calcaires issus de roches sédimentaires prédominent à l'échelle du pays et couvrent plus de 80% du territoire (Bellande, 2009). La classification des sols se fait selon leur degré d'évolution qui est influencé par la pente, la pluviométrie et la géomorphologie. En Haïti, 63% des terres ont une pente supérieure à 20% alors que 29% des terres ont une pente inférieure à 10% (Hylkema, 2011). Dans un document sur la dégradation des terres en Haïti, Bellande (2009) présente la distribution des sols comme suit :

- Les zones à très forte pente (plus de 60%) et à roches calcaires dures : le sol y est peu évolué et on y retrouve des lithosols minces ayant une faible capacité de rétention d'eau et ne permettant qu'une lente croissance végétale;

- Les zones à forte pente (de 31% à 60%) et à roches calcaires tendres : les sols y sont relativement minces (de 10 à 40 cm de profondeur), caillouteux et secs. Les rendzines qui s’y développent induisent fréquemment chez la végétation des carences importantes en éléments tels que le potassium, le magnésium, le fer et le phosphore;
- Les zones avec des pentes moyennes ou faibles (de 11% à 30%): on y retrouve deux types de sols, soit les sols bruns et les sols calciques. Les sols bruns sur calcaire sont plus profonds que les rendzines, plus fertiles et leur taux de matière organique est plus élevé. Pour leur part, les sols calciques mélanisés sur basalte sont plus profonds et souvent plus fertiles que les sols bruns sur calcaire;
- Les zones de pentes faibles (de 3% à 10%) calcaires ou basaltiques sous climat humide : les sols rouges fersiallitiques y dominent. Argileux et de profondeur variable, leur couleur rouge provient de l’oxydation du fer. Dans les zones de forte pluviométrie, ces sols deviennent acides et peuvent donner naissance à des sols ferrallitiques;
- Les zones constituées de poches de sols ferrallitiques : on retrouve ce type de sol principalement sur les plateaux humides formés de matériaux anciens et situés à plus de 700 mètres d’altitude. Ce sol bénéficie d’un bon drainage, mais est fortement lessivé ce qui entraîne chez les plantes des problèmes d’assimilation du phosphore, du potassium et du magnésium;
- Les zones de plaines, de vallées, de dépressions et de bas-fonds : on y retrouve deux types de sols, soit les sols vertiques et les sols alluvionnaires. Les sols vertiques sont composés d’argile (dans une proportion allant de 30 à 80%), possèdent une fertilité chimique et organique élevée, mais sont mal drainés. Les sols alluvionnaires ont une bonne fertilité chimique, mais ils sont localisés dans des zones à faible pluviométrie, ce qui fait que le rendement qu’on y obtient est dépendant des capacités d’irrigation.

La symbiose mycorhizienne peut jouer un rôle significatif dans l’agriculture haïtienne, notamment en facilitant la nutrition des plantes, l’agrégation des sols et l’amélioration de la

résistance des plantes envers les stress biotiques et abiotiques. En effet, les sols haïtiens sont pour la majorité de nature calcaire avec des pH variant de 6,92 à 8,33. Dans le cadre de la présente étude, nous avons tenté de reproduire le plus fidèlement possible les conditions du sol haïtien dans le but d'évaluer l'incidence positive que pourraient avoir des champignons mycorhiziens arbusculaires sur la biomasse des plantes lorsqu'elles sont soumises à des conditions de stress induit par le carbonate de calcium. Ce travail s'inscrit également dans une dynamique de continuité des travaux de recherche initiés par le projet AKOSAA visant la recherche de solution viable en vue de contribuer à long terme et de manière durable à la sécurité alimentaire de la population haïtienne.

## CHAPITRE 2- MÉTHODOLOGIE

### Lieu de réalisation de l'expérience

L'expérience a été réalisée dans les serres du pavillon Abitibi-Price de l'Université Laval avec comme plante hôte le poireau (*Allium porrum*), inoculé avec l'une ou l'autre de cinq souches de champignons mycorhiziens arbusculaires et cultivé sous quatre niveaux de carbonate de calcium. Un délai de quatre mois a été nécessaire entre le semis et la récolte des traitements. La croissance des plantes s'est faite dans les conditions de température de 25 degrés Celsius avec 70% d'humidité et une photopériode jour/nuit de 16/8 h.

### Substrat

Le substrat utilisé était un mélange de tourbe et de vermiculite mélangées en proportions égales. Le choix de ce substrat a été fait afin de faciliter la récolte de la partie racinaire pour mesurer le taux de colonisation par les cinq souches du champignon *Rhizophagus irregularis*. Une expérience préparatoire a été faite pour ajuster le substrat au pH désiré. Un malaxeur a été utilisé pour mélanger de façon uniforme les deux composantes, puis sont ajoutés 3,9 g de chaux agricole par litre de tourbe avec un peu d'eau. La chaux agricole provient de la coopérative agricole du Québec/Seigneurie Saint-Agapit. Le tout a été mélangé pendant 45 minutes avant d'être laissé au repos. Le jour suivant, le pH mesuré était de 6,2. Ensuite, de la chaux (0,1 g par litre de substrat, mélangé avec un peu d'eau) a été ajoutée et le mélange a été agité pendant 30 minutes. Le lendemain, le pH était de 7,5. Le substrat a été divisé en quatre parties dans lesquelles ont été ajoutées des proportions différentes de carbonate de calcium: 1) 0 g de carbonate de calcium par kg de substrat (0% (p/p)); 2) 10 g de carbonate de calcium par kg de substrat (1% (p/p)); 3) 50 g de carbonate de calcium par kg de substrat (5% (p/p)) et 4) 100 g de carbonate de calcium par kg de substrat (10% (p/p)). Le carbonate de calcium, de qualité alimentaire avec 97% de calcaire, a été broyé par Duda Energy et acheté à Vision Store aux États-Unis. Les pH des substrats après ajout de carbonate de calcium étaient respectivement de 7,5; 7,8; 8,0 et 8,4.

### Semis

Le poireau a été semé un jour après la préparation du substrat. Neuf graines ont été semées dans chaque pot d'une capacité de 1,78 litre à raison de trois graines par poquet. En raison de la

quantité élevée de traitements, le semis a été décalé sur trois semaines pour éviter les encombrements au moment de la récolte. La première semaine, 48 pots ont été semés pour la souche Cuba 8 et DAOM 234181, la deuxième semaine 48 pots pour la souche DAOM 241558 et DAOM 197198(AAC) et la troisième semaine, 48 pots pour la souche DAOM 197198(PT) et le témoin non inoculé (voir plus bas pour une description des souches de champignon). Après 4 semaines de semis, un démariage a été fait pour enlever les plantules moins vigoureuses afin d'avoir dans chaque pot 3 plantules de taille relativement homogène.

### **Inoculum**

Cinq souches de champignons mycorhiziens arbusculaires de l'espèce *Rhizophagus irregularis* venant de plusieurs endroits ont été utilisées pour inoculer les plants de poireau :

- Souche 1: Cuba 8 isolée à Cuba, Las Papas, San José de las Lajas dans un sol à pH de 8.3;
- Souche 2 : DAOM 234181 isolée à partir de la plante hôte *Ammophila breviligulata* aux Iles-de-la-Madeleine dans un sol à pH de 7-7,5 ;
- Souche3 : DAOM 241558 isolée à partir du *Trifolium pratense* (trèfle des prés) à Fort McMurray dans un sol à pH de 4-4.5 ;
- Souche 4 : DAOM 197198 isolée à partir de la plante hôte *Fraxinum americana* L dans un habitat à Pont-Rouge, Québec dans un sol à pH de 5-5.5 (appelée ici DAOM 197198 AAC);
- Souche 5 : DAOM 197198 fournie par Premier Tech (appelée ici DAOM 197198 PT).

Quatre de ces cinq souches ont été reçues d'Agriculture et agroalimentaire Canada (Yolande Dalpé) sous forme de substrat (sol) : Cuba 8, DAOM 234181, DAOM 241558 et DAOM 197198. La cinquième souche provenant de Premier Tech était en formulation liquide.

### **Multiplication des 4 souches reçues sur substrat solide**

La souche reçue de Premier Tech était en quantité suffisante et n'exigeait pas de multiplication. Cependant, comme une grande quantité de spores était nécessaire pour inoculer les plantes, les quatre souches reçues d'Agriculture Canada ont été multipliées sur du poireau déjà cultivé depuis deux mois. Le poireau a été repiqué dans un substrat composé d'un mélange de tourbe et de

vermiculite à proportion égale ajusté à un pH de 7,5 grâce à un apport de chaux (voir plus haut). Pour chacune des 4 souches à multiplier, la procédure suivante a été appliquée : 3 pots d'une capacité de 1,78 litre ont été utilisés pour chaque souche. Dans chaque pot, 3 cuillères de 15 ml de substrat contenant la souche voulue ont été ajoutées dans 3 poquets. Les plantules ont par la suite été repiquées dans ces pots. Les plantes ont été fertilisées une fois par semaine avec une solution de Hoagland pauvre en phosphore préparée comme suit : dans un litre d'eau sont ajoutés 1 ml d'éléments trace, 5 ml de FeEDTA et 10 ml de macro-éléments (Tableau 1, 2 et 3). Chaque plantule a reçu 7 ml de fertilisant et deux arrosages par semaine. Après deux mois de culture, les plantes ont été récoltées pour isoler les spores contenues dans les substrats.

**Tableau 1- Solution de Hoagland : macro-éléments**

	mol/L final		[finale]	[100X] g/L
Ca(NO <sub>3</sub> )*4H <sub>2</sub> O	0,007	236,1	1,6527	165,27
KNO <sub>3</sub>	0,005	101,1	0,5055	50,55
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,0002	136,1	0,02722	2,722
MgSO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O	0,002	246,5	0,493	49,3

**Tableau 2- Solution de Hoagland : éléments trace**

Préparation pour 1 litre d'éléments trace :

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

**Tableau 3- Solution de Hoagland : FeEDTA**

Préparation pour 1 litre de FeEDTA :

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

### **Isolement des spores**

Après 4 mois de culture (du 11 février au 6 juin 2016), les plantules ont été récoltées pour isoler les spores. L'isolement a été fait à partir des substrats par la méthode de centrifugation établie par Brundrett et al. (1996). Une fois isolées, ces spores sous la formulation liquide ont été stockées au réfrigérateur à 4 degrés jusqu'à l'inoculation des plantes.

### **Inoculation et fertilisation**

Deux semaines après le semis, chaque plant de poireau a reçu 3 ml d'inoculum d'une des cinq souches sauf pour les traitements témoin qui n'ont pas été inoculés. Au moment de l'application de l'inoculum, un agitateur a été utilisé pour éviter la sédimentation des spores présentes dans la formulation liquide. L'application a été faite le plus près possible des racines des plantules pour s'assurer d'une colonisation rapide. Une solution de Hoagland pauvre en phosphore (voir plus haut) a été utilisée pour fertiliser les plantules. Toutes les plantules ont été fertilisées une fois par semaine à raison de 7 ml de fertilisant par plant et deux arrosages par semaine ont été réalisés.

### **Dispositif expérimental**

Cette expérience comportait trois facteurs : i) le carbonate de calcium ajouté à des concentrations variables, soit 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondant respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p); ii) 2 périodes de récolte (10 et 13 semaines après le semis) et iii) 6 traitements d'inoculation (5 souches de *Rhizophagus irregularis* et 1 témoin non inoculé). L'unité expérimentale était un pot de 1,78 litre contenant trois plantules de poireau et recevant au hasard un des 48 traitements. Cette expérience factorielle 4\*6\*2 a été réalisée en 3 blocs dans un plan en split plot dont le facteur souche en parcelle principale et les facteurs carbonate de calcium et temps de récolte en sous-parcelle. Le facteur souche a été mis en parcelle principale pour éviter la contamination entre les traitements inoculés avec différentes souches ou non inoculés. Ainsi, chaque traitement était répété trois fois ce qui a donné un total de 144 unités expérimentales.

### **Récolte et collecte des données**

À 10 semaines après le semis, la moitié des traitements ont été récoltés et le reste à 13 semaines. Les parties aériennes ont été récoltées, séchées à 67°C dans un four pendant 3 jours et pesées à

l'aide d'une balance. La composition minérale de la biomasse sèche a été déterminée par ICP (*Inductively coupled plasma*) au laboratoire. Les parties racinaires ont été récoltées puis colorées par la méthode de Phillips et Hayman. Les racines colorées ont été entreposées dans des boîtes de Pétri dans lesquelles ont été ajoutés de 10 à 15 ml de solution de glycérol à 50%. Pour les observations microscopiques, des montages ont été faits sur des lames afin de vérifier la présence ou non de spores, de vésicules et d'arbuscules. Dans un deuxième temps, une partie des racines colorées a été dispersée dans une boîte de Pétri quadrillée en 50 divisions et à l'aide d'un binoculaire, le niveau de colonisation a été évalué pour chacun des traitements.

### **Variables mesurées et analyses statistiques**

Les variables mesurées étaient la biomasse sèche de la partie aérienne, le taux de colonisation mycorhizienne des racines, la composition minérale des parties aériennes et notamment la teneur en calcium, en potassium, en fer, en phosphore, en zinc et en magnésium. Toutes les analyses statistiques ont été faites à l'aide du logiciel SAS v.9.32 (SAS Institute Inc.) et les données recueillies ont été soumises à des analyses de variance réalisées selon la procédure GLM pour déterminer la présence ou non de différences significatives entre les traitements. Comme le plan de l'expérience comprenait trois facteurs (4\*6\*2), la décomposition factorielle de l'ANOVA a été faite afin de déterminer les interactions qui existent entre les facteurs. Par la suite, pour le facteur carbonate de calcium, des contrastes polynomiaux ont été effectués puisque les traitements sont quantitatifs afin de déterminer les effets linéaires, quadratiques et cubiques du carbonate de calcium. Pour le facteur période de récolte, un contraste a été fait. Finalement, pour le facteur souche, cinq contrastes simples ont été réalisés. Pour la comparaison des différences de moyennes, le test de Tukey a été adopté quand des effets significatifs des facteurs ont été détectés dans le tableau de l'ANOVA. Un seuil  $\alpha = 0.05$  a été utilisé pour déterminer si les effets étaient significatifs.

## CHAPITRE 3- RÉSULTATS

Le poireau a été utilisé pour étudier l'influence combinée du carbonate de calcium et de cinq souches du *Rhizophagus irregularis* sur la biomasse, le taux de colonisation racinaire et la composition minérale. L'expérience a compris quarante-huit traitements.

### 3.1. TAUX DE COLONISATION MYCORHIZIENNE

Le taux de colonisation a été significativement influencé par l'inoculation ( $P < 0.001$ ) et par la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.001$ ), non par le temps de récolte ( $P = 0.48$ ). Cependant, l'interaction du temps de récolte avec la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.05$ ) ainsi que l'interaction entre l'inoculation et la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.05$ ) ont eu un effet significatif sur le taux de colonisation (Tableau 4).

**Tableau 4- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte et leurs interactions sur le taux de colonisation mycorhizienne**

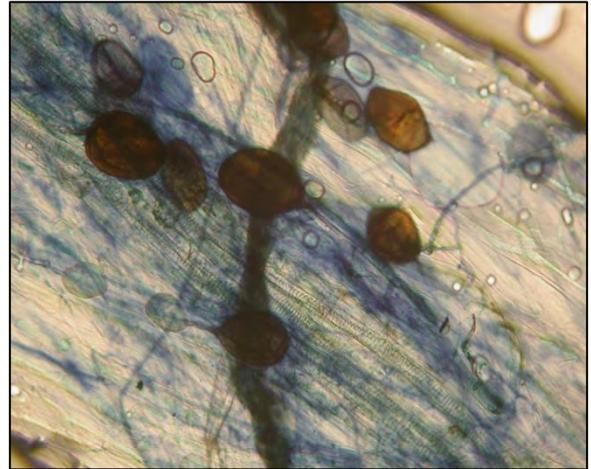
Effet	DDL Num.	DLL den.	Valeur F	Pr > F
<b>inoculation</b>	5	10	2694.72 **	<.0001
<b>Récolte</b>	1	84	0.50	0.4814
<b>inoculation*récolte</b>	5	84	5.21*	0.0003
<b>CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	68.94**	<.0001
<b>inoculation* CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	6.69**	<.0001
<b>récolte * CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	3.42*	0.0209
<b>inoculation* récolte * CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	1.25	0.2506

\*\*Valeur très significative ( $P < 0.01$ ), \*valeur significative ( $P < 0.05$ )

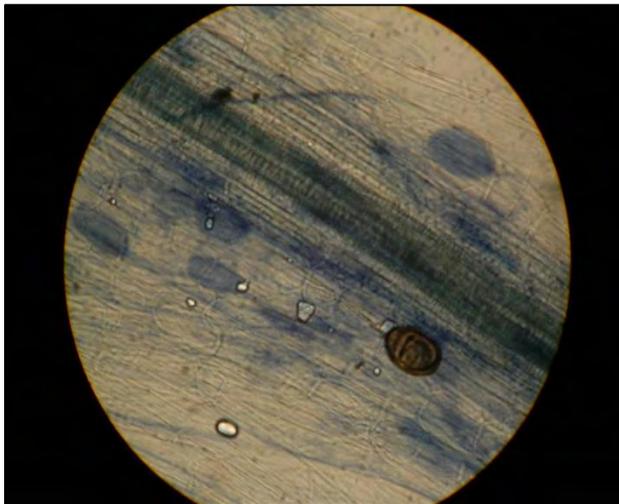
Aucune colonisation des racines n'a été trouvée pour les plantules non inoculées. Les souches DAOM 234181 et DAOM 241558 ont présenté un niveau de colonisation significativement plus élevé par rapport aux autres souches (Figures 1, 2, 3 et 4). Les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) ont aussi démontré un taux de colonisation plus élevé par rapport à la souche Cuba 8. Les résultats ont démontré une diminution du taux de colonisation lorsque la concentration de carbonate de calcium augmente (Figure 5).



**Figure 1-** Visualisation de la colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 0% (p/p) de  $\text{CaCO}_3$



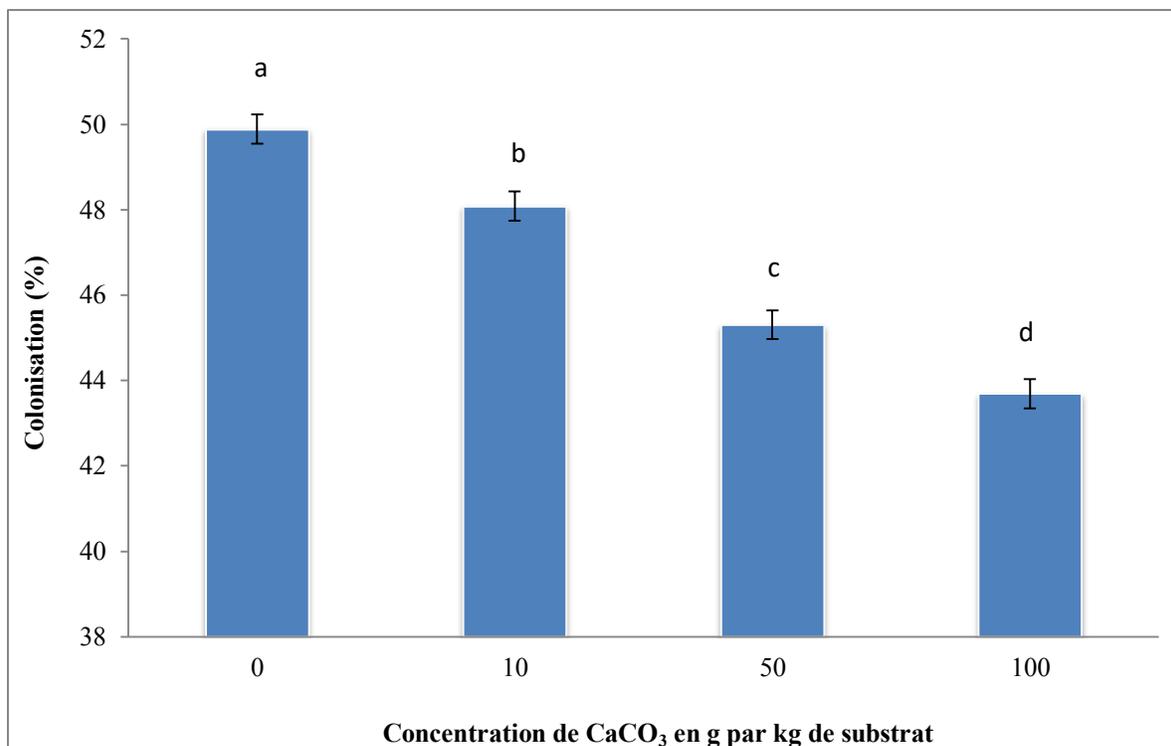
**Figure 2-** Visualisation de la colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 1% (p/p) de  $\text{CaCO}_3$



**Figure 3-** Visualisation de la colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 5% (p/p) de  $\text{CaCO}_3$



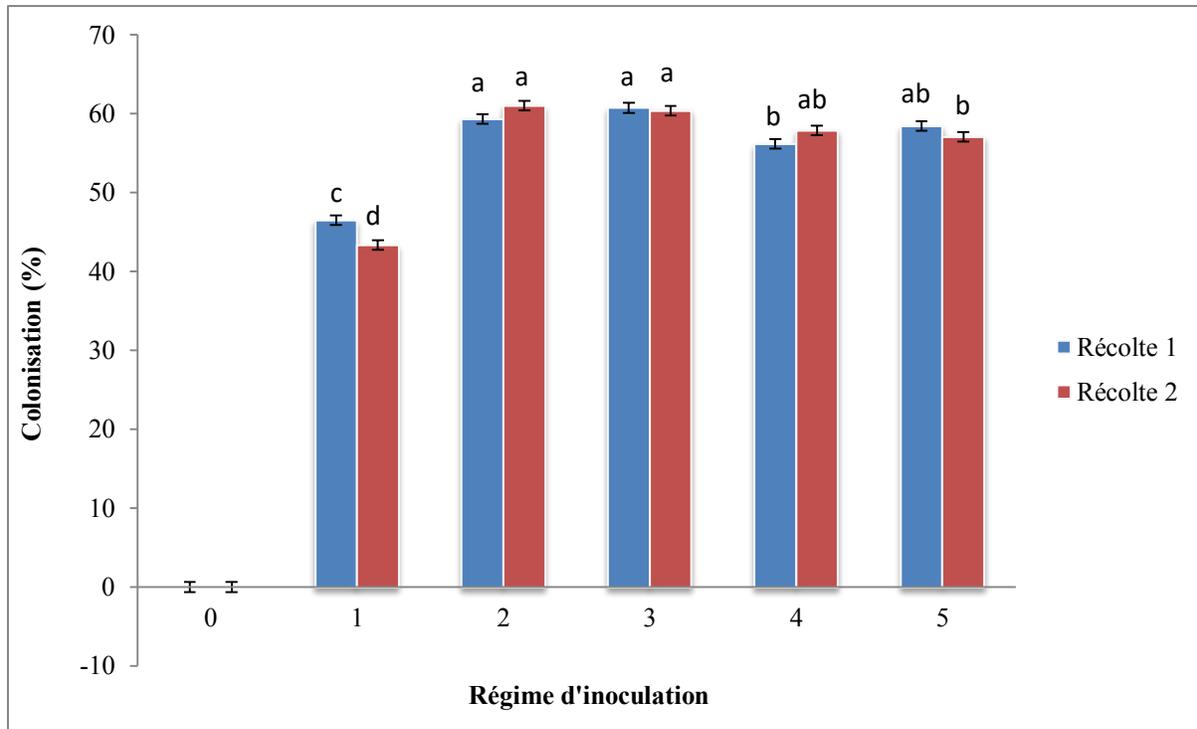
**Figure 4-** Visualisation de la colonisation racinaire du poireau inoculé avec la souche DAOM 234181 et récolté à 10 semaines à 10% (p/p) de  $\text{CaCO}_3$



**Figure 5: Taux de colonisation racinaire pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

Le taux de colonisation est influencé de manière significative par l'inoculation en interaction avec la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.001$ ) et le temps de récolte ( $P < 0.05$ ). Les souches DAOM 234181 et DAOM 241558 ont démontré un taux de colonisation plus élevé que la souche Cuba 8 dans les deux périodes de récolte alors qu'il n'y a pas eu de différence entre les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) pour les deux récoltes (Figure 6). Aucune interaction significative n'a été observée entre les trois facteurs ( $P = 0.2$ ).



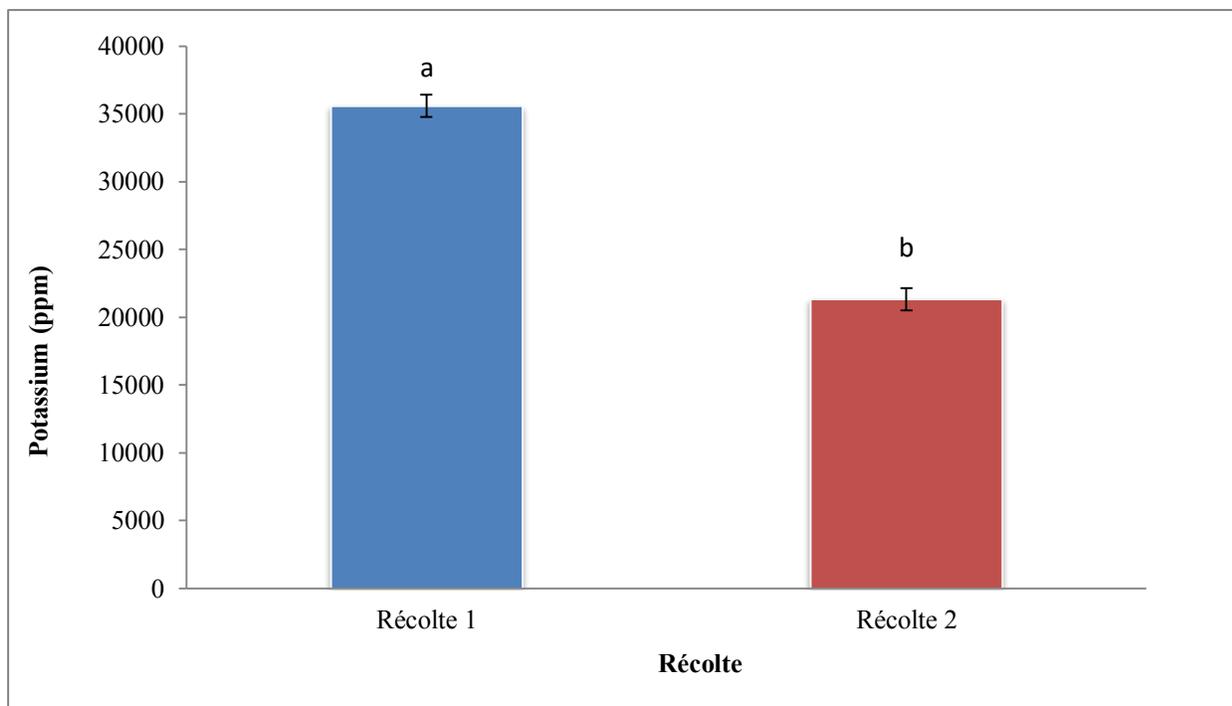
**Figure 6- Taux de colonisation en fonction du régime d'inoculation en interaction avec le temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

## 3.2. TENEUR EN MINÉRAUX

### 3.2.1. POTASSIUM

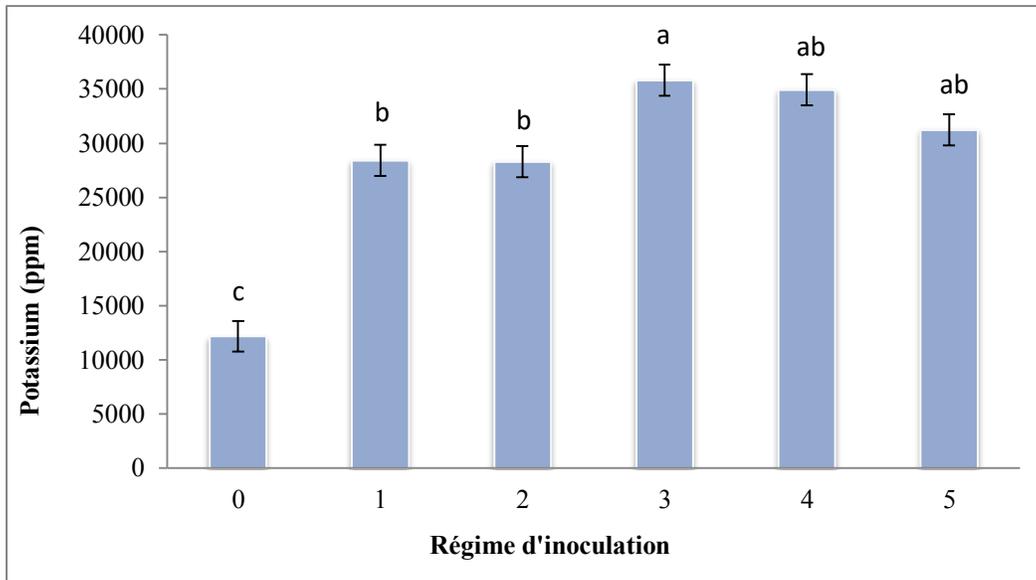
La teneur en potassium des plantes a été influencée par le temps de récolte ( $P < 0.001$ ), l'inoculation ( $P < 0.001$ ) et la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.001$ ). La teneur en potassium des plantules était de 1,6 fois plus élevée à la récolte 1 qu'à la récolte 2 (Figure 7).



**Figure 7- Teneur des plantes en potassium en fonction du temps de récolte**

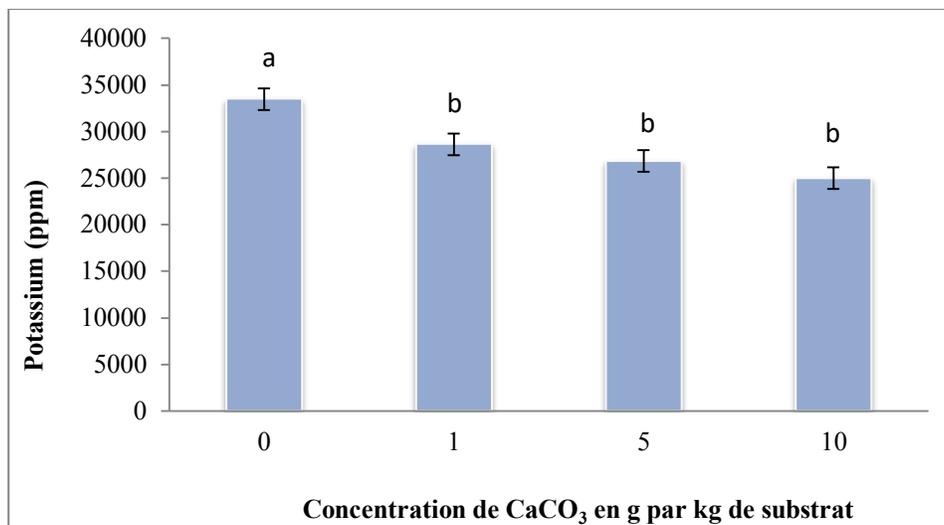
Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's) au seuil de signification  $P < 0.05$ .

Les teneurs de potassium les plus faibles ont été obtenues en absence de l'inoculation mycorhizienne. Les quantités de potassium obtenues avec la souche DAOM 241558 ont été plus élevées que celles obtenues avec les souches Cuba 8, DAOM 234181 et que le témoin non inoculé, mais similaires aux quantités obtenues avec les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) (Figure 8). Une diminution de la teneur des plantes en potassium a été constatée avec l'augmentation de la concentration de carbonate de calcium (Figure 9).



**Figure 8- Teneur des plantes en potassium pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation**

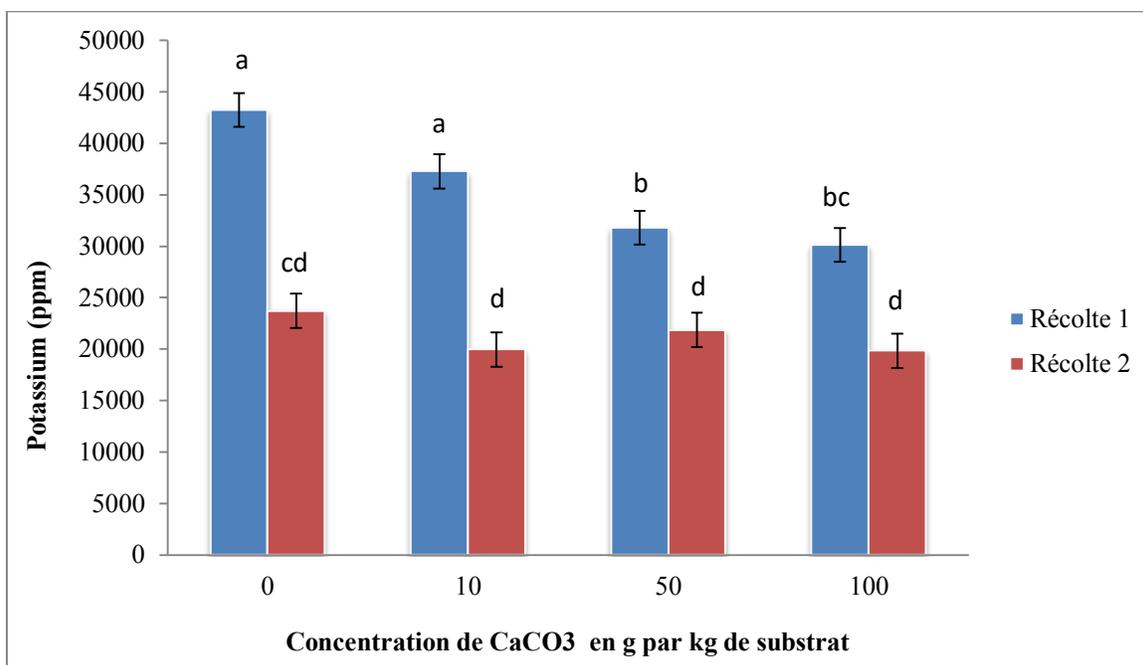
Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).



**Figure 9- Teneur des plantes en potassium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

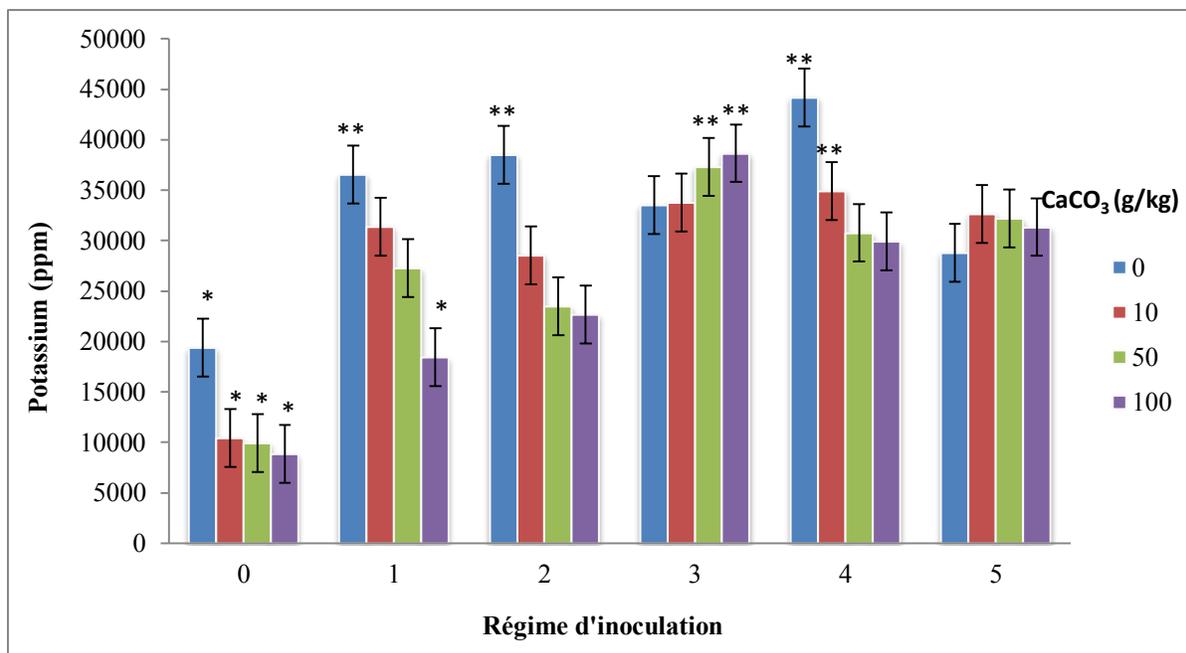
L'interaction de la concentration de carbonate de calcium avec le temps de récolte a été significative ( $P < 0.001$ ). La teneur en potassium des plantules cultivées dans le substrat à 0% (p/p) et à 1% (p/p) de  $\text{CaCO}_3$  était significativement différente de la teneur des plantules cultivées à 5 et à 10% (p/p) à la première récolte. Aucun traitement n'était différent l'un de l'autre pour la récolte 2 (Figure 10).



**Figure 10- Teneur des plantes en potassium en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

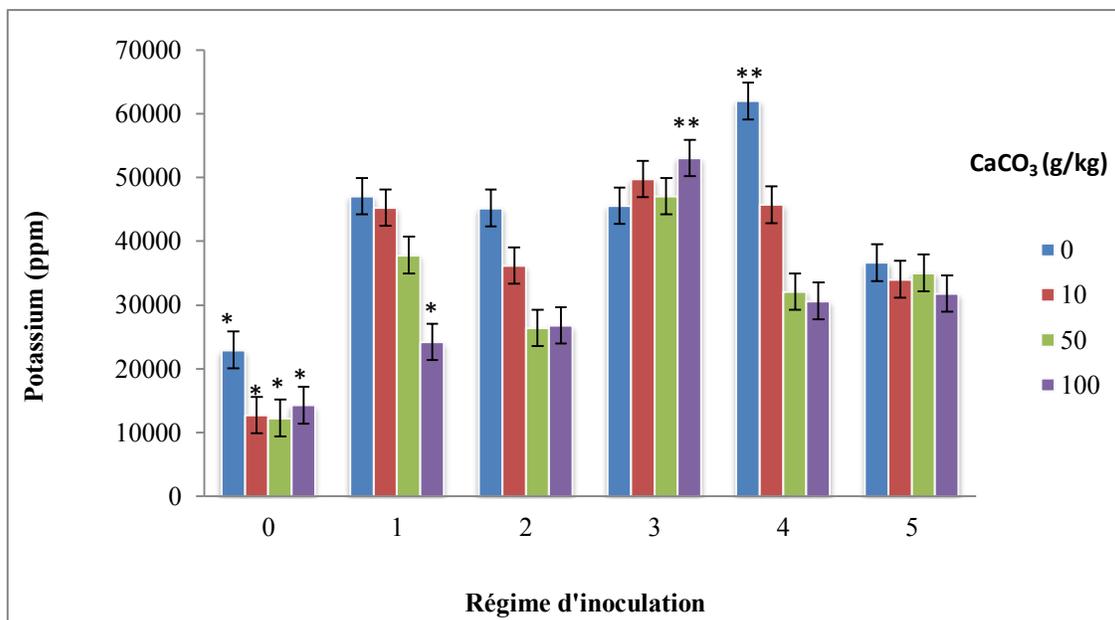
Le facteur inoculation en interaction avec la concentration de carbonate de calcium a également influencé la teneur des plantes en potassium (Figure 11). À tous les niveaux de concentration de carbonate de calcium, la quantité de potassium contenue dans les plantules inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) était supérieure par rapport au témoin non inoculé.



**Figure 11- Teneur des plantes en potassium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

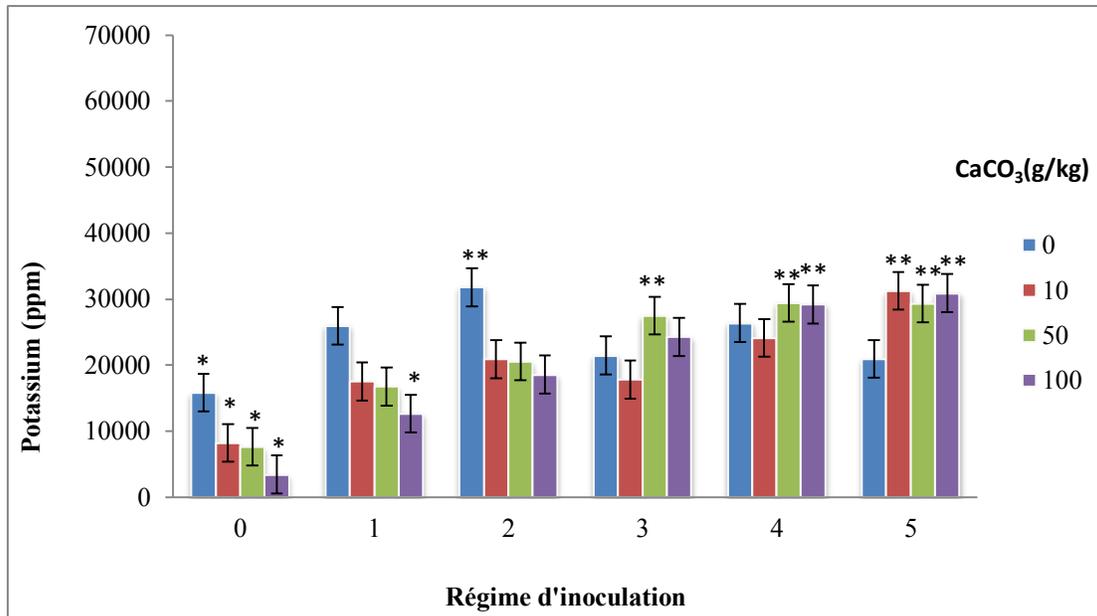
À 10 semaines, la teneur des plantes en potassium a été plus élevée en présence des souches DAOM 241558 et DAOM 197198(AAC) à n'importe quel niveau de carbonate de calcium. À 0% (p/p), la plus haute teneur en potassium provenait des plantes inoculées avec la souche DAOM 197198(AAC) qui différait des autres traitements. À 1% (p/p), la souche DAOM 241558 était plus performante que les souches DAOM 234181 et DAOM 197198(PT), alors qu'elle était similaire aux deux autres souches. À 5% (p/p), la souche DAOM 241558 était encore significativement différente des souches DAOM 234181, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) sans pour autant avoir de différences importantes avec la souche Cuba 8. Enfin, à 10% (p/p), la souche DAOM 241558 était de nouveau supérieure et différente de toutes les autres souches (Figure 12).



**Figure 12- Teneur des plantes en potassium à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

À 13 semaines, les plantules inoculées avec les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) étaient supérieures au témoin non inoculé et se comportaient de la même façon quel que soit le niveau de carbonate de calcium. Les plants inoculés avec la souche Cuba 8 ne présentaient pas de différence significative avec les traitements non inoculés à 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p) (Figure 13).



**Figure 13- Teneur des plantes en potassium à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

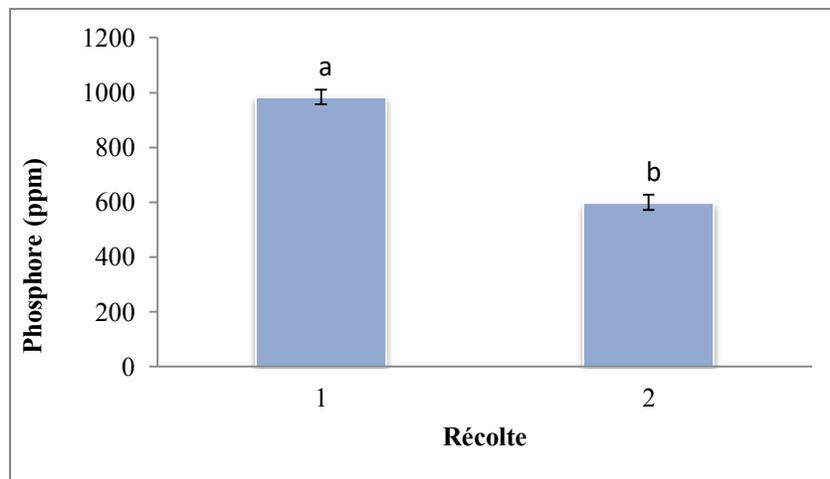
### 3.2.2. PHOSPHORE

La teneur des plantes en phosphore a été influencée par le temps de récolte ( $P < 0.001$ ), l'inoculation ( $P < 0.001$ ) la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.05$ ) et leur interaction (Tableau 5). Les plantules contenaient 1,6 fois plus de phosphore dans la récolte 1 que dans la récolte 2 (Figure 14).

**Tableau 5- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte et leur interaction sur la teneur des plantes en phosphore**

Effet	DDL Num.	DLL den.	Valeur F	Pr > F
<b>inoculation</b>	5	10	88.80**	<.0001
<b>récolte</b>	1	84	112.21**	<.0001
<b>inoculation*récolte</b>	5	84	20.33**	<.0001
<b>CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	3.67*	0.0154
<b>inoculation* CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	3.99**	<.0001
<b>récolte* CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	3.48*	0.0196
<b>inoculation*récolte* CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	2.89*	0.0011

\*\*Valeur très significative (P<0.01), \*valeur significative (P<0.05)

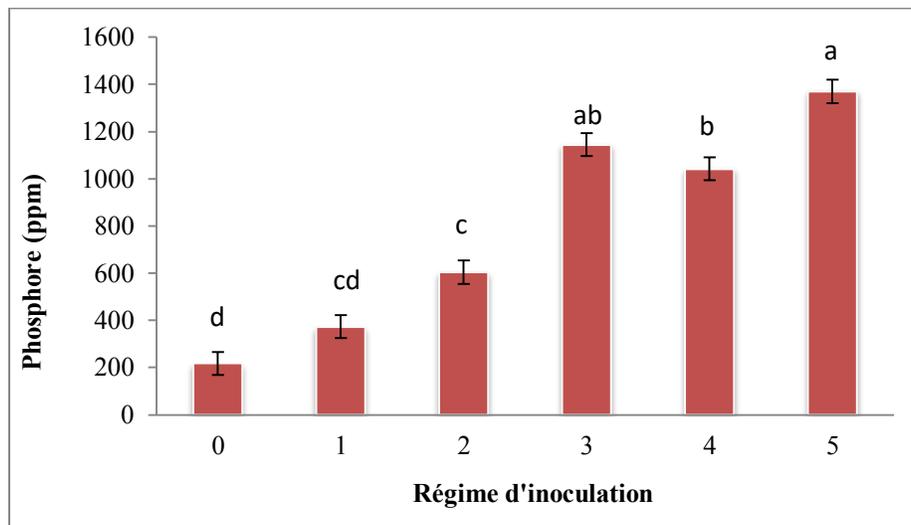


**Figure 14- Teneur des plantes en phosphore en fonction du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05.

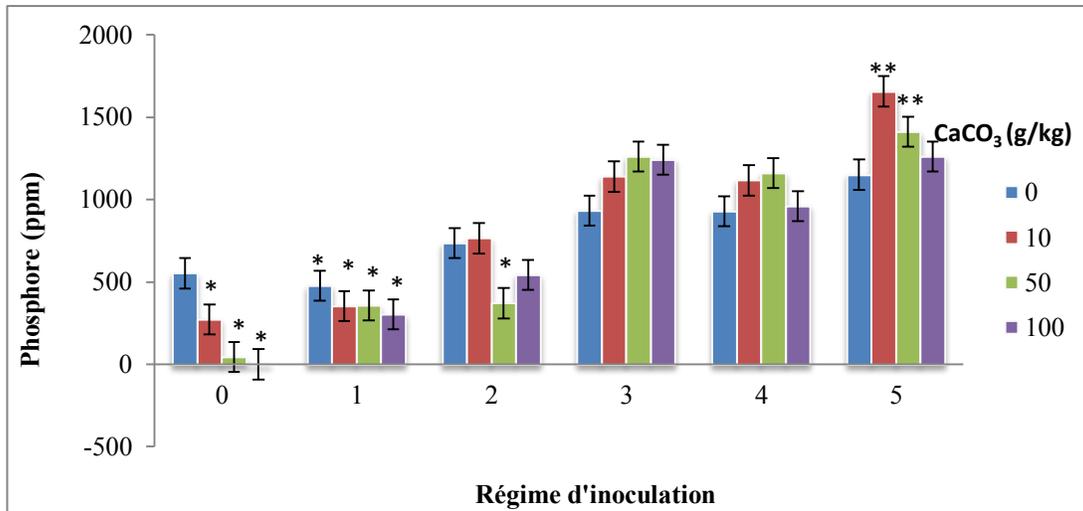
La teneur des plantes en phosphore a été influencée par l'inoculation ainsi que par son interaction avec la concentration de carbonate de calcium ou le temps de récolte. Les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(PT) ont été plus performantes que les souches Cuba 8, DAOM 234181 et le témoin non inoculé, mais ne montraient pas de différence avec la souche DAOM 197198(AAC) (Figure 15). En interaction avec la concentration de carbonate de calcium, la

souche DAOM 197198(PT) était meilleure au niveau de 1% (p/p). Pour le témoin non inoculé et les plantules inoculées avec la souche DAOM 234181, la teneur en phosphore a diminué avec l'augmentation de la concentration de carbonate de calcium dans le substrat. Finalement, lorsque les trois facteurs ont été combinés, ils ont présenté également une interaction significative sur la teneur des plantes en phosphore (Figure 16).



**Figure 15- Teneur des plantes en phosphore pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation**

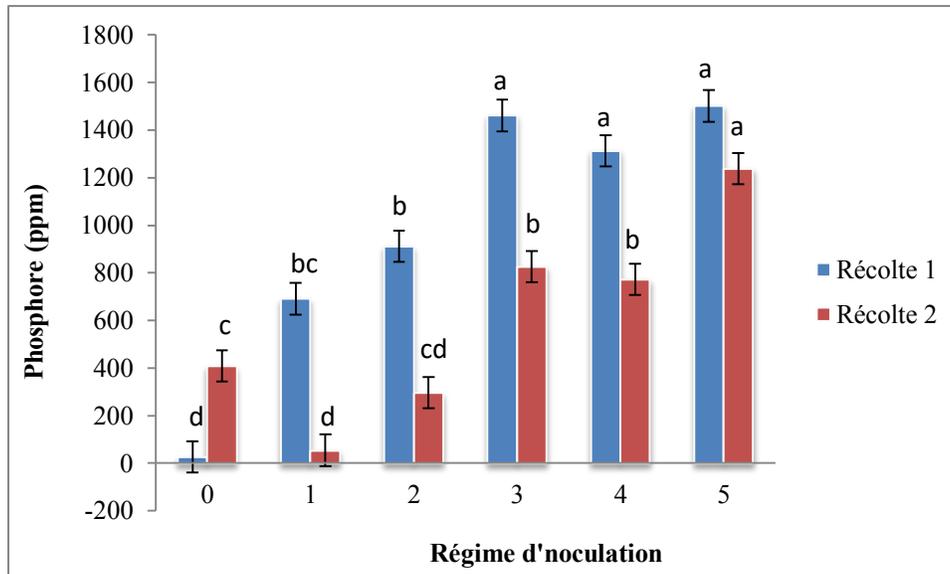
Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).



**Figure 16- Teneur des plantes en phosphore pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation en interaction avec le niveau de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

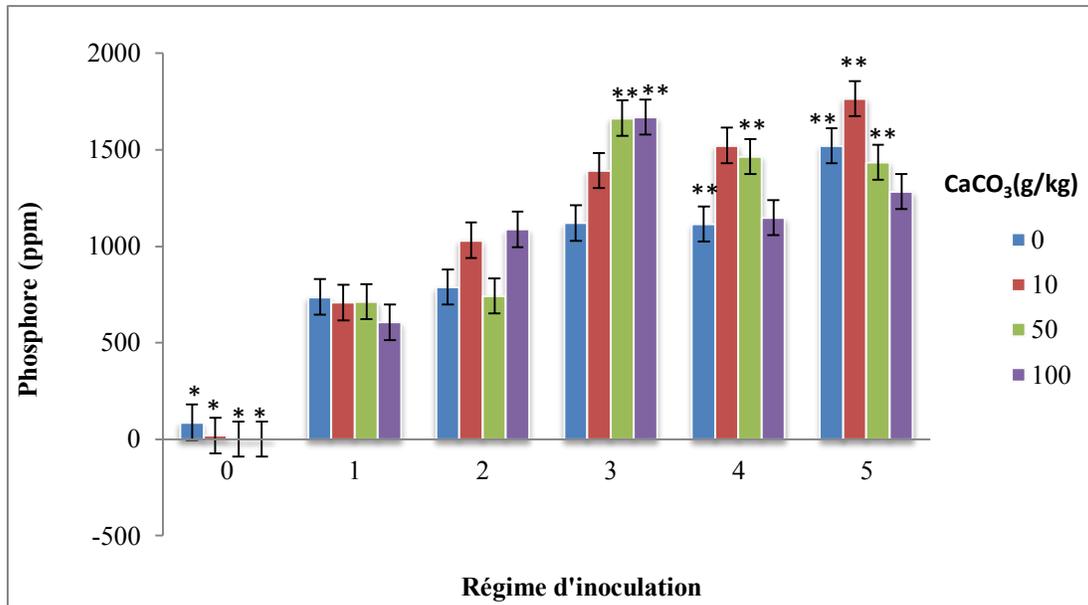
L'interaction de l'inoculation et du temps de récolte a aussi été significative (Figure 17). Les plantules inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) ont contenu plus de phosphore à 10 semaines comparées à celles inoculées avec les autres souches et au témoin non inoculé. La souche DAOM 197198(PT) a permis aux plantules d'avoir une teneur en phosphore similaire pour les deux récoltes contrairement à celles inoculées avec les autres souches qui ont favorisé une teneur plus importante à la première récolte.



**Figure 17- Teneur des plantes en phosphore en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

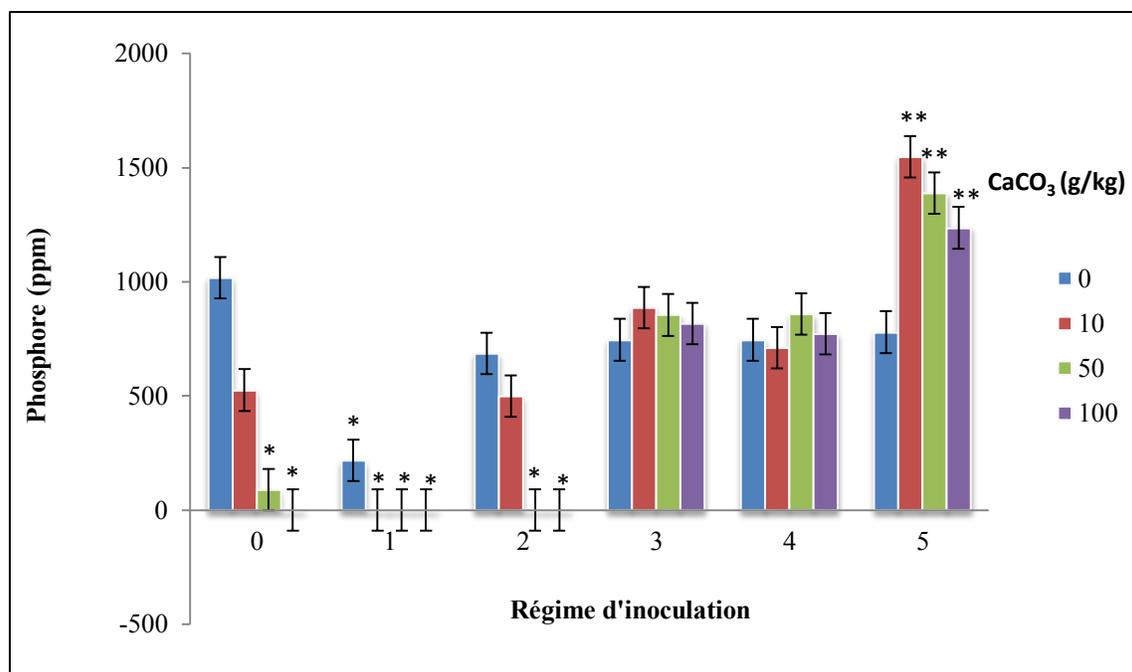
À 10 semaines, les plantules inoculées contenaient une quantité de phosphore plus importante par rapport à celles non inoculées pour toutes les concentrations de carbonate de calcium. Sans ajout de carbonate de calcium et à 1% (p/p), la souche DAOM 197198(PT) a facilité une plus grande teneur des plantes en phosphore par rapport aux souches Cuba 8, DAOM 234181 et DAOM 241558, mais ne présentait pas de différence avec la souche DAOM 197198(AAC). À 5% (p/p), les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) étaient meilleures que les souches Cuba 8 et DAOM 234181. Finalement, à 10% (p/p), la souche DAOM 241558 était la meilleure en ce qui concerne l'absorption du phosphore (Figure 18).



**Figure 18- Teneur des plantes en phosphore à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

À 13 semaines, les plantules inoculées avec la souche Cuba 8 ont eu une teneur en phosphore inférieure aux autres traitements sans ajout de carbonate de calcium. À 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p), la souche DAOM 197198(PT) était meilleure que toutes les autres souches ainsi que le témoin. À tous les niveaux de carbonate de calcium, les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(AAC) se comportaient de la même façon pour la teneur en phosphore des plantes (Figure 19).



**Figure 19- Teneur des plantes en phosphore à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

### 3.2.3. FER

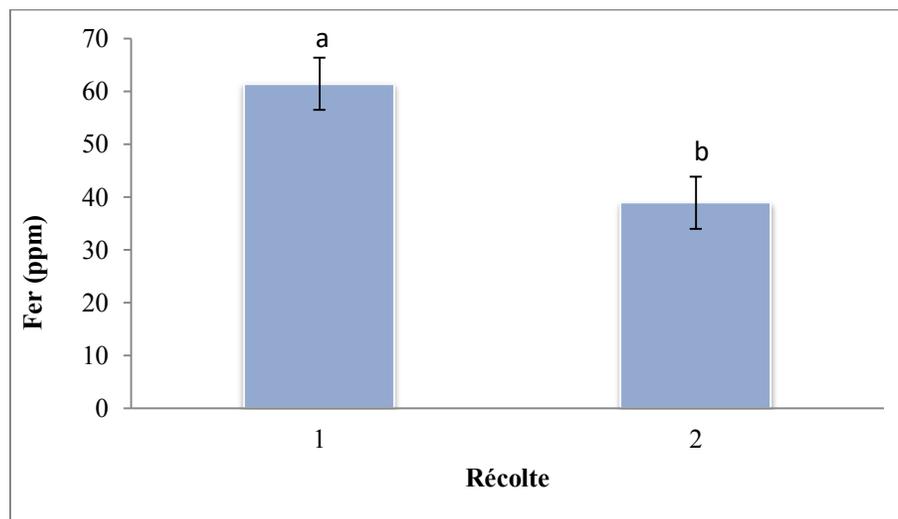
Le temps de récolte et l'inoculation ont eu une influence sur la teneur des plantes en fer. L'interaction de la concentration de carbonate de calcium avec l'inoculation n'était pas significative ( $P = 0.76$ ). Cependant, en interaction avec le temps de récolte, l'inoculation a montré un effet significatif sur la teneur des plantes en fer ( $P < 0.05$ ) (Tableau 6).

**Tableau 6- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte et leur interaction sur la teneur des plantes en fer**

Effet	DDL Num.	DLL den.	Valeur F	Pr > F
<b>inoculation</b>	5	10	12.08*	0.0006
<b>récolte</b>	1	84	10.69*	0.0016
<b>inoculation*récolte</b>	5	84	4.44*	0.0012
<b>CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	0.16	0.9211
<b>inoculation*CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	0.72	0.7619
<b>récolte* CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	2.91*	0.0394
<b>inoculation*récolte* CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	2.30*	0.0086

\*\*Valeur très significative (P<0.01), \*valeur significative (P<0.05)

Le temps de récolte a influencé de façon importante la teneur des plantes en fer. À 10 semaines, les plantes contenaient 1,5 fois plus de fer comparé à la semaine 13 (Figure 20).

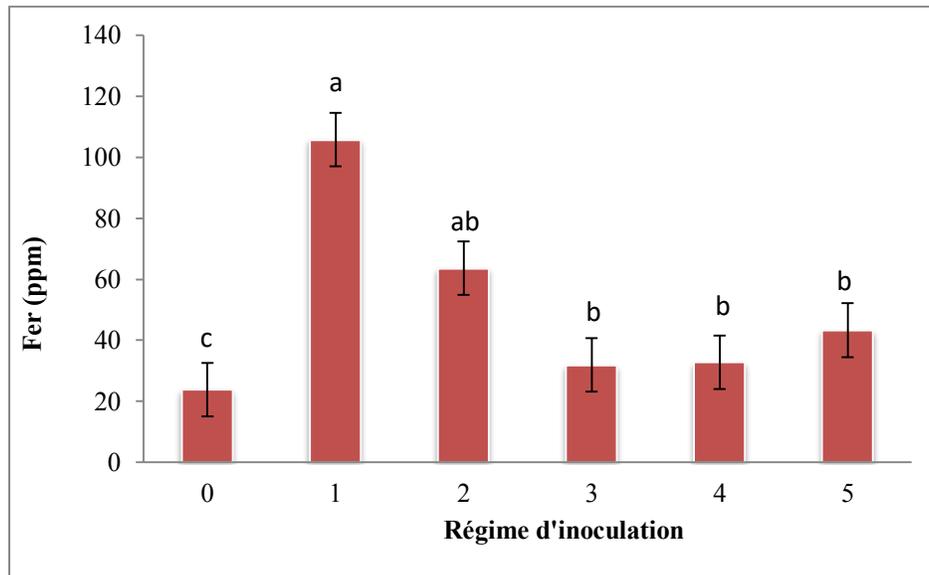


**Figure 20- Teneur des plantes en fer en fonction de la récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05.

L'inoculation ainsi que son interaction avec le temps de récolte ont également affecté la teneur des plantes en fer. La souche Cuba 8 était similaire à la souche DAOM 234181, mais elle était

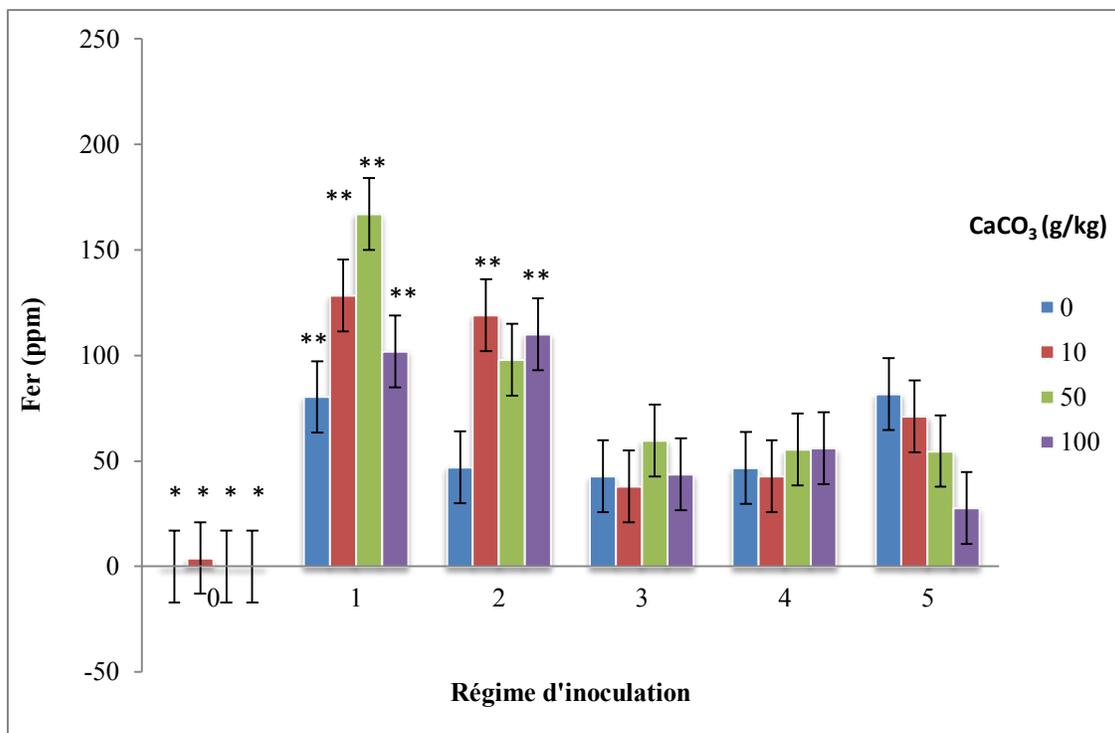
différente des autres souches et du témoin non inoculé (Figure 21). Cependant, la souche DAOM 234181 était différente uniquement du témoin non inoculé.



**Figure 21- Teneur des plantes en fer pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

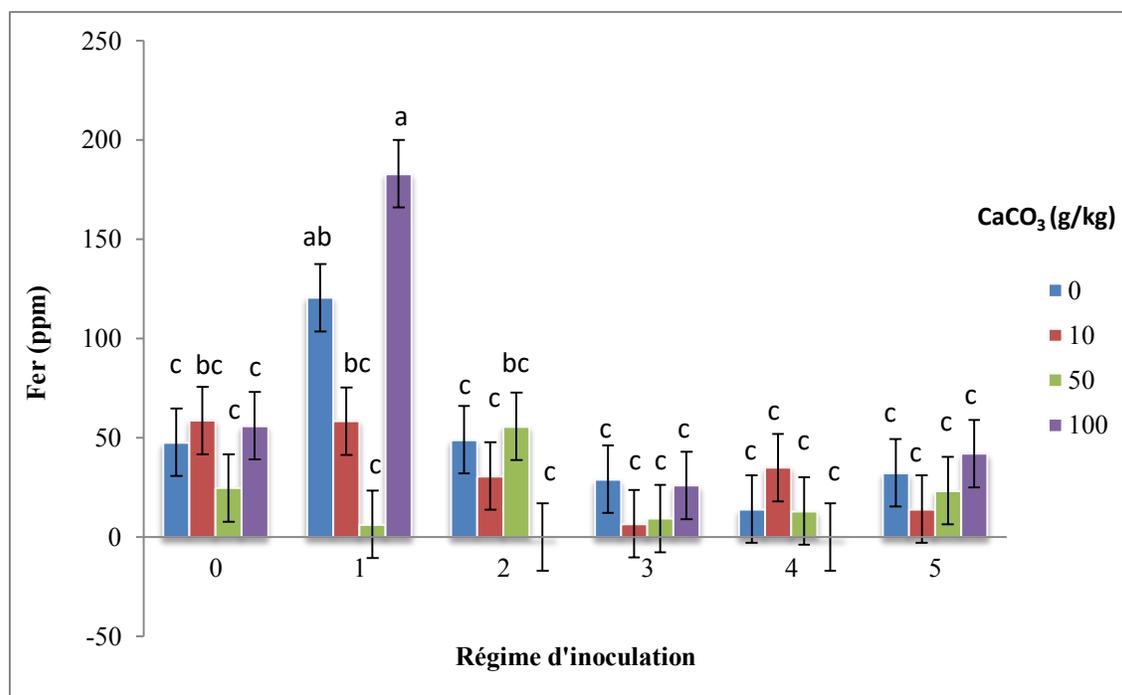
L'interaction combinée de l'inoculation, de la concentration de carbonate de calcium et du temps de récolte a aussi influencé la teneur des plantes en fer ( $P < 0.0086$ ). À 10 semaines de récolte, une différence a été observée entre le témoin et les plantes inoculées dans le substrat sans ajout de carbonate de calcium. Toutefois, on a noté que les cinq souches n'étaient pas différentes entre elles. À 1% (p/p) et 10% (p/p), les souches Cuba 8 et DAOM 234181 étaient plus efficaces que le témoin et que les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(AAC). Finalement, à 5% (p/p), la souche Cuba 8 était meilleure que tous les autres traitements (Figure 22).



**Figure 22- Teneur des plantes en fer à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

À 13 semaines, la souche Cuba 8 était supérieure aux autres à 0% (p/p) et à 10% (p/p) de carbonate de calcium. Cependant, il n'y avait aucune différence entre le témoin non inoculé et les souches lorsque 1% (p/p) ou 5% (p/p) de carbonate de calcium était ajouté au substrat (Figure 23).

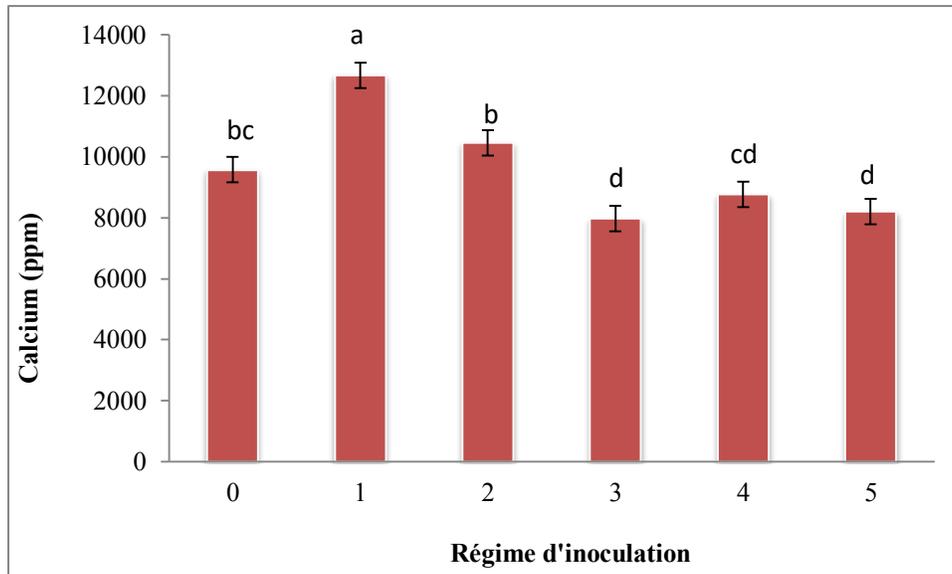


**Figure 23- Teneur des plantes en fer à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

### 3.2.4. CALCIUM

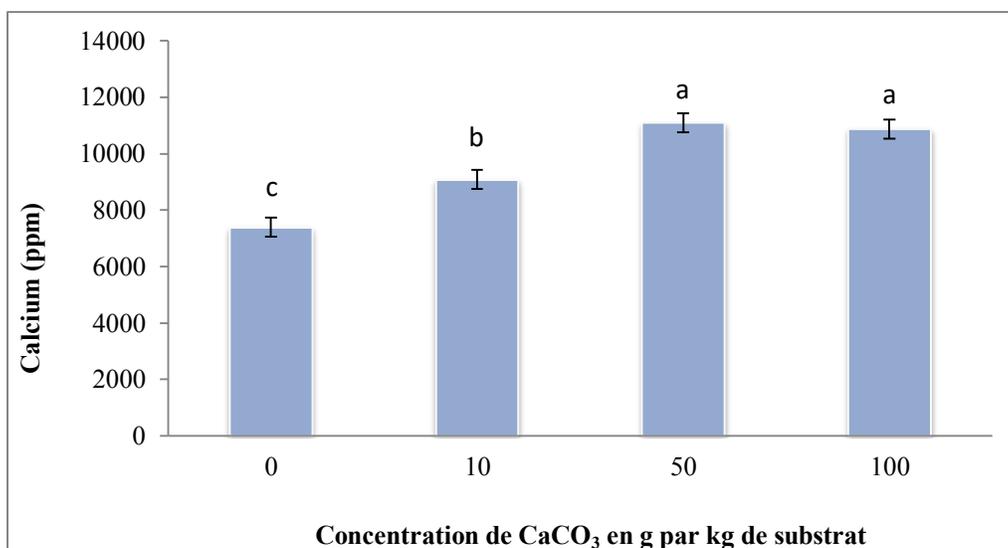
La teneur des plantes en calcium a varié avec l'inoculation ( $P < 0.05$ ) et avec la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.001$ ). La teneur en calcium des plantules inoculées avec la souche Cuba 8 était plus élevée que celle des autres traitements alors qu'il n'y avait pas de différence entre la souche DAOM 234181 et le témoin non inoculé. Les plus faibles teneurs des plantes en calcium ont été obtenues avec les plantules inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) (Figure 24).



**Figure 24- Teneur des plantes en calcium pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

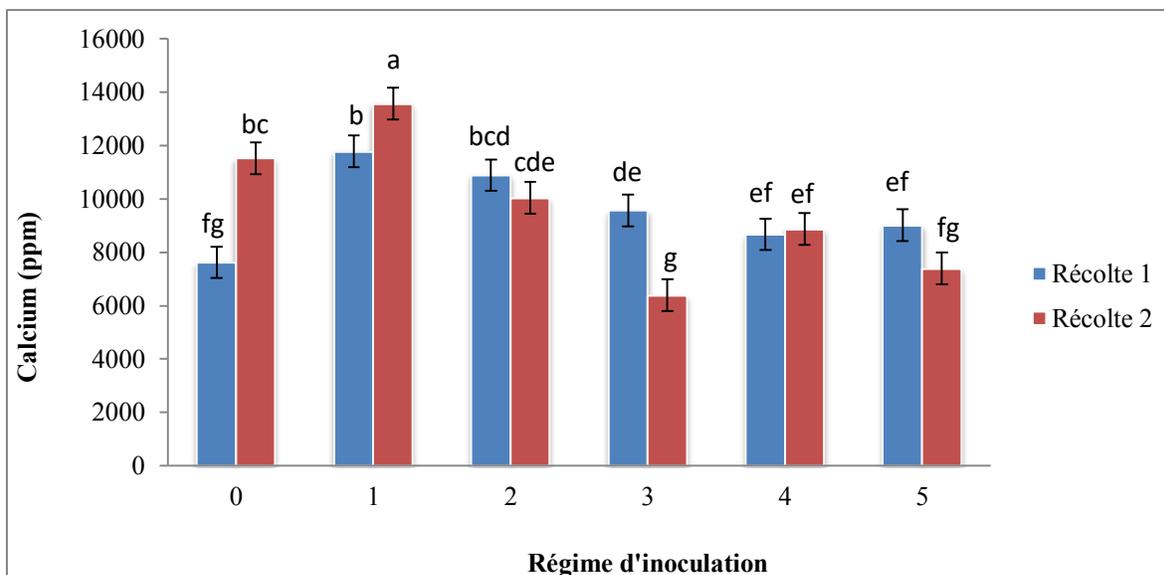
Le temps de récolte n'induisait pas de différence dans la teneur des plantes en calcium ( $P=0.9$ ) même lorsqu'il était en interaction avec la concentration de carbonate de calcium ( $P=0.51$ ). Les résultats ont montré une augmentation de la concentration en calcium chez les plantes à mesure que la concentration de carbonate de calcium augmente dans le substrat. Les plus grandes quantités de calcium ont été obtenues à 5% (p/p) et 10% (p/p) et ces quantités étaient significativement plus élevées qu'à 0% (p/p) et 1% (p/p) (Figure 25).



**Figure 25- Teneur des plantes en calcium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

Une interaction significative entre l'inoculation et le temps de récolte a influencé également la teneur des plantes en calcium. En effet, les plantes inoculées avec la souche Cuba 8 contenaient de manière significative plus de calcium à la deuxième récolte que celles inoculées avec les autres souches et le témoin non inoculé. Cette quantité de calcium contenue dans les plantes inoculées avec la souche Cuba 8 était 2 fois supérieure aux quantités trouvées chez les plantes inoculées avec la souche DAOM 241558 à 13 semaines (Figure 26). L'interaction des trois facteurs (concentration de carbonate de calcium, inoculation et temps de récolte) n'a eu aucune influence significative sur la teneur des plantes en calcium ( $P = 0.43$ ).

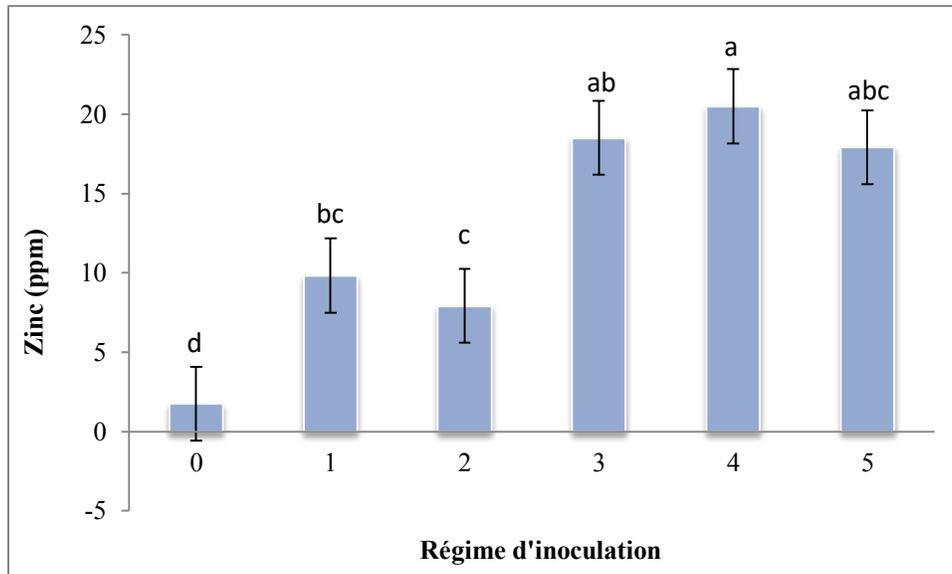


**Figure 26- Teneur des plantes en calcium en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0,05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

### 3.2.5. ZINC

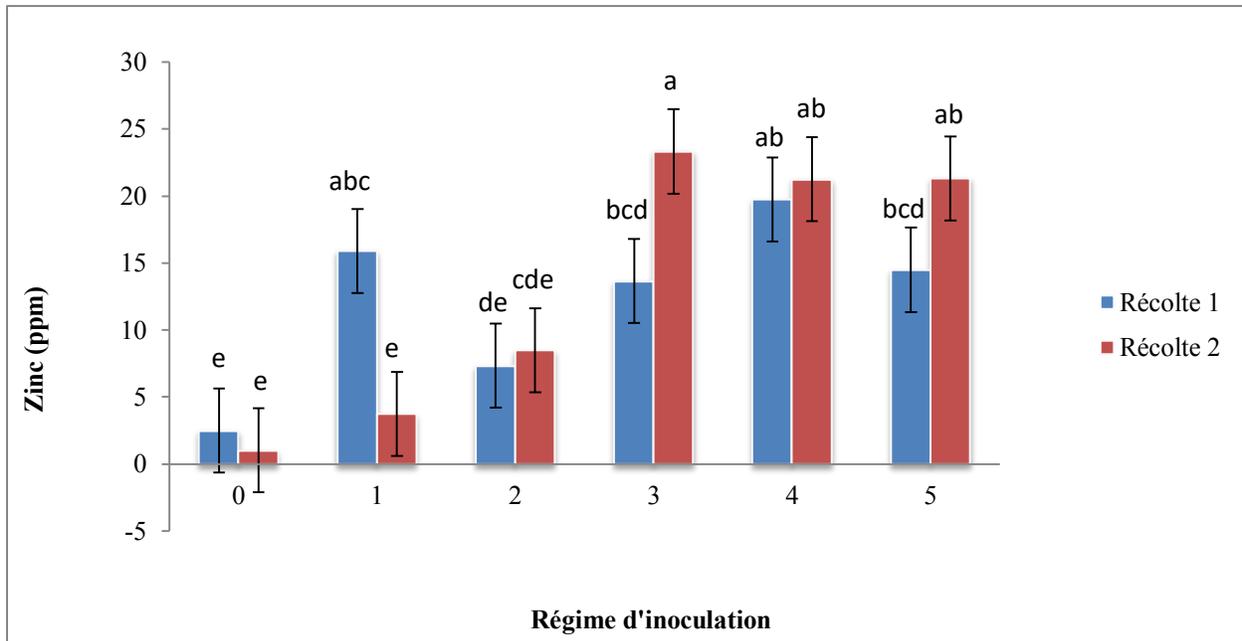
La teneur des plantes en zinc a été influencée par l'inoculation ( $P < 0,05$ ). La plus faible teneur en zinc a été obtenue en l'absence du champignon mycorhizien arbusculaire. Les plantules inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) contenaient une plus grande quantité de zinc, mais on n'a pas observé de différence significative entre les plantules inoculées avec les souches Cuba 8, DAOM 241558 et DAOM 197198(PT) (Figure 27).



**Figure 27- Teneur des plantes en zinc pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

Le facteur inoculation en interaction avec le temps de récolte a également influencé de manière significative la teneur des plantes en zinc ( $P < 0.05$ ). Les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) sont celles qui ont le plus influencé la teneur des plantes en zinc notamment à la deuxième récolte. Cette teneur différerait significativement de celle des plantes inoculées avec les autres souches et du témoin non inoculé. Ainsi, la souche DAOM 241558 a favorisé une teneur en zinc de 22,8 fois supérieure à la teneur des plantules non inoculées (Figure 28).



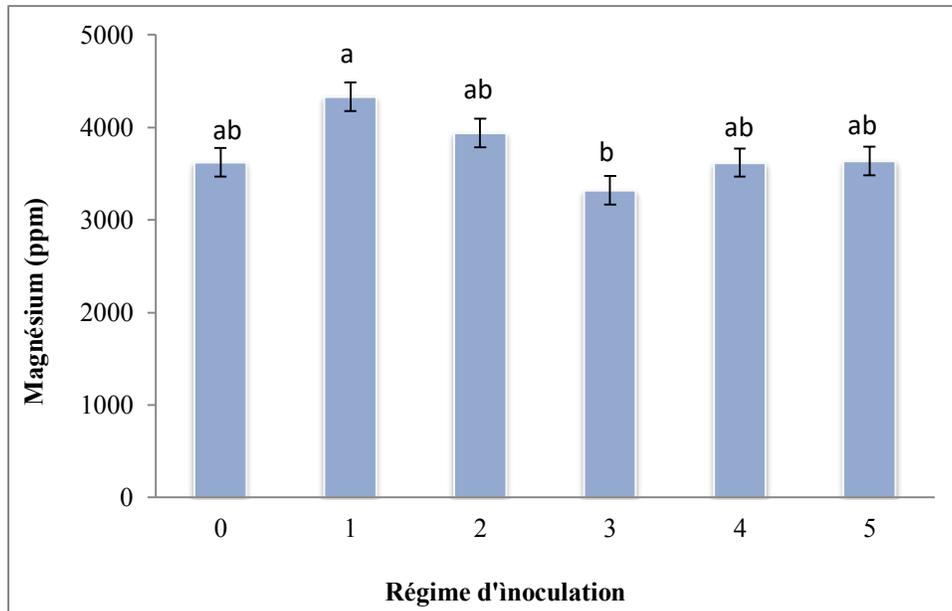
**Figure 28- Teneur des plantes en zinc en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

Les facteurs temps de récolte ( $P=0.59$ ), concentration de carbonate de calcium ( $P=0.14$ ) ainsi que leur interaction ( $P=0.29$ ) n'ont pas eu d'influence sur la teneur des plantes en zinc. Il en était de même pour l'inoculation en interaction avec la concentration de carbonate de calcium ( $P=0.11$ ) et l'interaction des trois facteurs ( $P=0.10$ ).

### 3.2.6. MAGNÉSIUM

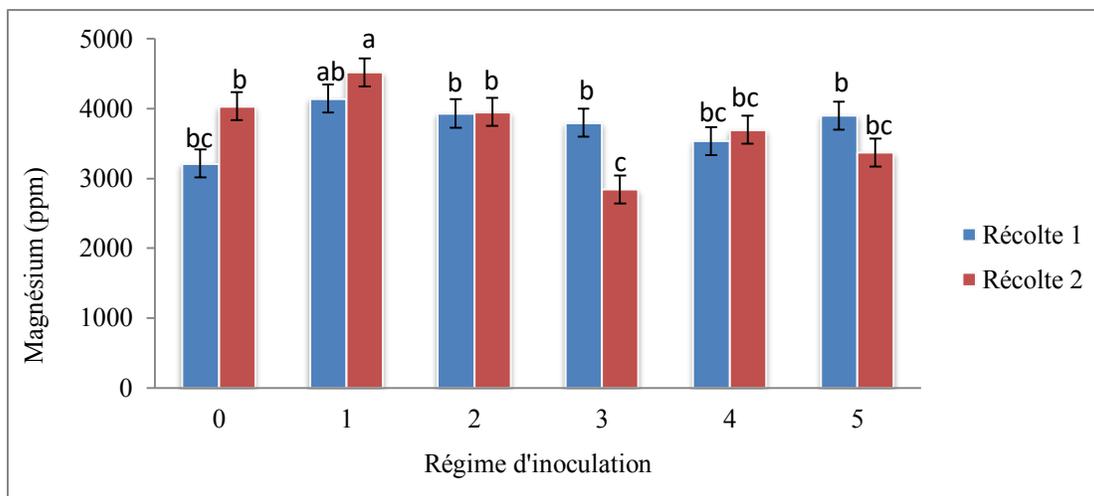
La teneur des plantes en magnésium a été influencée par l'inoculation et la concentration de carbonate de calcium. La souche Cuba 8 était meilleure que la souche DAOM 241558 alors qu'il n'y avait pas de différence entre le témoin non inoculé et les cinq souches (Figure 29).



**Figure 29 : Teneur des plantes en magnésium pour la moyenne des deux récoltes en fonction du régime d'inoculation**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

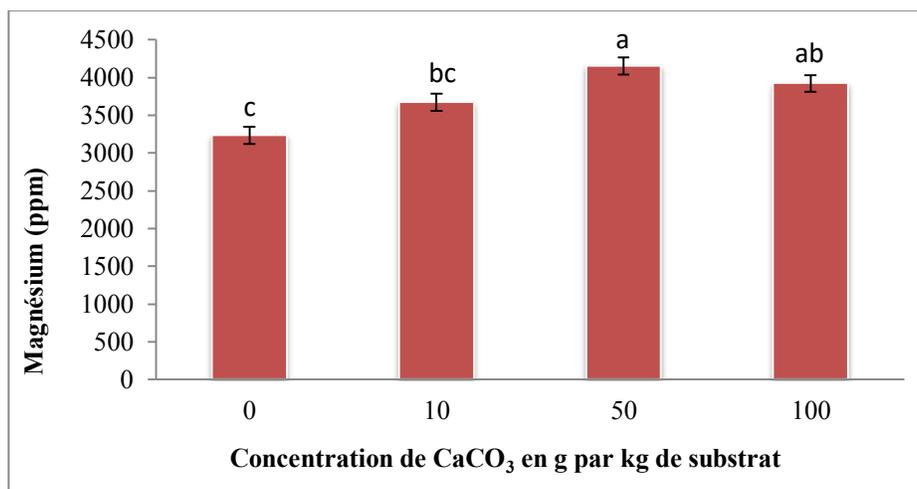
L'interaction de l'inoculation avec le temps de récolte a également eu une incidence sur la teneur en magnésium. À 10 semaines, les plantules inoculées avec la souche Cuba 8 contenaient une quantité de magnésium plus élevée, mais elles ne différaient pas des autres traitements. À 13 semaines, celles inoculées avec la souche Cuba 8 sont encore meilleures et différaient de tous les autres traitements (Figure 30).



**Figure 30 : Teneur des plantes en magnésium en fonction l'interaction du régime d'inoculation et du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

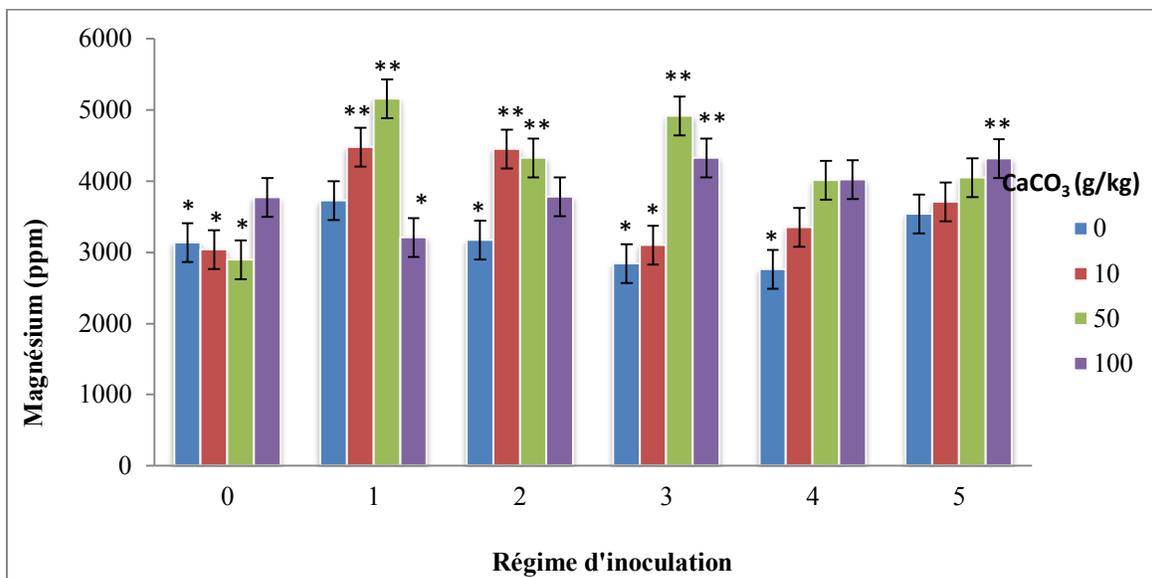
En ce qui concerne le carbonate de calcium, à mesure que sa concentration dans le substrat a augmenté la teneur en magnésium a augmenté aussi (Figure 31). Entre 5% (p/p) et 10% (p/p), la teneur des plantes en magnésium n'était pas différente.



**Figure 31 : Teneur des plantes en magnésium pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

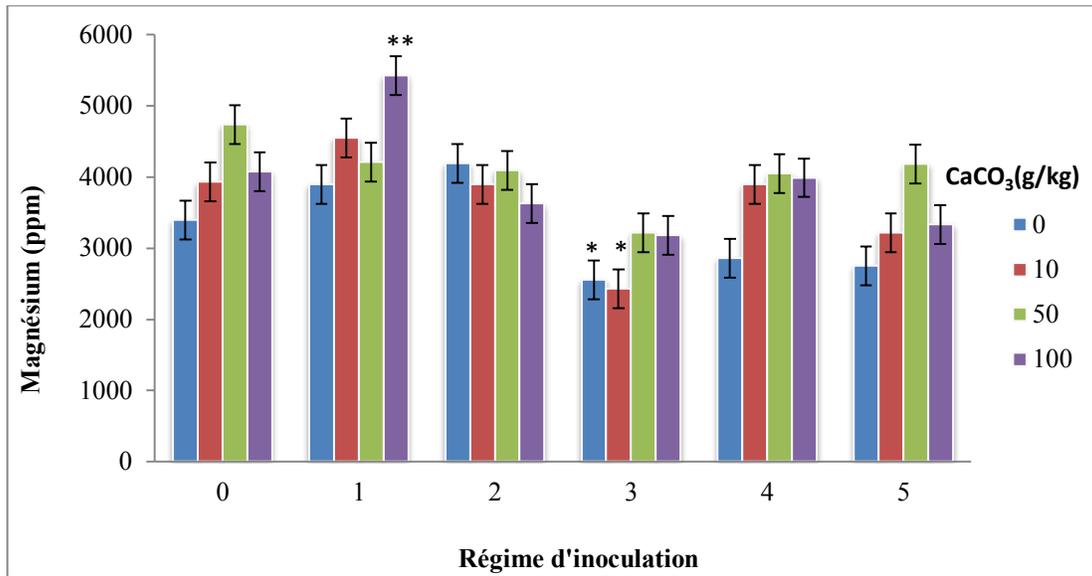
Le temps de récolte, de même que l'interaction du temps de récolte avec la concentration de carbonate de calcium, n'ont pas influencé la teneur des plantes en magnésium. Cependant, l'interaction combinée de la concentration de carbonate de calcium, du temps de récolte et de l'inoculation a influencé la teneur des plantes en magnésium. En effet, à 10 semaines, les plantules inoculées avec la souche Cuba 8 sans ajout de carbonate de calcium contenaient plus de magnésium que celles des autres traitements. À 1% (p/p), les souches Cuba 8 et DAOM 234181 étaient plus efficaces en promotion de l'absorption du magnésium que les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(AAC) et que le témoin non inoculé. À 5% (p/p), les plantes inoculées avec les souches Cuba 8, DAOM 234181 et DAOM 241558 contenaient plus de magnésium que le témoin non inoculé. Paradoxalement, à 10% (p/p), ce sont les plantes inoculées avec les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(PT) qui ont montré une teneur plus importante en magnésium (Figure 32).



**Figure 32- Teneur des plantes en magnésium à 10 semaines en fonction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

À 13 semaines, les plantules inoculées avec la souche Cuba 8 et cultivées dans un substrat à 10% (p/p) ont montré une différence significative avec les plantules inoculées avec la souche DAOM 241558 dans le substrat à 0% (p/p) et 1% (p/p) (Figure 33). Aucune autre différence significative n'a été observée entre les traitements.



**Figure 33- Teneur des plantes en magnésium à 13 semaines en fonction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

### 3.3. BIOMASSE AÉRIENNE SÈCHE

L'observation visuelle en serre avant la récolte a permis d'observer que les plantes ont poussé différemment selon les traitements. Avec les souches Cuba 8, DAOM 234181 et le témoin non inoculé, les plantules ont généré un faible rendement en biomasse et ce, pour tous les niveaux de carbonate de calcium (Figure 34). Les trois autres souches, soit DAOM 241558 de Fort McMurray, DAOM 197198(AAC) de Pont-Rouge fournie par Agriculture et Agroalimentaire Canada et DAOM 197198(PT) de Rivière-du-Loup fournie par Premier Tech, ont favorisé un bon

développement des plantes. Cependant, une variation de la croissance a été observée lorsque le niveau de carbonate de calcium était en augmentation (Figure 35).



**Figure 34- Plantules à 10 semaines non inoculées (témoin) et cultivées dans 4 niveaux de carbonate de calcium (de gauche à droite : 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p)) de  $\text{CaCO}_3$**



**Figure 35- Plantules à 10 semaines inoculées avec la souche DAOM 197198(AAC) de Pont-Rouge et cultivées dans 4 niveaux de carbonate de calcium (de gauche à droite : 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p)) de  $\text{CaCO}_3$**

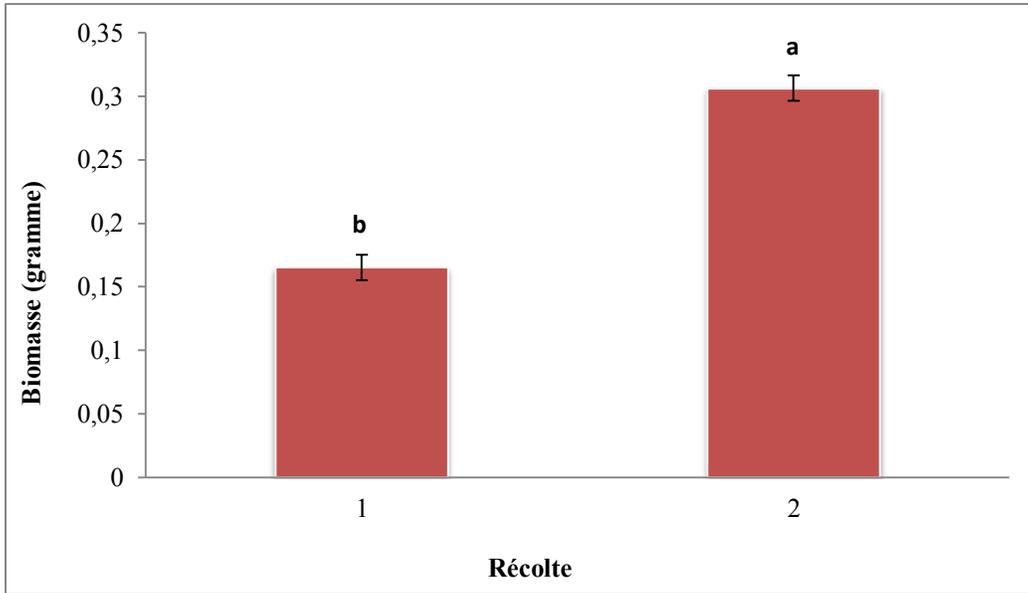
L'analyse statistique a démontré que la biomasse aérienne sèche a été significativement influencée par l'inoculation ( $P < 0.001$ ), la concentration de carbonate de calcium ( $P < 0.001$ ) et le temps de récolte ( $P < 0.001$ ). Le Tableau 7 présente le degré de signification des facteurs et des contrastes orthogonaux de l'inoculation.

**Tableau 7- Analyse de variance (ANOVA) présentant les effets fixes des facteurs inoculation, concentration de carbonate de calcium et temps de récolte, leur interaction sur la biomasse sèche et les contrastes pour le facteur inoculation**

Traitements	df num.	df den.	Valeur F	Pr>F
<b>Inoculation</b>	5	10	53,31**	<.0001
<b>Récolte</b>	1	84	49,24**	<.0001
<b>Inoculation*récolte</b>	5	84	9,37**	<.0001
<b>CaCO<sub>3</sub></b>	3	84	56,08**	<.0001
<b>Inoculation* CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	4,76**	<.0001
<b>CaCO<sub>3</sub>*récolte</b>	3	84	5,13*	0.0026
<b>Inoculation*récolte* CaCO<sub>3</sub></b>	15	84	2,28*	0.0093
Contrastes				
<b>S0 VS autres</b>	1	10	57,42**	<.0001
<b>S1 VS S2S3S4S5</b>	1	10	95,77**	<.0001
<b>S2S3 VS S4S5</b>	1	10	13,86*	0.004
<b>S2 VS S3</b>	1	10	95,69**	<.0001
<b>S4 VS S5</b>	1	10	3,83	0.07

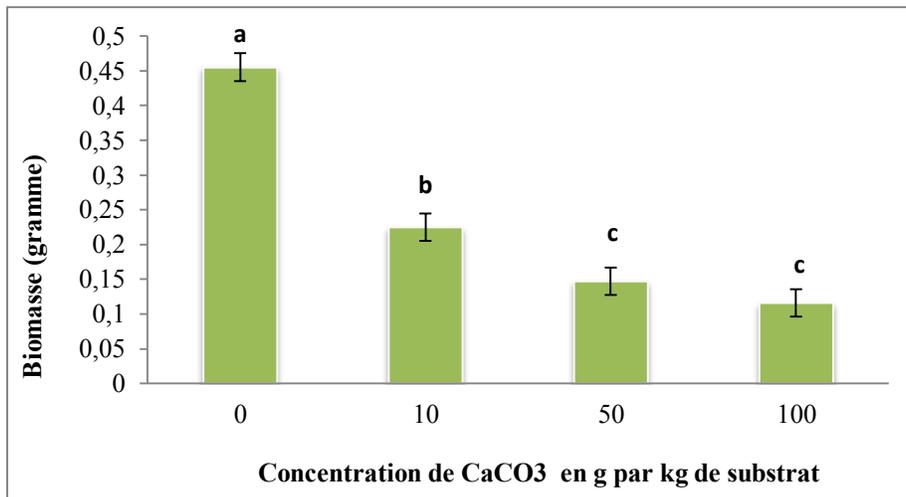
\*\*Valeur très significative (P<0.01), \*valeur significative (P<0.05)

La biomasse était de 1,85 fois plus élevée pour la récolte 2 que pour la récolte 1 (Figure 36), mais cet effet est variable selon les concentrations de carbonate de calcium et l'inoculation. La concentration de carbonate de calcium a montré un effet significatif sur la biomasse aérienne sèche, soit une différence entre le témoin à 0% (p/p) et les autres niveaux (1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p)). Pour ce qui est des ajouts de 5% (p/p) et 10% (p/p), les traitements ne présentaient pas de différences significatives (Figure 37).



**Figure 36- Biomasse sèche du poireau en fonction de la récolte**

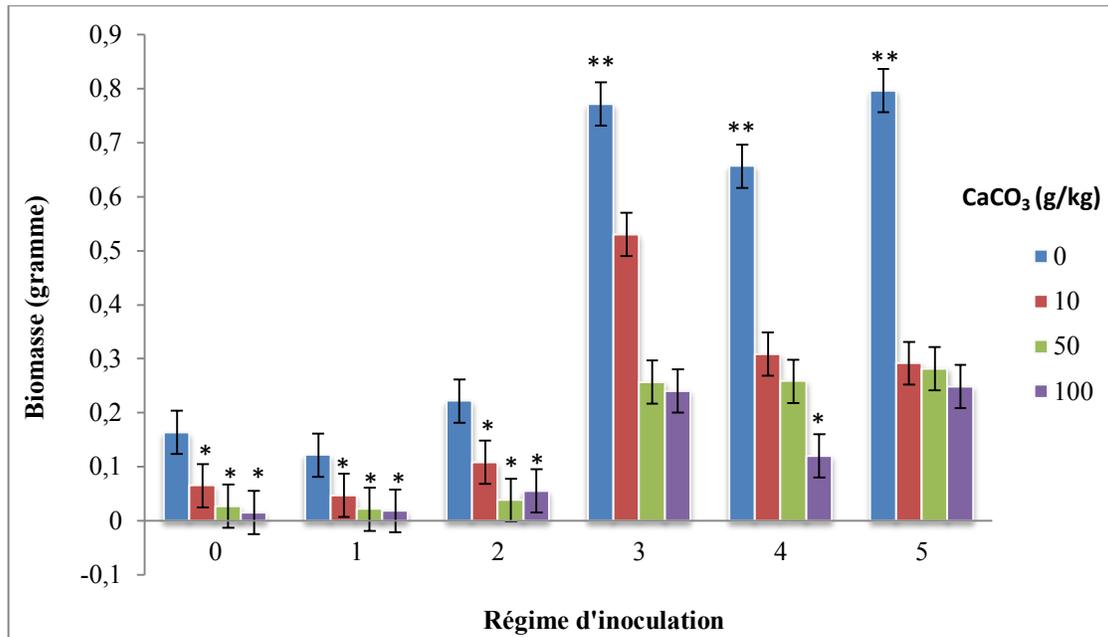
Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ .



**Figure 37- Biomasse sèche du poireau pour la moyenne des deux récoltes en fonction de la concentration de carbonate de calcium**

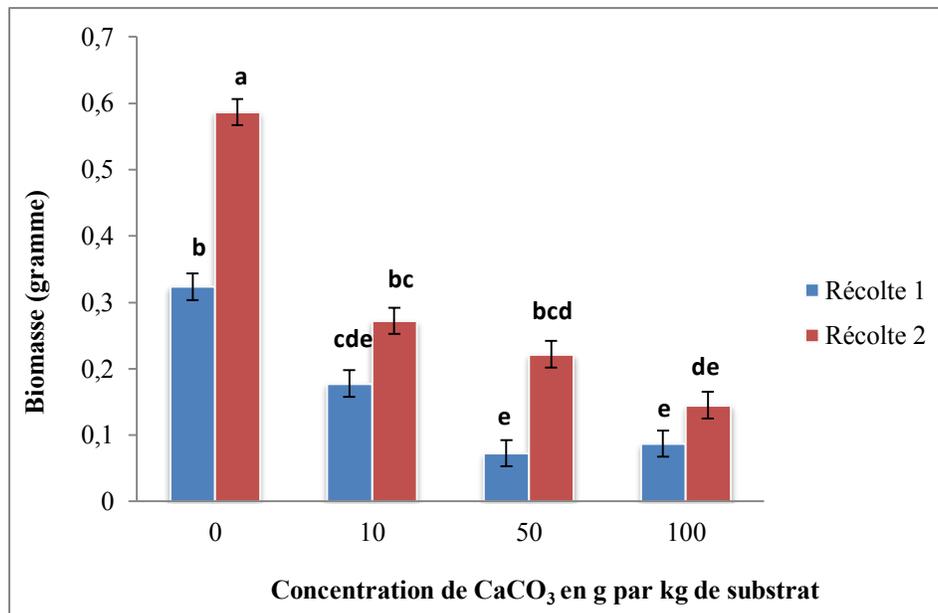
Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

Les interactions de la concentration de carbonate de calcium avec le temps de récolte ou avec l'inoculation ont été trouvées significatives au seuil de ( $P < 0.05$ ) et de ( $P < 0.001$ ) respectivement (Figure 38). Sans ajout de carbonate de calcium, la biomasse à 13 semaines était plus élevée que celle de tous les autres traitements (Figure 39).



**Figure 38- Biomasse sèche du poireau pour la moyenne des deux récoltes en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du régime d'inoculation**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

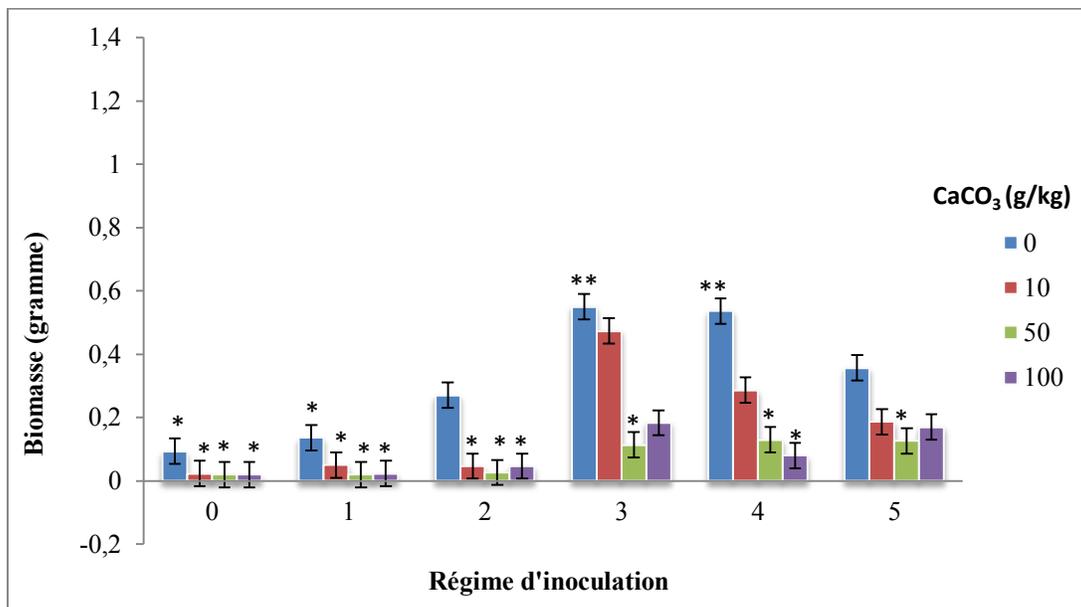


**Figure 39- Biomasse sèche du poireau en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du temps de récolte**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

Le facteur inoculation a influencé de façon significative la biomasse sèche puisqu'on a observé une différence entre les traitements inoculés et ceux qui ne le sont pas ( $P < 0.0001$ ). De plus, il y avait une différence significative entre la souche DAOM 234181 et la souche DAOM 241558, alors que les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) sont similaires dans la production de biomasse. Lorsque les trois facteurs ont été combinés, ils présentaient également une interaction significative sur la biomasse. Après 10 semaines de semis, les plantes cultivées dans le substrat sans ajout de carbonate de calcium et inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) ont produit une biomasse significativement plus élevée que celles non inoculées. À 1% (p/p), les plantes inoculées avec la souche DAOM 241558 ont généré une biomasse élevée, mais ne différait pas de celles inoculées avec les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT). Pour ce qui est de l'ajout de 5% (p/p), les meilleurs résultats ont été obtenus avec les plantules inoculées avec les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT), mais aucun des traitements n'était significativement différent l'un de l'autre. Le résultat était le même avec l'ajout de 10% (p/p). En absence

d'inoculation et pour les souches Cuba 8 et DAOM 234181, les résultats étaient similaires quel que soit la concentration de carbonate de calcium dans le substrat (Figure 40).

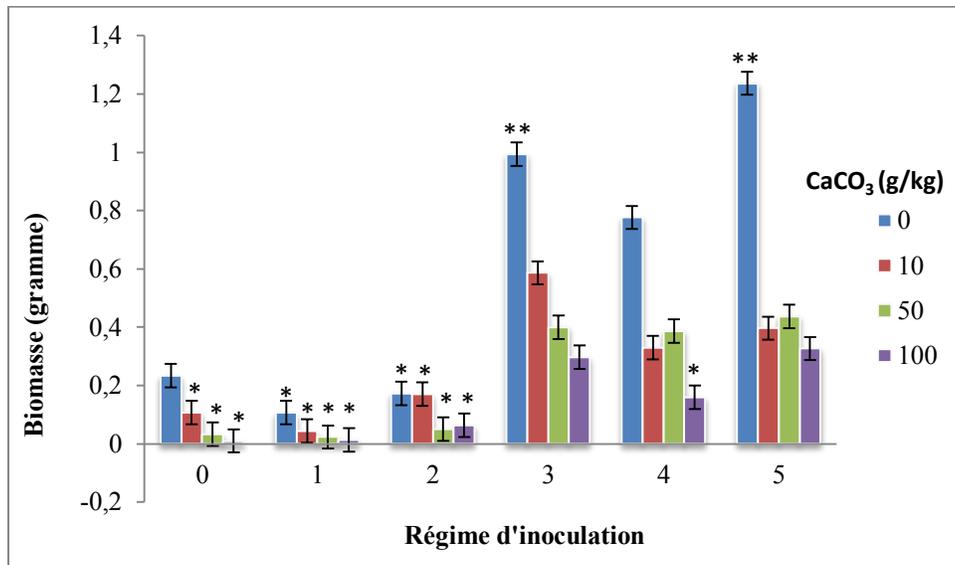


**Figure 40- Biomasse sèche à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

Après 13 semaines de semis (récolte 2), les plantules cultivées dans le substrat sans ajout de carbonate de calcium et inoculées avec la souche DAOM 197198(PT) ont généré une biomasse similaire à celles inoculées avec la souche DAOM 241558, mais significativement plus élevée que les autres traitements. À 1% (p/p), les meilleurs résultats ont été obtenus avec les plantes inoculées avec la souche DAOM 241558. Lorsqu'on ajoute 5% (p/p), ce sont celles qui étaient inoculées avec la souche DAOM 197198(PT) qui ont généré un rendement en biomasse supérieur par rapport à celles inoculées avec les souches Cuba 8, DAOM 234181 et le témoin non inoculé. Finalement, aucune différence significative n'a été observée entre les souches lorsque 10% (p/p) de carbonate de calcium sont ajoutés par kg de substrat. De plus, il n'y a pas eu de différence

entre les plantules non inoculées et celles inoculées avec les souches Cuba 8 et DAOM 234181 pour tous les niveaux de carbonate de calcium (Figure 41).



**Figure 41- Biomasse sèche à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Les barres d'erreur représentent l'erreur-type. L'histogramme distingue deux groupes de moyennes, qui sont identifiés par un seul (\*) ou par deux astérisques (\*\*), respectivement. Les moyennes du premier groupe sont semblables entre elles et diffèrent significativement des moyennes du second groupe selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification  $P < 0.05$ . Les moyennes qui ne sont identifiées par aucun astérisque sont de valeur intermédiaire entre les moyennes du premier et celles du second groupe. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

### 3.4. CORRÉLATION ENTRE LES VARIABLES

Les coefficients de corrélation de Pearson (R) ont permis de mesurer l'intensité de la relation linéaire entre deux variables. Les coefficients de détermination ( $R^2$ ) indiquent le pourcentage de la variation de la variable dépendante qui est expliquée par la variable indépendante. Les résultats ont permis de constater que la biomasse a été corrélée positivement avec la teneur en phosphore ( $P=0.0004$ ;  $R=0.29$ ;  $R^2=0.08$ ), en zinc ( $P < 0.0001$ ;  $R=0.32$ ;  $R^2=0.10$ ) et avec le taux de colonisation mycorhizienne ( $P < 0.0001$ ;  $R=0.38$ ;  $R^2=0.14$ ). Par ailleurs, il y a eu une corrélation négative de la biomasse avec la teneur en calcium ( $P < 0.0001$ ;  $R=-0.59$ ;  $R^2=0.34$ ), en fer ( $P=0.0025$ ;  $R=-0.25$ ,  $R^2=0.06$ ) et en magnésium ( $P < 0.0001$ ;  $R=-0.53$ ;  $R^2=0.28$ ). Cependant, aucune corrélation entre la biomasse et la teneur en potassium n'a été observée ( $P=0.08$ ,  $R=0.14$ ,

$R^2=0.01$ ). En ce qui concerne le taux de colonisation, il est corrélé positivement avec la teneur en potassium ( $P<0.0001$ ;  $R=0.56$ ;  $R^2=0.31$ ), en phosphore ( $P<0.0001$ ;  $R=0.52$ ;  $R^2=0.27$ ) et en zinc ( $P<0.0001$ ;  $R=0.40$ ;  $R^2=0.16$ ). Cependant, aucune corrélation du taux de colonisation avec la teneur en calcium, en fer et en magnésium n'a été observée. Finalement, on a constaté une corrélation positive de la teneur en calcium avec la teneur en fer ( $P=0.0003$ ;  $R=0.29$ ,  $R^2=0.08$ ) et en magnésium ( $P<0.0001$ ;  $R=0.86$ ;  $R^2=0.73$ ). De plus, on a constaté une corrélation négative entre la teneur en calcium avec la teneur en phosphore ( $P=0.0091$ ;  $R=-0.21$ ,  $R^2=0.04$ ) et en zinc ( $P=0.02$ ;  $R=-0.18$ ,  $R^2=0.32$ ). Toutefois, il n'y a pas eu de corrélation entre la teneur en calcium et la teneur en potassium (Tableau 8).

**Tableau 8- Tableau de corrélation des variables**

Coefficients de corrélation de Pearson (R), N = 144								
	Ca	K	Fe	P	Zn	Mg	Biomasse	Colonisation
<b>Ca</b>	1.00000	-0.09447 0.2600	0.29965 0.0003	-0.21655 0.0091	-0.18275 0.0284	0.86429 <.0001	-0.59258 <.0001	-0.14347 0.0862
<b>K</b>	-0.09447 0.2600	1.00000	0.16045 0.0547	0.63226 <.0001	0.31614 0.0001	0.01464 0.8617	0.14553 0.0818	0.56278 <.0001
<b>Fe</b>	0.29965 0.0003	0.16045 0.0547	1.00000	0.06410 0.4453	-0.07588 0.3660	0.33301 <.0001	-0.25013 0.0025	0.11075 0.1864
<b>P</b>	-0.21655 0.0091	0.63226 <.0001	0.06410 0.4453	1.00000	0.41131 <.0001	-0.04666 0.5787	0.29247 0.0004	0.52977 <.0001
<b>Zn</b>	-0.18275 0.0284	0.31614 0.0001	-0.07588 0.3660	0.41131 <.0001	1.00000	-0.10696 0.2020	0.32756 <.0001	0.40687 <.0001
<b>Mg</b>	0.86429 <.0001	0.01464 0.8617	0.33301 <.0001	-0.04666 0.5787	-0.10696 0.2020	1.00000	-0.53684 <.0001	-0.04299 0.6089
<b>Biomasse</b>	-0.59258 <.0001	0.14553 0.0818	-0.25013 0.0025	0.29247 0.0004	0.32756 <.0001	-0.53684 <.0001	1.00000	0.38991 <.0001
<b>Colonisation</b>	-0.14347 0.0862	0.56278 <.0001	0.11075 0.1864	0.52977 <.0001	0.40687 <.0001	-0.04299 0.6089	0.38991 <.0001	1.00000

Pour chaque variable, la première valeur est le coefficient de corrélation (R) et la deuxième valeur est le niveau de signification.  $P<0.01$ = très significatif et  $P<0.05$ = significatif.

## CHAPITRE 4- DISCUSSION

### 4.1. TAUX DE COLONISATION

Sans ajout de carbonate de calcium au substrat, le taux de la colonisation mycorhizienne des racines variait de 52% à 63% selon les souches. En effet, nos résultats ont démontré une diminution de la colonisation mycorhizienne des racines lorsque la concentration de carbonate de calcium augmente dans le substrat. Fortin et al. (2002) ont confirmé qu'en condition de stress au carbonate de calcium, la colonisation des racines par les champignons mycorhiziens arbusculaires diminue puisque la croissance mycorhizienne est limitée à pH élevé. Dans de telles conditions, le pH peut affecter la germination des spores et la croissance des hyphes. Kumar et al. (2010) ont fait la même observation et ont indiqué que le pH du sol est l'un des principaux facteurs qui influencent la sporulation des champignons mycorhiziens arbusculaires, la colonisation des racines et la formation de mycélium.

On observe une corrélation positive entre le taux de colonisation mycorhizienne et la biomasse. En effet, plus la colonisation est élevée, plus le rendement en biomasse augmente. Selon le coefficient de corrélation de Pearson ( $R=0.38$ ), 14% de la variation de la biomasse peut être attribuée à la variation du taux de colonisation. Cela s'explique par le rôle des champignons mycorhiziens arbusculaires dans l'amélioration de la nutrition minérale des plantes grâce à une plus grande exploration du sol par le réseau mycélien (Bencherif, 2015; Hopkins, 2003).

En ce qui concerne la souche DAOM 234181, le taux de colonisation racinaire était élevé dans les deux périodes de récolte. Cependant, son influence sur la biomasse était faible comparée aux souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) qui ont favorisé une augmentation importante de la biomasse. L'étude de Guissou et al. (2001) précise que l'importance du taux de colonisation des racines ne présage pas nécessairement de son efficacité sur la croissance des plantes.

## 4.2. TENEUR EN MINÉRAUX

Nos résultats ont montré une amélioration de la nutrition minérale des plantes mycorhizées par rapport à celles qui ne l'étaient pas. Cette amélioration peut être attribuée à une meilleure exploration du sol par les hyphes qui augmentent la disponibilité et le transport des éléments minéraux vers la plante (Marschner, 1998). Une meilleure teneur en phosphore a été observée chez les plantules inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) en présence de concentration élevée de carbonate de calcium. Selon le coefficient de corrélation de Pearson ( $R=0.59$ ), 35% de la variation de la teneur en phosphore peut être expliquée par le taux de colonisation mycorhizienne.

Cartmill et al. (2008) affirment que l'un des principaux mécanismes mis en place par les plantes pour contrer le stress abiotique est une meilleure absorption du phosphore. Cependant, les plantules non inoculées et celles inoculées avec les souches Cuba 8 et DAOM 234181 contenaient moins de phosphore. Ce résultat est en adéquation avec l'étude de Clark et Zeto (1996) qui ont trouvé d'une part une grande différence de la teneur en phosphore entre les plantes mycorhizées et non mycorhizées et d'autre part, une efficacité plus élevée de certains champignons par rapport à d'autres. Une réduction de la teneur en phosphore a également été constatée avec l'augmentation de la concentration de carbonate de calcium dans le substrat. Cette réduction peut être due à la précipitation des ions dihydrogénophosphate ( $H_2PO_4^-$ ) avec le calcium pour produire des minéraux insolubles et non disponibles à la plante (Marschner, 1995). Une faible corrélation positive a été observée entre la teneur en phosphore et la biomasse. En effet selon le coefficient de corrélation de Pearson ( $R=0,29$ ), 8% de la variation de la biomasse peut être expliquée par la teneur en phosphore.

Une augmentation de la teneur en fer a été constatée chez les plantes inoculées par rapport aux plantes non inoculées à la première récolte. Au niveau des souches, la teneur en fer a été plus importante chez les plantes inoculées avec les souches Cuba 8 et DAOM 234181. Le pH exerce une grande influence sur le niveau de disponibilité du fer dans le sol. En condition acide, le fer est mobile dans le sol, mais lorsque le pH est élevé, il devient insoluble et inaccessible aux racines (Im-Erb et al., 2004). Cela provoque une carence en fer caractérisée par une chlorose due à une diminution de la concentration de chlorophylle dans les feuilles (Fortin et al., 2008). En

condition de stress au carbonate de calcium, les champignons mycorhiziens arbusculaires ont un effet positif sur la teneur des plantes en fer (Wang et al., 2007). En effet, ils ont la capacité d'atténuer le stress de carbonate de calcium et contribuer à améliorer la nutrition en fer des plantes (Gamendia et al., 2006). Les champignons accélèrent l'absorption du fer grâce à des exsudats qui diminuent le pH de la mycorhizosphère le rendant ainsi disponible pour les plantes (Hernandez, 2000).

La teneur en potassium des plantes était supérieure en présence de l'inoculation mycorhizienne. Wu et al. (2005) ont constaté également une acquisition de potassium plus importante lorsque les plantes étaient inoculées avec *Glomus mosseae* et *G. intraradices*. Kaldorf et al. (1999) ont également remarqué un enrichissement en potassium chez le maïs inoculé avec le *Glomus Br 1*. Cependant, la teneur en potassium tend à diminuer avec l'augmentation de la concentration en carbonate de calcium. Cette diminution peut s'expliquer par une concurrence entre le calcium et le potassium dans le substrat. En effet, pour que le potassium puisse être prélevé en quantité suffisante par les plantes, son rapport avec le calcium ou le magnésium dans le sol doit être supérieur ou égal à deux (Meena et al., 2016).

La diminution de la teneur en potassium avec le temps a été plus importante en absence d'inoculation mycorhizienne. En fonction de la souche utilisée, une variation de la teneur en potassium a également été observée lorsque la concentration en carbonate de calcium a augmenté dans le substrat. Les plantules cultivées à 10% (p/p) avec les souches Cuba 8, DAOM 234181 et DAOM 197198(AAC) contenaient respectivement 1,7, 1,7 et 1,5 fois moins de potassium qu'à 0% (p/p). Très peu d'informations sont disponibles sur la façon dont la teneur des plantes en potassium est affectée par la symbiose mycorhizienne (Smith et Read, 2008). Cependant, il semble que les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(PT) s'adaptent mieux dans les sols calcaires car elles ont une plus grande capacité à bloquer le calcium contenu dans le substrat au profit du prélèvement en potassium. Bien que très performantes pour le potassium, les plantes inoculées avec ces deux souches contenaient moins de calcium que celles inoculées avec les souches Cuba 8, DAOM 234181 et le témoin non inoculé. Deux études (Azcon et Barea, 1992; Bermudez et Azcon, 1996) ont permis d'observer une acquisition plus importante du potassium et une diminution de la teneur en calcium chez les plants de luzerne cultivés en sol calcaire.

Finalement, les résultats ont montré une corrélation entre la teneur des plantes en potassium et en phosphore ainsi qu'entre la teneur en potassium et le taux de colonisation. Selon les coefficients de corrélation de Pearson ( $R=0.63$  et  $R=0.56$ ), 39% et 31% de la variation de la teneur en potassium peuvent être attribuées respectivement par la teneur en phosphore et par le taux de la colonisation mycorhizienne.

La teneur des plantes en zinc a été faible en absence de l'inoculation quelle que soit la concentration de carbonate de calcium dans le substrat. En effet, elle était de 42 fois moins élevée chez les plantes non inoculées. Rivest et Saint-Pierre (2005) ont également observé une diminution de la disponibilité de plusieurs oligo-éléments comme le zinc lorsque le pH du sol augmente suite à un chaulage. En présence de l'inoculation, la teneur en zinc des plantes a augmenté en raison d'une meilleure exploitation du sol par les hyphes et à une atténuation de l'effet du carbonate de calcium par le champignon mycorhizien. Les résultats ont démontré une corrélation positive très significative entre la teneur des plantes en zinc et la biomasse. En effet, 10% de la variation de la biomasse peut être expliquée par la teneur en zinc qui joue un rôle important dans la photosynthèse, la croissance et la biomasse des plantes (Rengel et Graham, 1995).

Les données de la présente étude ont démontré une certaine similarité dans la variation de la teneur du magnésium et du calcium. À mesure que la concentration de carbonate de calcium augmente dans le substrat, la teneur des plantes en calcium et en magnésium augmente également. Il y a une forte corrélation positive entre les teneurs en magnésium et en calcium puisque 73% de la variation de la teneur du magnésium peut être attribuée à la teneur en calcium des plantes selon le coefficient de corrélation de Pearson ( $R=0.86$ ). Mises à part les plantes inoculées avec la souche Cuba 8, la teneur des plantes en calcium et en magnésium n'a pas augmenté avec l'inoculation mycorhizienne. Les plus faibles teneurs en magnésium et en calcium ont été obtenues avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT). Ces résultats sont en accord avec l'étude de Clark et Zeto (1996) qui ont indiqué que l'inoculation n'avait pas augmenté ou avait légèrement diminué la teneur des plantes en calcium et en magnésium. Il est donc possible que ces trois souches de champignons mycorhiziens aient

contribué à réprimer l'absorption du calcium et du magnésium au profit du prélèvement du potassium, du phosphore et du zinc.

### 4.3. BIOMASSE

Les résultats ont indiqué que la biomasse a été influencée par l'inoculation, la concentration de carbonate de calcium et le temps de récolte. La croissance des plantes inoculées avec le champignon *Rhizophagus irregularis* a été plus élevée que celle des plantes non inoculées dans les mêmes conditions de substrat. Cependant, la souche Cuba 8 n'a pas stimulé la croissance des plantules puisqu'elles ont généré moins de biomasse que le témoin non inoculé. Cela peut s'expliquer par l'allocation d'une part considérable de carbone par les racines mycorhiziennes pour maintenir le métabolisme fongique (Bryla et Eissenstat, 2005).

Une diminution considérable de la croissance des plantes a été observée dans les substrats ayant des concentrations élevées de carbonate de calcium (10% (p/p)). L'étude de Valdez-Aguilar et Reed en 2007 portant sur la réponse de certaines plantes ornementales dans un sol alcalin était arrivée aux mêmes conclusions. Toutefois, en présence de carbonate de calcium, les plantes inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) ont quand même eu une biomasse plus importante par rapport à celles non inoculées. Ces résultats sont en accord avec ceux trouvés par Wu et Xia (2006) qui démontrent que les champignons mycorhiziens arbusculaires améliorent la croissance et la biomasse des plantes hôtes en condition de stress environnementaux. De plus, Hu et al. (2013) affirment que l'amélioration de croissance serait attribuable à l'activité de l'acide phosphatase qui dissout les éléments minéraux du sol, notamment le phosphore, au profit des plantes.

Le degré de réduction de la biomasse à des concentrations élevées de carbonate de calcium varie suivant la souche de champignon utilisée pour inoculer les plantes. Les résultats montrent que la biomasse des plantes cultivées à 10% (p/p) a été réduite de façon plus importante avec les souches DAOM 234181 et Cuba 8 qu'avec les souches DAOM 241558 et DAOM 197198(PT) et DAOM 197198(AAC). Cela peut s'expliquer par l'efficacité différente des souches à contrer le stress au carbonate de calcium au profit des plantes. Ainsi, les souches DAOM 241558 et DAOM

197198(PT) ont montré une plus grande capacité à s'adapter à ces conditions, car la variation de biomasse est moins grande. En ce qui concerne la période de récolte, la biomasse était de 1,8 fois plus élevée pour la récolte 2 (13 semaines) que pour la récolte 1 (10 semaines), ce qui signifie que trois semaines de croissance supplémentaire ont eu une incidence positive et significative sur la biomasse.

Le rapport de la biomasse des plantes inoculées avec la souche Cuba 8 par rapport à celle des plantes non inoculées a été inférieur à 1, ce qui indique que la souche Cuba 8 n'a pas contribué à augmenter la biomasse. Par contre, les rapports de la biomasse des plantes inoculées avec les autres souches par rapport à celle des plantes non inoculées étaient tous supérieurs à 1 et tendent à augmenter avec la concentration de carbonate de calcium. On observe que, avec une augmentation de la concentration de carbonate de calcium, la diminution de la biomasse chez le témoin non inoculé a été beaucoup plus importante que celle qui a été observée chez les plantes inoculées (Tableau 9). Étant donné que pour chaque souche, le rapport entre biomasse des plantes inoculées et non inoculées diffère selon la concentration de carbonate de calcium, on peut conclure que ce dernier a influencé l'efficacité symbiotique du champignon à travers son effet sur la croissance et la biomasse. On peut affirmer également que les souches DAOM 241558, DAOM 197198(PT) et DAOM 197198(AAC) ont eu un comportement significativement différent des souches Cuba 8 et DAOM 234181 à différents niveaux de carbonate de calcium.

**Tableau 9- Rapport de la biomasse des plantes inoculées avec une souche de champignon mycorhizien par rapport au témoin non inoculé**

Souche	Concentration de CaCO <sub>3</sub>			
	0% (p/p)	1% (p/p)	5% (p/p)	10% (p/p)
1	0,75	0,61	0,80	1,2
2	1,37	1,53	1,46	3,66
3	4,81	8,15	9,61	16
4	4,06	4,73	9,92	8
5	4,93	4,46	10,8	16,53

Identification des souches et des régimes d'inoculation 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT).

Les souches DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) ne sont pas statistiquement différentes quant à leur effet sur la biomasse ( $F=3.83$  et  $P=0.07$ ) (Tableau 7). Cependant, une différence entre ces deux souches a été observée pour la teneur des plantes en phosphore, alors qu'il s'agit de la même souche, mais fournie par deux institutions différentes. La souche DAOM 197198(AAC) a été reçue sous forme de propagules dans un substrat de croissance solide et celle de DAOM 197198(PT) sous forme spores produites sur des racines transformées et suspendues dans une formulation liquide. Les quelques différences observées pourraient donc s'expliquer par une différence dans la préparation ou dans le conditionnement des deux inocula. On pourrait alors penser qu'il y avait une différence au niveau du volume et de la densité de la suspension de spores dans chacun des deux inocula. De plus, il est possible que les différences observées entre la souche préparée sur plantules (DAOM 197198(AAC)) et la même souche fournie par Premier Tech (DAOM 197198(PT)) soient liées à la physiologie de cette souche lorsqu'elle a été préparée selon deux protocoles très différents.

## CONCLUSION

Dans le cadre de ce projet de recherche, nous avons évalué certaines souches de champignons mycorhiziens arbusculaires pour leur capacité à s'adapter aux sols alcalins d'Haïti. L'expérience décrite ici a consisté en l'examen de l'effet combiné du champignon *Rhizophagus irregularis* et du carbonate de calcium sur la biomasse aérienne, la colonisation mycorhizienne et la composition minérale du poireau, notamment en K, Ca, P, Fe, Zn et Mg. L'hypothèse formulée était que le carbonate de calcium exerçait une influence sur l'efficacité symbiotique des champignons mycorhiziens arbusculaires et qu'au moins une des cinq souches utilisées aurait un comportement significativement différent des autres selon les niveaux de carbonate de calcium.

Les résultats ont démontré que le niveau de colonisation mycorhizienne a diminué avec l'augmentation de la concentration de carbonate de calcium. On a également observé une corrélation positive entre le taux de colonisation et la biomasse, sauf pour la souche DAOM 234181. On a constaté une modification dans l'équilibre minéral des plantes selon les souches et les concentrations de carbonate de calcium. Une diminution de la teneur de certains éléments minéraux entre la première et la deuxième récolte peut être expliquée par l'effet de dilution de ces minéraux au profit de la photosynthèse. Le niveau de colonisation combiné au prélèvement d'éléments minéraux a occasionné une amélioration significative de la biomasse aérienne, même à de fortes concentrations de carbonate de calcium. L'augmentation de la biomasse varie selon les souches alors que leur efficacité résulte de leur capacité à combattre les effets du carbonate de calcium. En effet, une différence significative a été observée entre les souches. Par exemple, les plantes inoculées avec les souches DAOM 241558, DAOM 197198(AAC) et DAOM 197198(PT) ont eu une meilleure adaptation dans les sols alcalins et ont contribué à induire une teneur élevée en potassium, en phosphore et en zinc dans leurs plantes hôtes. En revanche, les souches Cuba 8 et DAOM 234181 ont favorisé chez les plantules l'absorption de plus de calcium, de fer et de magnésium, trois éléments minéraux qui sont en corrélation négative avec la biomasse.

Cette recherche a permis d'évaluer le potentiel de cinq souches du champignon mycorhizien arbusculaire de l'espèce *Rhizophagus irregularis* pour ce qui concerne le niveau de colonisation

racinaire, la stimulation de la croissance végétale et l'amélioration de la nutrition minérale en condition de stress lié à une concentration élevée de carbonate de calcium. Les résultats ont permis d'identifier certaines souches efficaces en milieu alcalin. Ces nouvelles données permettront d'explorer le potentiel des champignons mycorhiziens arbusculaires comme agents d'accroissement de la productivité agricole et l'amélioration de l'agriculture haïtienne.

## BIBLIOGRAPHIE

- AN, G.H. et al. (2008) *Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi associated with pioneer grass species Miscanthus sinensis in acid sulfate soils: Habitat segregation along pH gradients*. Soil Science and Plant Nutrition, 54 (4) : 517-528.
- ANSORI, A. et GHOLAMI, A. (2015) *Improved Nutrient Uptake and Growth of Maize in Response to Inoculation with Thiobacillus and Mycorrhiza on an Alkaline Soil*. Communications in Soil Science and Plant Analysis, 46 (17): 2111-2126.
- AZCÓN, R. et BAREA, J.M. (1992) *The effect of vesicular-arbuscular mycorrhizae in decreasing Ca acquisition by alfalfa plants in calcareous soils*. Biology and Fertility of Soils, 13: 155-159.
- BELLANDE, A. (2009) *Impact socioéconomique de la dégradation des terres en Haïti et interventions pour la réhabilitation du milieu cultivé*. Santiago de Chili, CEPAL, 73 p.
- BENCHERIF, K. et al. (2015) *Impact of soil salinity on arbuscular mycorrhizal fungi biodiversity and microflora biomass associated with Tamarix articulata Vahl rhizosphere in arid and semi-arid Algerian areas*. Science of the Total Environment, 533: 488-494.
- BERG, L. et al. (2009) *Environnement*. Bruxelles, De Boeck Supérieur, 700 p.
- BERMUDEZ, M. et AZCÓN, R. (1996) *Calcium uptake by alfalfa as modified by a mycorrhizal fungus and liming*. Symbiosis, 20: 175-184.
- BAYARD, B. et al. (2006) *The Adoption and Management of Soil Conservation Practices in Haiti: The Case of Rock Walls*. Agricultural Economics Review, 7 (2): 28-39.
- BRUNDRETT, M.C. (2004) *Diversity and classification of mycorrhizal associations*. Biol. Rev., 79: 473-495.
- BRUNDRETT, M.C. et al. (1996) *Working with mycorrhizas in forestry and agriculture*. Canberra, Australian Centre for International Agricultural Research, 374 p.
- BRYLA, D.R. et EISSENSTAT, D.M. (2005) *Respiratory costs of mycorrhizal associations*. In: LAMBERS, H. et RIBAS-CARBO, M. (2005) *Plant Respiration: From Cell to Ecosystem*. New York, Springer, 207-224.
- CANDIDO, V. et al. (2015) *Growth and yield promoting effect of artificial mycorrhization on field tomato at different irrigation regimes*. Scientia Horticulturae 187 : 35-43.
- CARTMILL, A.D. et al. (2008) *Arbuscular mycorrhizal fungi enhance tolerance of vinca to high alkalinity in irrigation water*. Science Horticulture, 115: 275-284.

CAVAGNARO, T.R. et al. (2015) *The role of arbuscular mycorrhizas in reducing soil nutrient loss*. Trends in Plant Science, 20 (5): 283-290.

CHIFFLOT, V. (2008) *Étude moléculaire des champignons mycorrhiziens arbusculaires dans un système agrisylvicole*. Québec, Université Laval, 102 p.

CLARK, R.B. et al. (1999) *Effects of mycorrhizal fungus isolates on mineral acquisition by Panicum virgatum in acidic soil*. Mycorrhiza, 9 : 167–176.

CLARK, R.B. et ZETO, S.K. (1996) *Mineral acquisition by mycorrhizal maize grown on acid and alkaline soil*. Soil Biology and Biochemistry, 28 (10-11) : 1495-1503.

CLARK, R.B. et ZETO, S.K. (2000) *Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants*. Journal of Plant Nutrition, 23 (7): 867-902.

COUGHLAN, A.P. et al. (2000) *Soil pH-induced changes in root colonization, diversity of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi from healthy and declining maple forests*. Canadian journal of forest research, 30 : 1543-1554.

CRAAQ (2011) *Guide de référence en fertilisation 2<sup>e</sup> édition*. Québec, Centre de référence en agriculture et agroalimentaire du Québec, 473 p.

DAVET, P. (1996) *Vie microbienne du sol et production végétale*. Paris, Éditions Quae, 383 p.

DOMINGUEZ-NUNEZ, J.A. et al. (2016) *Mycorrhizal Fungi: Role in the Solubilization of Potassium*, In *Potassium Solubilizing Microorganisms for Sustainable Agriculture*. New Delhi, Springer India, 331 p.

FINLAY, R. (2007) *Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis -- With special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium: Comparative biochemistry and physiology*. Comparative Biochemistry and Physiology, Part A. 146: S220-S221.

FORTIN, J.A. et al. (2002) *Arbuscular mycorrhiza on root-organ cultures*. Canadian Journal of Botany, 80: 1-20.

FORTIN, J.A. et al. (2008) *Les mycorhizes : la nouvelle révolution verte*. Québec, Éditions MultiMondes, 131 p.

FORTIN, J.A. et al. (2015) *Les mycorhizes : l'essor de la nouvelle révolution verte, 2<sup>e</sup> édition*. Québec, Éditions MultiMondes, 163 p.

GARBAYE, J. (2013) *La symbiose mycorrhizienne : Une association entre les plantes et les champignons*. Paris, Editions Quae, 280 p.

GARMENDIA, I. et al. (2006) *Defence-related enzymes in pepper roots during interactions with arbuscular mycorrhizal fungi and/or Verticillium dahliae*. Biocontrol, 15: 293-310.

GEHRIG, H. et al. (1996) *Geosiphon pyriforme*, a fungus forming endocytobiosis with *Nostoc* (Cyanobacteria) is an ancestral member of the Glomales: evidence by SSU rRNA analysis. *Journal of Molecular Evolution*, 43: 71-81.

GIANINAZZI-PEARSON, V. et al. (1994) *Gene expression and molecular modifications associated with plant responses to infection by arbuscular mycorrhizal fungi*. In: DANIELS et al. (1994) *Advances in molecular genetics of plant-microbe interactions*. Dordrecht, Kluwer, p. 179-186.

GUISSOU, T. et al. (2001) *Effets des mycorhizes à arbuscules sur la tolérance à un stress hydrique de quatre arbres fruitiers: Balanites aegyptiaca (L.) Del., Parkia biglobosa (jacq.) Benth., Tamarindus indica L. et Zizyphus mauritiana Lam.* *Sécheresse*, 12 (2) : 121 - 127.

GUTTENBERGER, M. (2000) *Arbuscules of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi inhabit an acidic compartment within plant roots*. *Planta*, 211: 299-304.

HASELWANDTER, K. et BOWEN, G.D. (1996) *Mycorrhizal relations in trees in agroforestry and land rehabilitation*. *Forest Ecology and Management*, 81: 1-17.

HEINEMEYER, A. et al. (2004) *Impact of soil warming and shading on colonization and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of a native grassland community*. *Global Change Biology*, 10: 52-64.

HEPPER, C.M. (1984) *Regulation of spore germination of the vesicular arbuscular mycorrhizal fungus Acaulospora laevis by soil pH*. *Transactions of the British Mycological Society*, 83: 154-156.

HERNÁNDEZ, G. (2000) *Behaviour of arbuscular-mycorrhizal fungi on Vigna luteola growth and its effect on the exchangeable (32P) phosphorus of soil*. *Biology and Fertility of Soils*, 31: 232-236.

HOPKINS, W.G. (2003) *Physiologie végétale*. Bruxelles, De Boeck Supérieur, 532 p.

HOPKINS, B. et ELLSWORTH, J. (2005) *Phosphorus availability with alkaline/calcareous soil*. Western nutrient management conference, Salt Lake City, 6: 88-93.

HU, Z.Q. et al. (2013) *Arbuscular mycorrhizal fungi enhance both absorption and stabilization of Cd by Alfred stonecrop (Sedum alfredii Hance) and perennial ryegrass (Lolium perenne L.) in a Cd-contaminated acidic soil*. *Chemosphere*, 93, 1359-1365.

HYLKEMA, A.L. (2011) *Haiti Soil Fertility Analysis and Crop Interpretations for Principal Crops in the Five WINNER Watershed Zones of Intervention*. University of Florida, 38 p.

IM-ERB, R. et al (2004) *Utilization of coal ash to improve acid soil Songklanakarin*. *Journal of Science and Technology*, 26 (5): 697-708.

INGLEBY, K. et al. (2007) *Mycorrhizas in Agroforestry: spread and sharing of arbuscular mycorrhizal fungi between trees and crops: complementary use of molecular and microscopic approaches*. Plant Soil, 294: 125-136.

ISAAC, L. et al. (2006) *Promising tree species as hedgerows : For alley cropping in different environments in Haiti*. Auburn University Technical Bulletin, 1 : 1-32.

KALDORF, M. et al. (1999) *Selective Element Deposits in Maize Colonized by a Heavy Metal Tolerance Conferring Arbuscular Mycorrhizal Fungus*. Journal of Plant Physiology, 154 : 718-728.

KOLTAI, H. et KAPULNIK, Y. (2010) *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*, 2<sup>e</sup> ed. London, Springer, 323 p.

KONG, A. et al. (2015) *Russulaceae associated with mycoheterotroph *Monotropa uniflora* (Ericaceae) in Tlaxcala, Mexico: a phylogenetic approach*. Cryptogamie, Mycologie, 36 (4): 479-512.

KUMAR, A. et al. (2010) *Arbuscular mycorrhizal fungal dynamics in the rhizospheric soil of five medicinal plant species*. Middle-East Journal of Scientific Research, 6: 281-288.

LABIDI, S. et al. (2012) *Role of arbuscular mycorrhizal symbiosis in root mineral uptake under CaCO<sub>3</sub> stress*. Mycorrhiza, 22 (5): 337-345.

LACKIES, S.M. et al. (1988) *Comparison of colonization among half-sib families of *Medicago sativa* L. by *Glomus versiforme* (Daniels and Trappe) Berch*. New Phytol, 108: 477-482.

LIU, H. et al. (2015) *Enhancement of arbuscular mycorrhizal fungus (*Glomus versiforme*) on the growth and Cd uptake by Cd-hyperaccumulator *Solanum nigrum**. Applied Soil Ecology, 89: 44-49.

MADIGAN, M.T. et al. (2014) *Brock Biology of Microorganisms (14th Edition)*. San Francisco, Benjamin Cummings, 1032 p.

MALCOVA, R. et al. (2001) *The role of the extraradical mycelium network of arbuscular mycorrhizal fungi on the establishment and growth of *Calamagrostis epigejos* in industrial waste substrates*. Applied Soil Ecology, 18 : 129–142.

MARSCHNER, H. (1995) *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*, 2<sup>nd</sup> edition. Cambridge, Academic Press, 889 p.

MARSCHNER, H. (1998) *Role of root growth, arbuscular mycorrhiza and root exudates for the efficiency in nutrient acquisition*. Field Crops Research, 56: 203-207.

MEENA, V.S. et al. (2014) *Does a rhizospheric microorganism enhance K<sup>+</sup>availability in agricultural soils?* Microbiological Research, 169: 337–347.

MEENA, V.S. et al. (2015) *Potassium solubilizing rhizobacteria (KSR): Isolation, identification, and K-release dynamics from waste mica*. Ecological Engineering, 81 : 340–347.

MEENA, V.S. et al. (2016) *Potassium Solubilizing Microorganisms for Sustainable Agriculture*. New Delhi, Springer, 331 p.

MIRANSARI, M. et al. (2009a) *Effects of soil compaction and arbuscular mycorrhiza on corn (Zea mays L.) nutrient uptake*. Soil et Tillage Research, 103 : 282–290.

MIRANSARI, M. et al. (2009b) *Effects of arbuscular mycorrhiza, soil sterilization, and soil compaction on wheat (Triticum aestivum L.) nutrients uptake*. Soil et Tillage Research, 104 : 48–55.

NABILA, H. (2014) *Application des mycorhizes arbusculaires en culture maraîchère cas de la pastèque*. Sétif, Université Ferhat Abbas Sétif 1, 83 p.

NDIAYE, M. et al. (2007) *Réponse à l'inoculation mycorhizienne de deux espèces sylvicoles productrices de gomme : Acacia senegal et Sterculia Setigera*. Journal des Sciences, 7 (4) : 17-25.

PETTERSON, L.R. et MASSICOTTE, H.B. (2004) *Exploring structural definitions of mycorrhizas, with emphasis on nutrient-exchange interfaces*. Canadian Journal of Botany, 82: 1074–1088.

PLENCHETTE, C. et al. (2005) *Managing arbuscular mycorrhizal fungi in cropping systems*. Canadian Journal of Plant Science, 85 (1): 31-40.

RAMOS, A.C. et al. (2008) *pH signature for the responses of arbuscular mycorrhizal fungi to external stimuli*. Plant Signaling et Behavior, 3 (10): 850-852.

RAVEN, P.H. et al. (2011) *Biologie*. Bruxelles, De Boeck Supérieur, 1406 p.

RENGEL, Z. et GRAHAM, R.D. (1995) *Importance of seed zinc content for wheat growth on zinc-deficient soil*. Plant and soil, 173 (2): 259-266.

RICKLEFTS, R.E. et MILLER, G.L. (2005) *Écologie 4<sup>e</sup> édition*. Bruxelles, De Boeck Supérieur, 858 p.

RILLIG, M.C. et al. (2002) *The role of arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin in soil aggregation: comparing effects of five plants species*. Plant and Soil, 238: 325-333.

RIVEST, R. et SAINT-PIERRE, M. (2005) *Les fumiers comme sources d'oligo-éléments pour le maïs*. Ste-Hyacinthe, Journées grandes cultures Agri-vision 2005-2006, 9 p.

SCHÜBLER, A. et al. (2001) *A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution*. Mycological Research, 105 (12), 1413-1421.

SCHWARZOTT, D. et al. (2001) *Glomus, the Largest Genus of the Arbuscular Mycorrhizal Fungi (Glomales), is nonmonophyletic*. Molecular Phylogenetics and Evolution, 21: 190-197.

SHARMA, A.K. et JOHRI, B.N. (2002) *Arbuscular Mycorrhizae: Interactions in Plants, Rhizosphere and Soils*. Enfield, Sciences Publishers, 311 p.

SIDDIQUI, Z.A. et al. (2008) *Mycorrhizae: Sustainable agriculture and forestry*. Amsterdam, Springer, 362 p.

SMITH, S.E. et READ, D.J. (2008) *Mycorrhizal symbiosis 3<sup>rd</sup> Edition*. New York, Elsevier, 787 p.

SMITH, S.E. et al. (2011) *Roles of Arbuscular Mycorrhizas in Plant Phosphorus Nutrition: Interactions between Pathways of Phosphorus Uptake in Arbuscular Mycorrhizal Roots Have Important Implications for Understanding and Manipulating Plant Phosphorus Acquisition*. Plant Physiology, 156: 1050-1057.

VALDEZ-AGUILAR, L.A. et REED, D.W. (2007) *Response of selected greenhouse ornamental plants to alkalinity in irrigation water*. Journal of Plant Nutrition, 30: 441-452.

WANG, G.M. et al. (1993) *Effects of pH on arbuscular mycorrhiza*. I. Field observations on the long-term liming experiments at Rothamsted and Woburn. New Phytol, 124: 465-472.

WANG, M.Y. et al. (2007) *Arbuscular mycorrhizal fungi alleviate iron deficient chlorosis in Poncirus trifoliata L. Raf under calcium bicarbonate stress*. Journal of Horticultural Science et Biotechnology, 82 (5): 776–780.

WANG B. et QIU, Y-L (2006) *Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants*. Mycorrhiza, 16: 299–363.

WILLIAMS, V.J. (2011) *A Case Study of Desertification in Haiti*. Journal of sustainable development, 4 (3): 20-31.

WRIGHT, S.F. et ANDERSON, L. (2000) *Aggregate stability and glomalin in alternative crop rotations for the Central Great Plains*. Biology and Fertility of Soil, 31: 249-253.

WU, S.C. et al. (2005) *Effects of biofertilizer containing N-fixer, P and K solubilizers and AM fungi on maize growth: a greenhouse trial*. Geoderma, 125 : 155-166.

WU, Q.S. et XIA, R.X. (2006) *Arbuscular mycorrhizal fungi influence growth, osmotic adjustment and photosynthesis of citrus under well-watered and water stress conditions*. Journal of Plant Physiology, 163, 417-425.

YAO, K.M. (1996) *Influence de différentes espèces de champignons endomycorhiziens sur la croissance et le rendement de cultivars d'oignon (Allium cepa L.) soumis à différentes conditions culturales*. Mémoire de maîtrise, Université Laval, 95 p.

ZAEFARIAN, F. et al. (2011) *Effect of Heavy Metals and Arbuscular Mycorrhizal Fungal on Growth and Nutrients (N, P, K, Zn, Cu and Fe) Accumulation of Alfalfa (Medicago sativa L.)*. American-Eurasian Journal of Agricultural et Environmental Sciences, 11 (3): 346-352.

ZHANG, B. et al. (2016) *Mycorrhizal inoculation and nitrogen fertilization affect the physiology and growth of spring wheat under two contrasting water regimes*. Plant Soil, 398: 47-57.

## ANNEXES

Tableau 10- Teneur des plantes en potassium en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	75
Tableau 11- Teneur des plantes en potassium à 10 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	75
Tableau 12- Teneur des plantes en potassium à 13 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et du carbonate de calcium .....	76
Tableau 13- Teneur des plantes en phosphore en fonction de l'inoculation en interaction avec la concentration de carbonate de calcium .....	76
Tableau 14- Teneur des plantes en phosphore à 10 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	76
Tableau 15- Teneur des plantes en phosphore à 13 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	77
Tableau 16- Teneur des plantes en fer à 10 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	77
Tableau 17- Teneur des plantes en fer à 13 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	78
Tableau 18- Teneur des plantes en magnésium à 10 semaines en fonction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium.....	78
Tableau 19- Teneur des plantes en magnésium à 13 semaines en fonction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium.....	79
Tableau 20- Biomasse sèche du poireau en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et de l'inoculation.....	79
Tableau 21- Biomasse sèche à 10 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	79
Tableau 22- Biomasse sèche à 13 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	80
Tableau 23- Taux de colonisation mycorhizienne et de biomasse sèche en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium .....	80

**Tableau 10- Teneur des plantes en potassium en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	19407,83 ± 2865 de	10456,83 ± 2865 e	9961 ± 2865 e	8866,5 ± 2865 e
S1	36533,5 ± 2865 abc	31396,67 ± 2865 abcd	27290,17 ± 2865 bcd	18432,33 ± 2865 e
S2	38502,5 ± 2865 ab	28556,5 ± 2865 bcd	23489,67 ± 2865 bcde	22688,17 ± 2865 cde
S3	33515,5 ± 2865 abcd	33781,67 ± 2865 abcd	37283,17 ± 2865 abc	38663,33 ± 2865 ab
S4	44181 ± 2865 a	34935,83 ± 2865 abc	30778,17 ± 2865 abcd	29923 ± 2865 abcd
S5	28798,83 ± 2865 bcd	32647,67 ± 2865 abcd	32192,17 ± 2865 abcd	31348,17 ± 2865 abcd

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 11- Teneur des plantes en potassium à 10 semaines en fonction de l'interaction d du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	22978 ± 2865 hij	12723,67 ± 2865 j	12279 ± 2865 j	14308,33 ± 2865 ij
S1	47092 ± 2865 bc	45280,67 ± 2865 bcd	37833,33 ± 2865 cde	24208 ± 2865 hi
S2	45206 ± 2865 bcde	36220 ± 2865 cdefg	26438,33 ± 2865 gh	26819 ± 2865 gh
S3	45569,33 ± 2865 bc	49758,33 ± 2865 b	47059,33 ± 2865 bc	53061 ± 2865 ab
S4	61998,67 ± 2865 a	45739,67 ± 2865 bcdef	32133,33 ± 2865 gh	30648 ± 2865 gh
S5	36663,67 ± 2865 cdefg	34031,33 ± 2865 defg	35049,33 ± 2865 efgh	31796 ± 2865 fgh

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 12- Teneur des plantes en potassium à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et du carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	15840,67 ± 2865 def	8190 ± 2865 f	7643 ± 2865 f	3424,67 ± 2865 f
S1	25975 ± 2865 abcd	17512,67 ± 2865 cdef	16747 ± 2865 cdef	12656,67 ± 2865 ef
S2	31799 ± 2865 a	20893 ± 2865 abcde	20541 ± 2865 abcde	18557,33 ± 2865 bcdef
S3	21461,67 ± 2865 abcde	17805 ± 2865 cdef	27507 ± 2865 abc	24265,57 ± 2865 abcd
S4	26363,33 ± 2865 abcd	24132 ± 2865 abcd	29423 ± 2865 ab	29198 ± 2865 ab
S5	20934 ± 2865 abcde	31264 ± 2865 a	29335 ± 2865 ab	30900,33 ± 2865 a

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 13- Teneur des plantes en phosphore en fonction du régime d'inoculation en interaction avec la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	552,85 ± 127 fg	272,86 ± 127 hi	44,87 ± 127 i	0,08 ± 127 i
S1	477,5 ± 127 ghi	354,37 ± 127 ghi	356,37 ± 127 ghi	303,37 ± 127 ghi
S2	737,33 ± 127 ef	765,18 ± 127 ef	371,2 ± 127 ghi	544,04 ± 127 fg
S3	933,67 ± 127 de	1140,17 ± 127 cd	1260 ± 127 bc	1243,33 ± 127 bc
S4	930,5 ± 127 de	1117 ± 127 cd	1162,33 ± 127 cd	960,67 ± 127 de
S5	1150,83 ± 127 cd	1657,17 ± 127 a	1411,83 ± 127 ab	1260,33 ± 127 bc

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 14- Teneur des plantes en phosphore à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	88,03 ± 127 j	19,72 ± 127 j	0,08 ± 127 j	0,08 ± 127 j
S1	737,67 ± 127 hi	708,67 ± 127 hi	712,67 ± 127 hi	606,67 ± 127 i

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S2	788,33 ± 127 fghi	1031 ± 127 fgh	742,33 ± 127 ghi	1088 ± 127 efg
S3	1121 ± 127 def	1392,67 ± 127 bcd	1664,33 ± 127 ab	1669 ± 127 ab
S4	1114,67 ± 127 cde	1522,33 ± 127 abc	1465,67 ± 127 abc	1148 ± 127 cde
S5	1522 ± 127 abc	1765,67 ± 127 a	1435 ± 127 abc	1284 ± 127 cde

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 15- Teneur des plantes en phosphore à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	1017,67 ± 127 bc	526 ± 127 ef	89,67 ± 127 g	0,08 ± 127 g
S1	217,33 ± 127 fg	0,08 ± 127 g	0,08 ± 127 g	0,08 ± 127 g
S2	686,33 ± 127 e	499,36 ± 127 e	0,08 ± 127 g	0,08 ± 127 g
S3	746,33 ± 127 cde	887,67 ± 127 bcd	855,67 ± 127 cde	817,67 ± 127 cde
S4	746,33 ± 127 cde	711,67 ± 127 cde	859 ± 127 cde	773,33 ± 127 cde
S5	779,67 ± 127 cde	1548,67 ± 127 a	1388,67 ± 127 a	1236,67 ± 127 ab

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 16- Teneur des plantes en fer à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	0,00 ± 17 f	4 ± 17 ef	0,00 ± 17 f	0,00 ± 17 f
S1	80,33 ± 17 bcd	128,33 ± 17 ab	167 ± 17 a	102 ± 17 abcd
S2	47 ± 17 cdef	119 ± 17 ab	98 ± 17 bcd	110 ± 17 abc
S3	42,67 ± 17 cdef	38 ± 17 cdef	59,67 ± 17 cdef	43,67 ± 17 cdef
S4	46,67 ± 17 cdef	42,67 ± 17 cdef	55,33 ± 17 cdef	56 ± 17 cdef
S5	81,67 ± 17 bcd	71 ± 17 bcd	54,67 ± 17 cdef	27,67 ± 17 cdef

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM

197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 17- Teneur des plantes en fer à 13 semaines en fonction de l'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	47,67 ± 17 c	58,67 ± 17 bc	24,67 ± 17 c	56 ± 17 c
S1	120,67 ± 17 ab	58,33 ± 17 bc	6,34 ± 17 c	183 ± 17 a
S2	49 ± 17 c	30,67 ± 17 c	55,67 ± 17 bc	0,00 ± 17 c
S3	29 ± 17 c	6,67 ± 17 c	9,33 ± 17 c	26 ± 17 c
S4	14 ± 17 c	35 ± 17 c	13 ± 17 c	0,00 ± 17 c
S5	32,33 ± 17 c	14 ± 17 c	23,33 ± 17 c	42 ± 17 c

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 18- Teneur des plantes en magnésium à 10 semaines en fonction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	3140 ± 272 ef	3041,33 ± 272 ef	2895,67 ± 272 f	3769,33 ± 272 cdef
S1	3723,33 ± 272 cdef	4477,33 ± 272 abc	5160,67 ± 272 a	3212 ± 272 ef
S2	3171,33 ± 272 ef	4452,33 ± 272 abc	4322,33 ± 272 abcd	3780,33 ± 272 cdef
S3	2841 ± 272 f	3104 ± 272 ef	4914,33 ± 272 ab	4324,67 ± 272 abc
S4	2764,67 ± 272 f	3354,33 ± 272 def	4014,33 ± 272 bcde	4022,67 ± 272 bcd
S5	3541 ± 272 cdef	3707,67 ± 272 cdef	4044,33 ± 272 bcd	4314,67 ± 272 abcd

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 19- Teneur des plantes en magnésium à 13 semaines en fonction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	3397,67 ± 272 abc	3928,33 ± 272 abc	4734,67 ± 272 abc	4076,33 ± 272 abc
S1	3894 ± 272 abc	4553,33 ± 272 abc	4211,33 ± 272 abc	5427,67 ± 272 a
S2	4190,67 ± 272 abc	3893,33 ± 272 abc	4093,67 ± 272 abc	3624,33 ± 272 abc
S3	2552,33 ± 272 bc	2426 ± 272 c	3219,67 ± 272 bc	3181 ± 272 bc
S4	2860,67 ± 272 bc	3894,33 ± 272 abc	4046,33 ± 272 abc	3990,33 ± 272 abc
S5	2753,67 ± 272 bc	3220,33 ± 272 bc	4179,67 ± 272 abc	3334 ± 272 abc

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 20- Biomasse sèche du poireau en fonction de l'interaction de la concentration de carbonate de calcium et du régime d'inoculation**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	0,163 ± 0,04 def	0,065 ± 0,04 def	0,027 ± 0,04 f	0,015 ± 0,04 f
S1	0,122 ± 0,04 def	0,047 ± 0,04 def	0,022 ± 0,04 f	0,018 ± 0,04 f
S2	0,222 ± 0,04 def	0,108 ± 0,04 def	0,038 ± 0,04 ef	0,055 ± 0,04 def
S3	0,772 ± 0,04 a	0,53 ± 0,04 bc	0,257 ± 0,04 def	0,24 ± 0,04 def
S4	0,657 ± 0,04 ab	0,308 ± 0,04 cd	0,258 ± 0,04 def	0,12 ± 0,04 def
S5	0,80 ± 0,04 a	0,292 ± 0,04 cdef	0,282 ± 0,04 cdef	0,248 ± 0,04 def

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différentes selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 21- Biomasse sèche à 10 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	0,09 ± 0,04 cd	0,02 ± 0,04 cd	0,02 ± 0,04 d	0,02 ± 0,04 d

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S1	0,14 ± 0,04 bcd	0,05 ± 0,04 cd	0,02 ± 0,04 cd	0,02 ± 0,04 cd
S2	0,27 ± 0,04 abcd	0,05 ± 0,04 cd	0,03 ± 0,04 cd	0,05 ± 0,04 cd
S3	0,55 ± 0,04 a	0,47 ± 0,04 abc	0,11 ± 0,04 cd	0,18 ± 0,04 abcd
S4	0,54 ± 0,04 a	0,29 ± 0,04 abcd	0,13 ± 0,04 bcd	0,08 ± 0,04 cd
S5	0,36 ± 0,04 abcd	0,19 ± 0,04 abcd	0,13 ± 0,04 bcd	0,17 ± 0,04 abcd

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes qui sont significativement différentes selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 22- Biomasse sèche à 13 semaines en fonction de l'interaction du régime d'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Traitement	Concentration de CaCO <sub>3</sub> (g/kg de substrat)			
	0	10	50	100
S0	0,23 ± 0,04 de	0,11 ± 0,04 e	0,03 ± 0,04 e	0,01 ± 0,04 e
S1	0,11 ± 0,04 e	0,04 ± 0,04 e	0,02 ± 0,04 e	0,01 ± 0,04 e
S2	0,17 ± 0,04 e	0,17 ± 0,04 e	0,05 ± 0,04 e	0,06 ± 0,04 e
S3	0,99 ± 0,04 ab	0,59 ± 0,04 bcd	0,40 ± 0,04 cde	0,30 ± 0,04 de
S4	0,78 ± 0,04 bc	0,33 ± 0,04 de	0,39 ± 0,04 cde	0,16 ± 0,04 e
S5	1,24 ± 0,04 a	0,40 ± 0,04 cde	0,44 ± 0,04 cd	0,33 ± 0,04 de

Les lettres différentes correspondent aux groupes de moyennes ± l'erreur-type qui sont significativement différents selon le test de Tukey (Tukey's HSD) au seuil de signification P<0.05. Identification des souches et des régimes d'inoculation : 0= témoin non inoculé; 1= Cuba 8; 2= DAOM 234181; 3= DAOM 241558; 4= DAOM 197198(AAC); 5= DAOM 197198(PT). Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

**Tableau 23- Taux de colonisation mycorhizienne et de biomasse sèche en fonction du régime d'interaction de l'inoculation et de la concentration de carbonate de calcium**

Statut fongique	Souche	Carbonate de calcium (g/kg substrat)	% de colonisation	Biomasse sèche
AM+	Cuba 8	0 (pH 7,5)	51,50 f	0,12 c
		10 (pH 7,8)	44,17 f	0,047 d
		50 (pH 8,0)	43,67 g	0,022 d
		100 (pH 8,4)	40,33 g	0,018 d

Statut fongique	Souche	Carbonate de calcium (g/kg substrat)	% de colonisation	Biomasse sèche
AM+	DAOM 234181	0 (pH 7,5)	62,33 abc	0,22 c
		10 (pH 7,8)	64,17 a	0,11 c
		50 (pH 8,0)	58 cd	0,04 d
		100 (pH 8,4)	56,17 de	0,05 d
	DAOM 241558	0 (pH 7,5)	63,50 ab	0,77 a
		10 (pH 7,8)	60,67 abcd	0,53 ab
		50 (pH 8,0)	58,33 bcd	0,26 c
		100 (pH 8,4)	59,83 abcd	0,24 c
	DAOM 197198 (AAC)	0 (pH 7,5)	59,83 abcd	0,66 a
		10 (pH 7,8)	59,67 bcd	0,31 bc
		50 (pH 8,0)	56 de	0,26 c
		100 (pH 8,4)	52,67 ef	0,12 c
	DAOM 197198 (PT)	0 (pH 7,5)	62,17 abc	0,79 a
		10 (pH 7,8)	59,83 abcd	0,29 c
		50 (pH 8,0)	55,83 def	0,28 c
		100 (pH 8,4)	53,17 ef	0,253 c
NM	0 (pH 7,5)	0 f	0,15 c	
	10 (pH 7,8)	0 f	0,065 d	
	50 (pH 8,0)	0 f	0,027 d	
	100 (pH 8,4)	0 f	0,015 d	

Les lettres correspondent aux groupes de moyennes selon le test de Tukey (Tukey's HSD) pour un niveau de signification de  $P < 0.05$ . Les valeurs de 0, 10, 50 et 100 grammes de carbonate de calcium par kg de substrat correspondent respectivement à 0% (p/p), 1% (p/p), 5% (p/p) et 10% (p/p).

AM+= Inoculation mycorhizienne

NM= sans ajout de champignon